PETROBRAS

Projeto de Monitoramento de Cetáceos na Bacia de Santos

PMC-BS

8º Relatório Anual —

Volume II: Anexos

Revisão 00

Março/2024

CONTROLE DE REVISÕES

REV.	DESCRIÇÃO	DATA
00	Documento Original	01/03/2024

	Original	Rev. 01	Rev. 02	Rev. 03	Rev. 04
Data	01/03/2024				
Elaboração	Leonardo Wedekin, Ana Cypriano, Carolina Bezamat, Fábio Daura-Jorge, José Olimpio, Alexandre Paro, Marta Cremer, Renan Paitach, Renato Carreira				
Verificação	Aline Fernandes, José Olimpio e Leonardo Wedekin				
Aprovação	José Olimpio				

LISTA DE ANEXOS

Anexo III-1: Procedimento Operacional 02 - Procedimento para realização de biópsia do PMC-BS, Ciclo de Médio Prazo 9
Anexo III-2: Procedimento Operacional 03 - Procedimento para coleta de dados visuais em campanha embarcada do PMC-BS, Ciclo de Médio Prazo 22
Anexo III-3: Procedimento Operacional 04 - Procedimento para operação do Monitoramento Acústico Passivo do PMC-BS, Ciclo de Médio Prazo 38
Anexo III-4: Procedimento Operacional 06 - Procedimento para processamento dos dados do Monitoramento Acústico Passivo do PMC-BS, Ciclo de Médio Prazo..... 71
Anexo III-5: Procedimento Operacional 07 - Procedimento para coleta de dados visuais em campanha aérea do PMC-BS, Ciclo de Médio Prazo 84
Anexo III-6: Procedimento Operacional 08 - Procedimento para instalação de transmissores satelitais e DTAGs do PMC-BS, Ciclo de Médio Prazo 97
Anexo III-7: Procedimento Operacional 09 - Procedimento para processamento dos dados de Foto-identificação do PMC-BS, Ciclo de Médio Prazo 116
Anexo III-8: Procedimento Operacional 10 - Procedimento para processamento das amostras para análise genética do PMC-BS, Ciclo de Médio Prazo..... 128
Anexo III-9: Procedimento Operacional 13 - Protocolo para determinação de isótopos estáveis (δ13C e δ15N) em amostras (biópsias) de pele..... 136
Anexo III-10: Características dos arranjos de hidrofones utilizados no Monitoramento Acústico Passivo do PMC-BS..... 147
Anexo IV-1: Esforço e Tamanho Amostral por Campanha do PMC-BS 149

Anexo IV-2: Resumo das comparações de catálogos com outros grupos de pesquisa, com datas, número de fotos comparadas e matches até a 16ª Campanha de Avistagem Embarcada e MAP do PMC-BS. *Em comparação 153

Anexo V-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. Habitat: C = costeira; Oc = oceânica. Status: CR = criticamente em perigo; EM = em perigo; VU = vulnerável; QA = quase ameaçada; BR = baixo risco; DD = deficiente em dados. 154

Anexo V-2: Resultados da identificação genética das amostras por DNAmt 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. 159

Anexo V-3: Modelagem de habitat e avistagem de 21 táxons de cetáceos que ocorrem na Bacia de Santos registradas pelo PMC-BS. 189

Anexo V-4: 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. 200

Anexo V-5: Identificação taxonômica, tamanho de grupo, distância perpendicular e posição com relação ao buffer das detecções

feitas ao longo das linhas de transecção durante a 13ª Campanha de Avistagem Aérea do PMC-BS. 202
Anexo V-6: Identificação taxonômica, tamanho de grupo, distância perpendicular e posição com relação ao buffer das detecções feitas ao longo das linhas de transecção durante a 14ª Campanha de Avistagem Aérea do PMC-BS. 204
Anexo V-7: Identificação taxonômica, tamanho de grupo, distância perpendicular e posição com relação ao buffer das detecções feitas ao longo das linhas de transecção durante a 15ª Campanha de Avistagem Aérea do PMC-BS. 207
RESPONSÁVEIS TÉCNICOS PELO RELATÓRIO 209

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 8º Relatório Anual do PMC-BS é apresentado em dois volumes – Volume I: Apresentação e Discussão de Resultados Orientados aos Objetivos e Volume II: Anexos. O Volume I apresenta a consolidação do processamento dos dados e análises do PMC-BS. Os primeiros seis anos do PMC-BS corresponderam ao Ciclo de Curto Prazo, conforme previsto em seu Projeto Executivo, aprovado pelo IBAMA em julho de 2015 (PETROBRAS, 2015). A partir do sexto ano de execução do PMC-BS, iniciou-se o Ciclo de Médio Prazo, com adequações evolutivas das metodologias, descritas em uma nova versão do Projeto Executivo (PETROBRAS, 2020b). Assim, na sua maior parte, este relatório constitui-se de uma atualização baseada no processamento e na análise cumulativa de dados gerados com a execução do PMC-BS ao longo de quase 8 anos de coletas. Buscou-se o aprofundamento das diversas análises com base nos novos dados coletados sobre cetáceos, assim como em novos cruzamentos de dados de atividades antropogênicas com a distribuição e a presença de cetáceos. Enfim, este relatório traz novas análises oriundas das adaptações implementadas a partir do Ciclo de Médio Prazo do PMC-BS.

EQUIPE TÉCNICA RESPONSÁVEL PELO 8º RELATÓRIO ANUAL 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
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
Fábio Daura-Jorge	Biólogo, Dr.	Coord. Temática de Fotoidentificação
Marta Jussara Cremer	Bióloga, Dra.	Coord. Temática de Telemetria
Renan Lopes Paitach	Biólogo, Dr.	Coord. Temática de Bioacústica
Paulo C. Simoes-Lopes	Biólogo, Dr.	Coord. Temática de Avist. Embarcada
Outros Responsáveis Técnicos do PMC-BS		
Alexandre Douglas Paro	Biólogo, Me.	Processamento e Análise de MAP
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)
Renato S. Carreira	Oceanógrafo, Dr.	Processamento e Análise de HPA (LabMAM – PUC-RJ)

Anexo III-1: *Procedimento Operacional 02 - Procedimento para realização de biópsia do PMC-BS, Ciclo de Médio Prazo*

PMC-BS	PROJETO DE MONITORAMENTO DE CETÁCEOS NA BACIA DE SANTOS – PMC-BS	Procedimento Operacional nº 02		
Título: Procedimento para realização de biópsia		**Primeira**	**Última**	**Revisão**
Responsáveis: Aline Fernandes de F. Silva e Ana Lúcia Cypriano de Souza		13/11/15	23/11/2020	06

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**
13/11/2015	Documento Original
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
23/11/2020	Revisão focada nas alterações de métodos para o Médio Prazo do PMC

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)
- Dardos para biópsia
- 1 besta Buffalo River 120 libras
- 1 besta Buffalo River 150 libras

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 biopsia 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.
- Somente ponteira descontaminada deve ser utilizada.

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.
- Serão utilizadas as ponteiras de 40 mm para cetáceos de médio e grande porte e de 25 mm para pequenos cetáceos.
- Os dardos com ponteiras de 25 mm são disparados pela balestra de 120 Bar de pressão e os com ponteiras de 40 mm disparados pela balestra de 150 Bar de pressão.
- Após a aproximação de um grupo de cetáceos, a prioridade será dada à coleta de biópsia para amostras de genética, contaminantes (HPA) e biomarcadores. Depois de coletar essas amostras, se possível, biópsia adicional deve ser realizada para a coleta de amostras de genética, isótopos estáveis e ácidos graxos[1]. Se o grupo for misto (duas ou mais espécies de cetáceos), deve-se procurar obter amostras para todas as espécies presentes na interação.
- Preferencialmente associar a biopsia 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).

[1] As amostras para ácidos graxos devem ser acondicionadas e armazenadas em local apropriado seguindo os procedimentos deste PO. Esta análise não está prevista no contrato, no entanto, estas amostras podem ser estudadas por pesquisadores terceiros, desde que solicitados e aprovados pela Petrobras.

- 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).
- Os dardos com ponteiras de 25 mm são disparados pela balestra de 120 Bar de pressão e os com ponteiras de 40 mm disparados pela balestra de 150 Bar de pressão.
- Após a aproximação de um grupo de cetáceos, a prioridade será dada à coleta de biópsia para amostras de genética, contaminantes (HPA) e biomarcadores. Depois de coletar essas amostras, se possível, biópsia adicional deve ser realizada para a coleta de amostras de genética, isótopos estáveis e ácidos graxos[2]. Se o grupo for misto (duas ou mais espécies de cetáceos), deve-se procurar obter amostras para todas as espécies presentes na interação.
- Preferencialmente associar a biopsia 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.

[2] As amostras para ácidos graxos devem ser acondicionadas e armazenadas em local apropriado seguindo os procedimentos deste PO. Esta análise não está prevista no contrato, no entanto, estas amostras podem ser estudadas por pesquisadores terceiros, desde que solicitados e aprovados pela Petrobras.

- 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 (amostra para genética e biomarcadores) da gordura (Contaminantes-HPA) 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.
- Nos casos de biópsia adicional, ou de sobra quando a biópsia resulte na obtenção de grande quantidade de material, a pele deve ser fracionada destinando ¼ para genética e ¾ para isótopo. A gordura adicional deve ser destinada para as análises de Ácidos Graxos.

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-HPA: **C**
  - Isótopos**: I**
  - Ácidos graxos**: A**
- As amostras terão terminologia conforme exemplo abaixo:
  - Primeira biópsia: **1G**; **1BB; 1BM**; **1C; 1I; 1A**
  - Vigésima biópsia: **20G**; **20BB; 20BM**; **20C; 20I; 20A**
- 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.
- 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 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.

Isótopos

- A amostra de epiderme (3/4 de pele de biópsia adicional ou sobra de material) para isótopos deve ser inserida em um microtubo de 2 ml.
- A terminologia da amostra deve ser escrita no tubo com caneta específica na parte externa do tubo.
- As amostras receberão numeração sequencial (mesmo número que as demais alíquotas da mesma biópsia) seguido pela letra “I” de isótopos estáveis. Exemplo: 1I, 2I, etc.
- As amostras para análise de Isótopos devem ser mantidas no freezer da geladeira (-20°C).

Ácidos graxos

- Embrulhar (várias vezes, para evitar contaminação) toda a amostra de gordura em papel alumínio com o lado brilhante voltado para fora;
- Colocar a amostra em tubo criogênico de 5 ml;
- Anotar a identificação da amostra com caneta específica na parte externa do tubo;
- As amostras receberão numeração sequencial (mesmo número que as demais alíquotas da mesma biópsia) seguido pela letra A para ácidos graxos. Exemplo: 1A, 2A, etc.;
- As amostras de ácidos graxos devem ser mantidas congeladas dentro do botijão de Nitrogênio no canister vermelho (4) 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 material (pinça, cabo de bisturi e placa de petri) com água e detergente neutro, com auxílio de esponja, e armazenar em caixa plástica de material usado para a posterior descontaminação em terra.
- As ponteiras utilizadas serão lavadas com água e detergente neutro, com auxílio de esponja, fervidas durante dez minutos e lavadas com etanol, mas somente serão reutilizadas para coletar biópsias para análise de isótopos estáveis.
- 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%, para as análises genéticas, serão enviadas em saco Ziplock dentro de uma caixa de isopor pelo correio (SEDEX) para o Laboratório contratado para a execução desta análise.
- As amostras de epiderme armazenadas em nitrogênio líquido serão destinadas à realização da análise de biomarcadores e seguirão para Laboratório indicado pela Petrobras.

- As amostras para análise de contaminantes deverão ser encaminhadas para laboratório 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 -80ºC** durante o transporte até o laboratório responsável. Para tanto, as amostras deverão ser **encaminhadas conforme definição dos laboratórios. Caso não haja indicação, as amostras podem ser encaminhadas dentro dos botijões de nitrogênio ou outro método que garanta a temperatura de -80ºC.**

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 modelo fornecido pela empresa executora do PMC.

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.
- Para cada biópsia serão registrados os seguintes dados: data, hora de obtenção, número da biópsia, responsável pela coleta e fracionamento, espécie, ou menor nível taxonômico identificado, coordenadas geográficas (GPS), condição do tempo, estado do mar (segundo escala Beaufort), tamanho e composição de grupo, e presença de filhotes, e reação do animal antes, durante e depois da biópsia.

13. Manejo dos Botijões de Nitrogênio

- As amostras de ácidos graxos, 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), as amostras de ácidos graxos no canister vermelho (4) e as amostras de biomarcadores nos canisters 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 400ºC 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 III-2: *Procedimento Operacional 03 - Procedimento para coleta de dados visuais em campanha embarcada do PMC-BS, Ciclo de Médio Prazo*

PMC-BS	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**	**Revisão**
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	Documento 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)	4
Binóculos com estabilização de imagem (15x50)	2
Computadores + fontes	2
Anemômetro	1
Máquina fotográfica Nikon + carregador	3
Lente Nikon 70-300	2
Cartão de memória (64 GB)	2
Cabo USB/mini-USB	2
Balestra (120 e 150 lb)	2

Item	Quantidade
Flechas	15
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
Manuais: SMS, Biópsia, Campanha Embarcada	-
Capacetes	5
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 e/ou da tripulação, bem como o atendimento de eventuais necessidades de abastecimentos da embarcação (água, combustível e víveres).

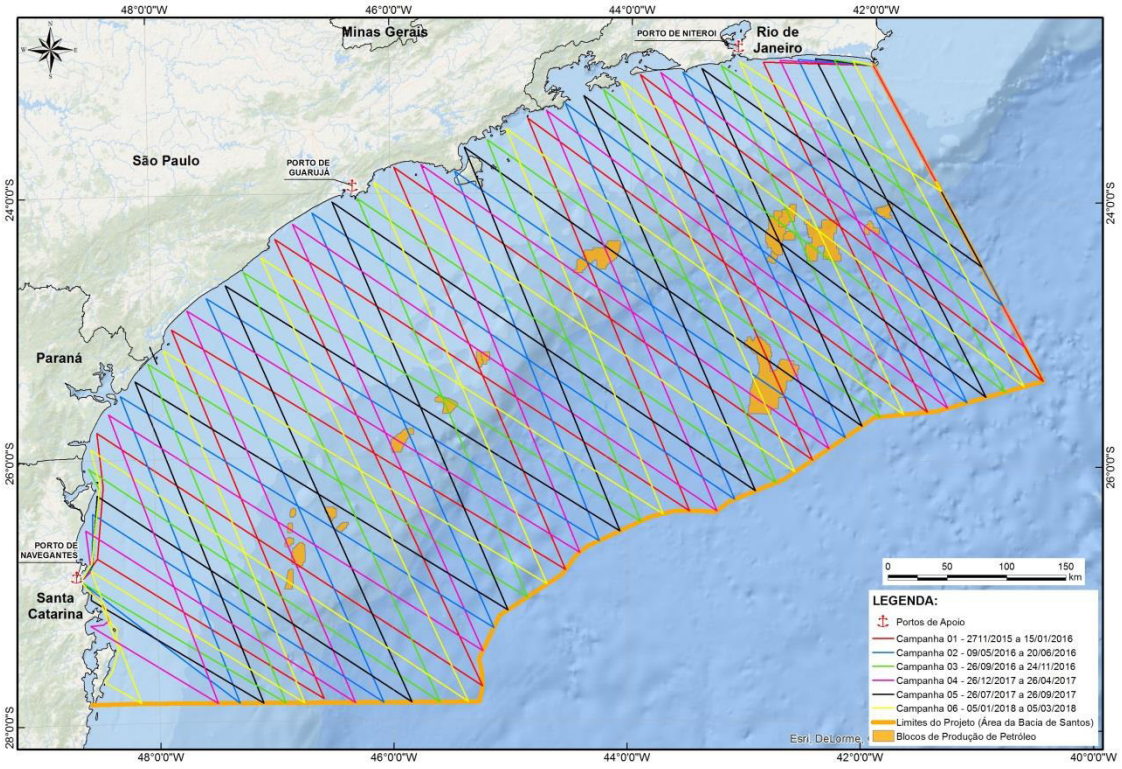


Figura 1: *Linhas de transecção planejadas para o cruzeiro de avistagem e MAP nos três primeiros anos do projeto.*

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 paralização 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 (**ANEXO I** e **II**). 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 **ANEXO I** e **II**), 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.

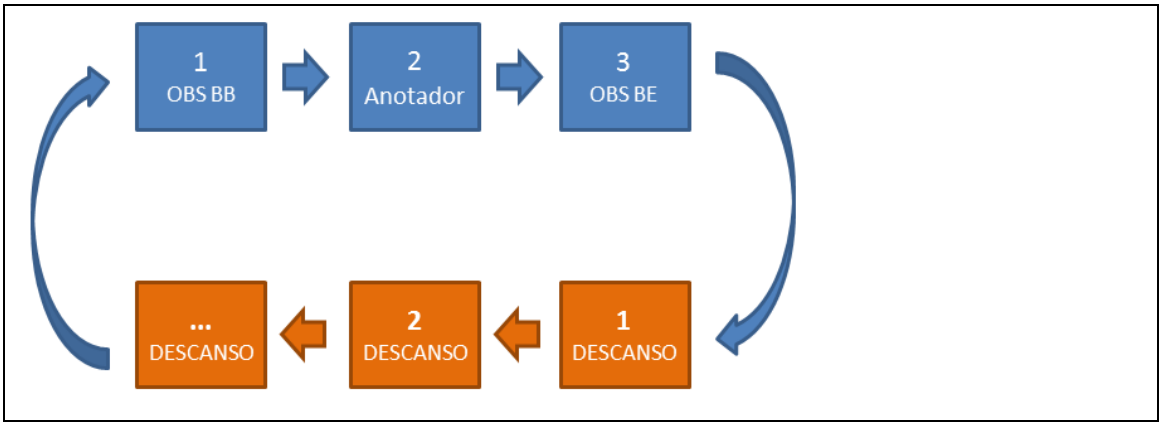


Figura 2: *Esquema de revezamento de observadores de bordo.*

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”.

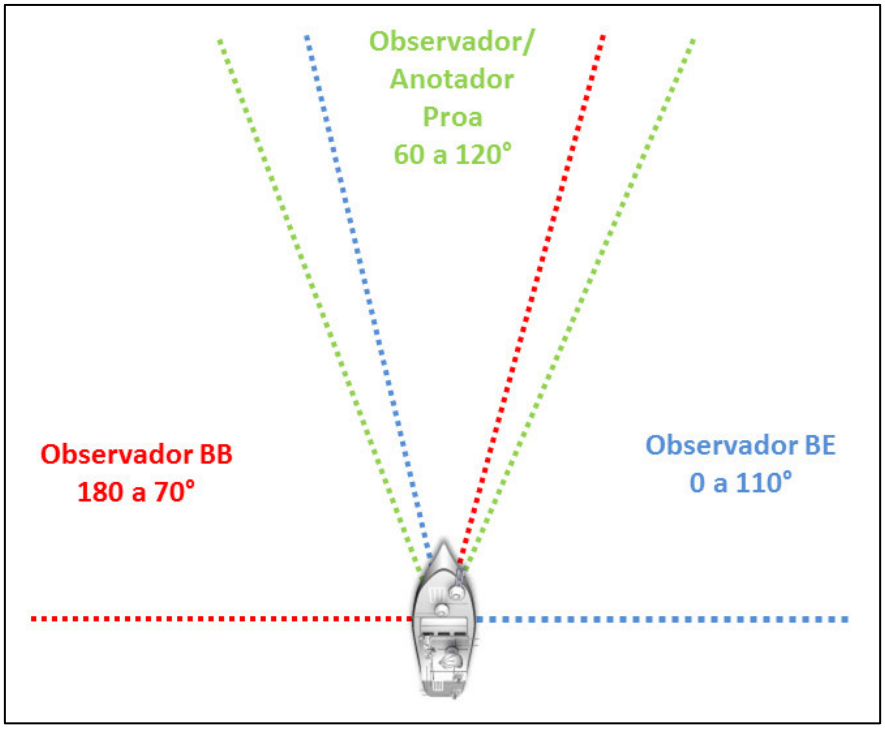


Figura 3: *Campos visuais de cada um dos observadores.*

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.

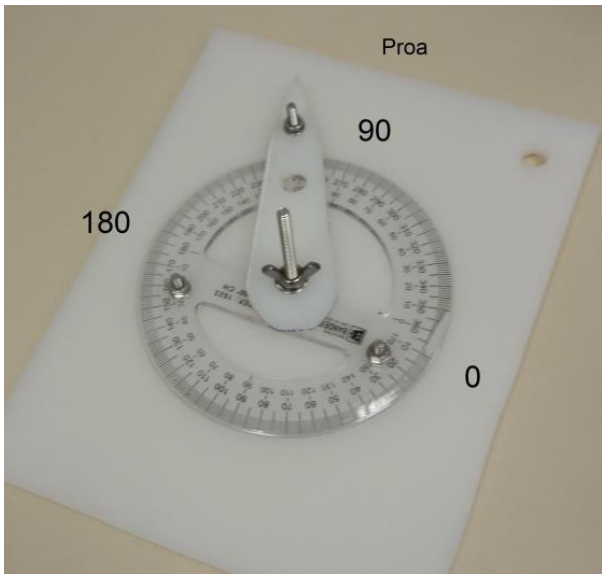


Figura 4: *Alidade para mensuração de ângulos horizontais.*

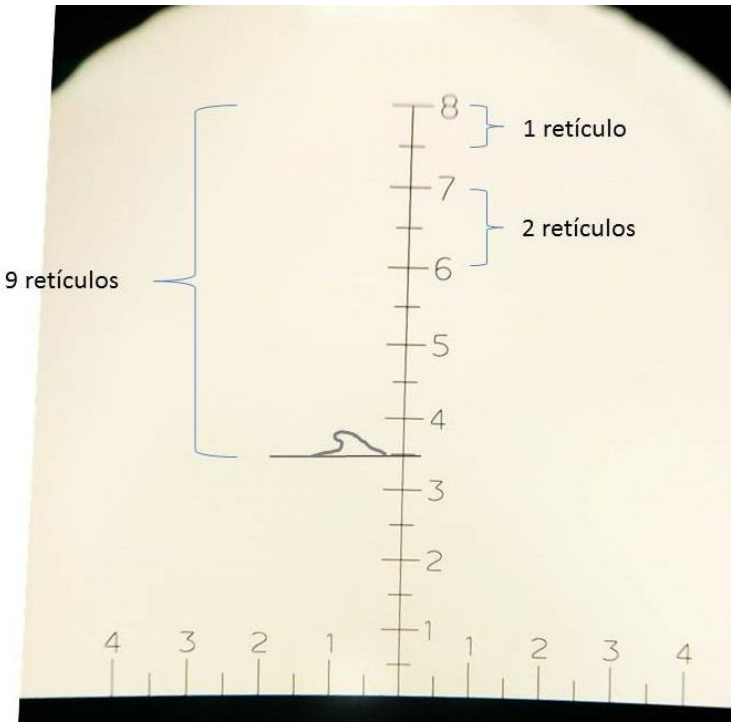


Figura 5: *Reticulo do binóculo para mensuração da distância. No exemplo da figura acima, para mensuração dos retículos, deve-se alinhar o horizonte com o retículo de número "8" e contar quantos traços (retículos) existem até a superfície do mar onde o animal foi observado.* ***Portanto, a escala numérica 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 (ou outro sistema de comunicação da embarcação) até as 20h do mesmo dia para que o Relatório Diário de Ocorrência (RDO) seja elaborado** pela equipe em terra (ver **ANEXO I** e **II**) 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 I: MODELO DE FICHA DE CAMPO DE AVISTAGEM EMBARCADA

FICHA DIÁRIA - CRUZEIROS DE AVISTAGEM - PMC

DATA: _____/_____/_____ EMBARCAÇÃO: _____

COORDENADOR CAMPANHA: _____

OBSERVADORES: _____

HORA INICIAL DE AMOSTRAGEM: _____:_____ HORA FINAL: _____:_____

POSIÇÃO INICIAL

Latitude: _____

Longitude: _____

POSIÇÃO FINAL

Latitude: _____

Longitude: _____

MILHAS NÁUTICAS PERCORRIDAS: _____ ESFORÇO EM HORAS: _____

RESUMO DAS CONDIÇÕES METEOCEANOGRÁFICAS:

Manhã:
Tarde:

RESUMO DA AMOSTRAGEM E AVISTAGENS DE CETÁCEOS:

Fotógrafo(s): _____

Equipamento fotográfico: _____

OBSERVAÇÕES:

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 Embarcada e MAP

(07/06/2016)

PMC-BS

1.	Campanha:	**Segunda AE/MAP**
2.	Embarcação:	*SEA ROUTE*
3.	Tripulação (*Comandante*)	*Fábio da Costa Gomes*
4.	Data:	**07/06/16**
5.	Responsável pelo RDO	Alexandre Paro (*Coord. da Equipe em cruzeiro*)
6.	Hora início das atividades de MAP	6:35
7.	Hora encerramento atividades de MAP	17:30
8.	Responsável pelas atividades de MAP	Alexandre Paro
9.	Hora início das atividades de Avistagem	7:00
10.	Hora encerramento atividades de Avistagem	IDEM 7
11.	Responsável pelas atividades de Avistagem	Clarêncio Baracho
12.	Condições climáticas no início das atividades	Mar 5, Vento S, Ondas 1.0 m, Visibilidade péssima, Chuvisco
13.	Condições Climáticas - maior parte atividades	Mar 4, Vento S, Ondas 1.0 m, Visib. ruim, Tempo nublado sem chuva
14.	Condições Climáticas ao final atividades	Idem 13
15.	Posição inicial - início atividades MAP	-24.65423/-43.90633
16.	Posição final - final atividades MAP	-25.84410/-43.33318
17.	Posição inicial - início atividades Avistagem	-24.69610/-43.88390
18.	Posição final - final atividades Avistagem	IDEM 16
19.	Número registros efetuados - MAP	1 detecção
20.	Número registros efetuados - Avistagem	6 (2 Cetaceos, 3 Embarcações, 1 Plataforma)
21.	Número indivíduos observados - Avistagem	32 inds
22.	Número grupos observados - Avistagem	2 grupos
23.	Espécies identificadas - MAP	1 (*Physeter macrocephalus*)
24.	Espécies identificadas - Avistagem	2 (*P. macrocephalus* e *S. frontalis*)
25.	Nº procedimentos Foto Identificação	1 (*S. frontalis*)
26.	Número de biópsias efetuadas	2 (*S. frontalis*)
27.	Imprevisto/incidente	-
28.	Procedimento adotado frente ao imprevisto	-
29.	Comprometimento das atividades	-
30.	Treinamento de SMS efetuado (tipo)	DDSMS (Cuidados no mar agitado) e Simulado (Homem ao mar)
31.	**Observações da Contratada (Socioambiental)**	Esforço de avistagem paralisado por chuva das 13 as 14:30 hrs **Preposto Socioambiental: _____**
32.	**Observação da Contratante (Petrobras)**	 **Fiscal Petrobras: _____**

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

PMC-BS	**PROJETO DE MONITORAMENTO DE CETÁCEOS NA BACIA DE SANTOS – PMC-BS**	**Procedimento Operacional nº 04**		
Título: Procedimento para operação do Monitoramento Acústico Passivo (MAP)		**Primeira**	**Última**	**Revisão**
Responsáveis: Alexandre Douglas Paro e Marcos Rossi Santos		22/01/16	18/12/20	06

OBJETIVO
Descrever os procedimentos relativos ao Monitoramento Acústico Passivo (MAP) 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
18/12/2020	Revisão focada nas alterações de métodos para o Médio Prazo do PMC

1. Introdução

O objetivo da equipe de operadores de Monitoramento Acústico Passivo (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 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 uma malha formada por 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**) que 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

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 copiados em 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 no mínimo 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), que devem ser cuidadosamente armazenados no navio e transportados para a sede da empresa ao fim de cada campanha. Tipicamente, durante uma campanha são produzidos aproximadamente 4 TB de dados.

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". Todos os discos disponíveis serão mostrados na janela que se abrirá, tanto do computador como dos HDs. Os HDs novos serão reconhecidos como "não alocado". Clique com o botão direto no HD e escolha a opção "alocar disco". Durante o processo o disco poderá ser nomeado. O protocolo de nomeação consiste da seguinte maneira: PMC_BS_(no da Campanha)_HD_(número 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 procedimentos para os dois discos que serão espelhados.

Espelhamento dos HDs

Após concluída a formatação o operador 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, existirá 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 essa formatação, 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, certifica-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 quatros 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, luvas, 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 deve ser conduzido 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 parte de fora da 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. Dependendo do peso do cabo utilizado, deve-se colocar lastro para que o cabo atinja esta profundidade (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 do sistema de processamento acústico (SPA) foram designadas tomadas especificas para cada equipamento. 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 SPA, seguir o passo-a-passo de acordo com a ordem abaixo:

- Ligue os dois computadores
- 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 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 dever ser sempre o último 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.

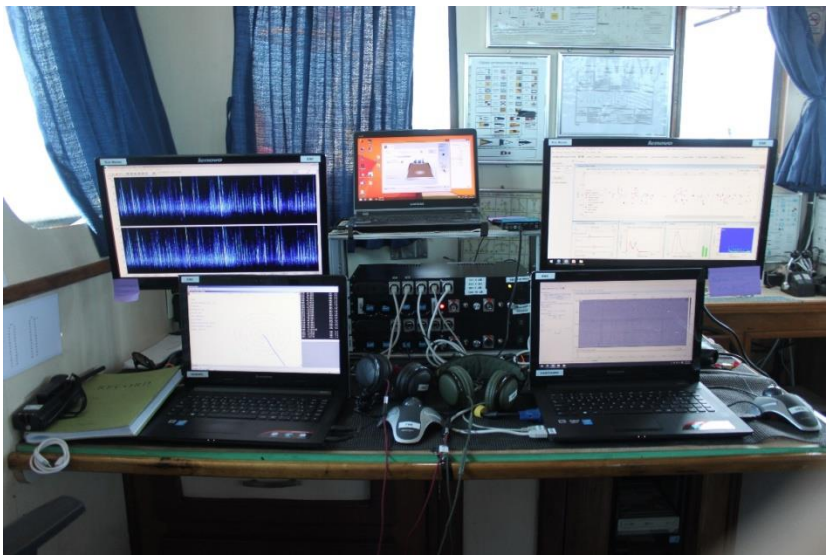


Figura 3: Estação de MAP na ponte de comando

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 arranjos de hidrofones utilizados no projeto, denominados de arranjo "Bahia" e arranjo "Turquoise". O arranjo é conectado no cabo de reboque, sendo lançado 400m, devendo ser recolhido para 150m sempre que a embarcação atingir a profundidade entre 40 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).

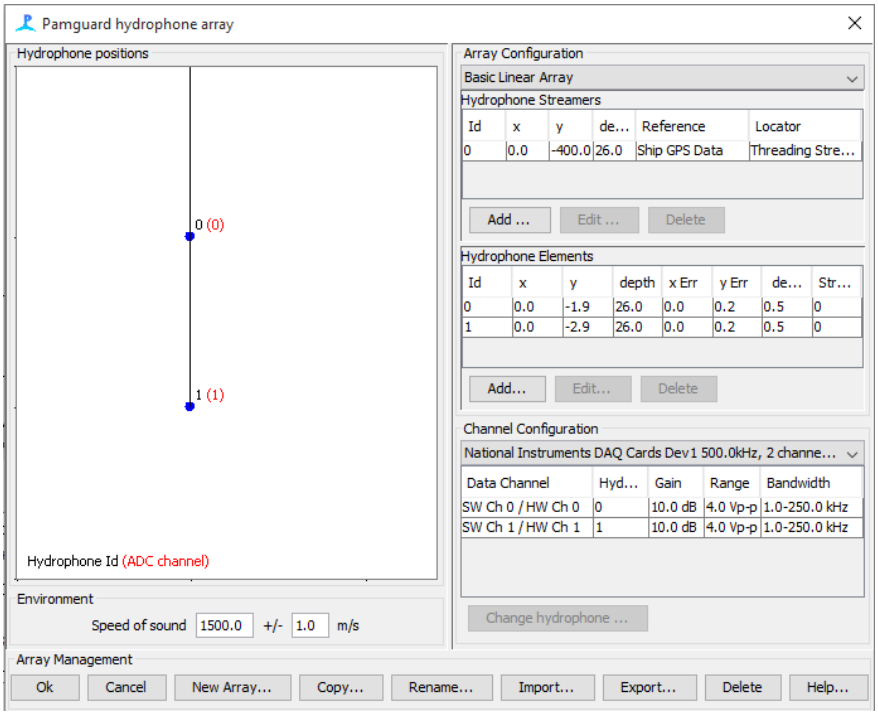


Figura 4. Janela de configuração do "*Hydrophone Streamers*" do PAMGUARD. Neste exemplo, a extensão de cabo é de 400m e a profundidade 26m

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 ISHMAEL 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. 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 . Clique em ˜save as default" e a configuração que estiver carregada sera aberta sempre que vc abrir o ISHMAEL. Caso o arranjo de hidrofones for trocado, você deverá usar uma nova configuração que corresponda ao arranjo utilizado.

Ex: ISHMAEL_**Bahia**_400m.ipf

Este arquivo de configuração do exemplo acima indica que a configuração para o arranjo de hidrofones Bahia com 400m de extensão de cabo.

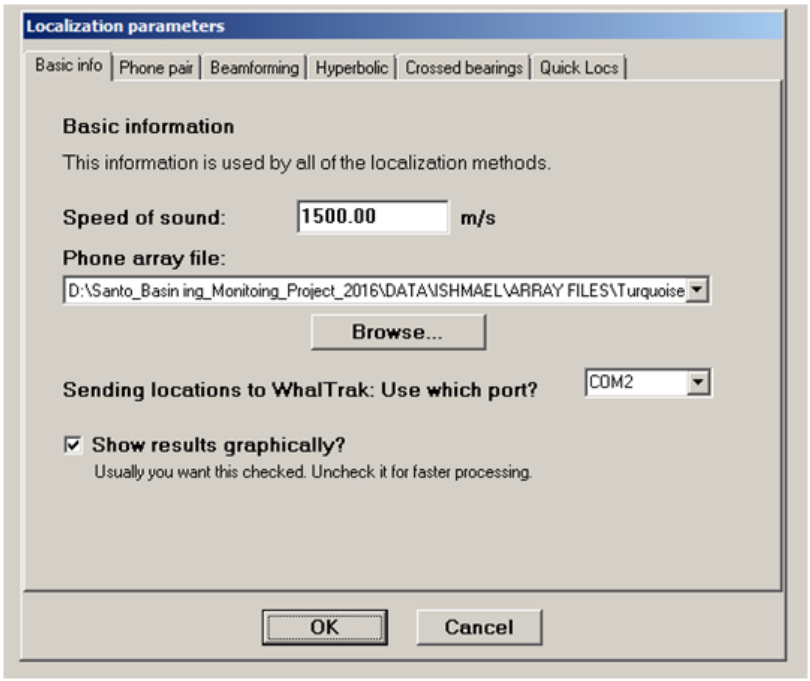


Figura 5. Janela de configuração "loc options" do ISHMAEL.

WHALTRAK2

O WHALTRAK2 é o programa de mapa e coleta de dados do GPS que funciona integrado ao ISHMAEL (diferente do PAMGUARD 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 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 (transectos). 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 PAMGUARD 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 (Sistema de Processamento Acústico) - altere se houver alterações na configuração do SPA caso contrário a configuração padrão já deverá estar salva. O

ganho do SPA deve ser mantida em 20 dB para o par de hidrofones APCs e 36 dB para o par de hidrofones RESON.

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. Interrupções devem ser registradas na "Ficha de Interrupção do MAP", constando a data, horário, 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 relevante.

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 interrupções 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 cercam 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°" para aproximação de grupos avistados, 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: Em caso de 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, o tamanho total em Gigabytes das gravações do ISHMAEL e PAMGUARD, 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 do arquivo SQL

Todas as informações preenchidas nas planilhas eletrônicas do PAMGUARD ("*Logger forms*") são salvas no bando de dados do SQL carregado no PAMGUARD. No final do dia, você deverá abrir a planilha do SQL 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 dos 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 (detecções), 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 PAMGUARD, 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 que você julga serem de cetáceos.

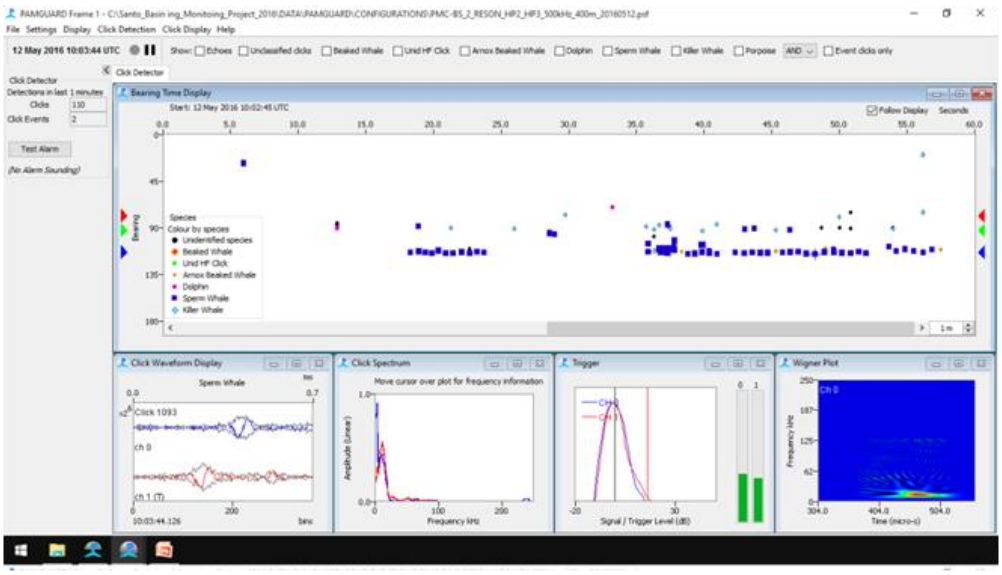


Figura 6: Tela do detector de cliques do PAMGUARD.

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 (15º-20º) geralmente não convergem, ademais pode indicar que você está localizando o ruído da embarcação. Já nos ângulos próximos de 90º 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. Nao deixa a teal de "*INPUT BEARING* " aberta , caso contrario o WHALETRAK2 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.

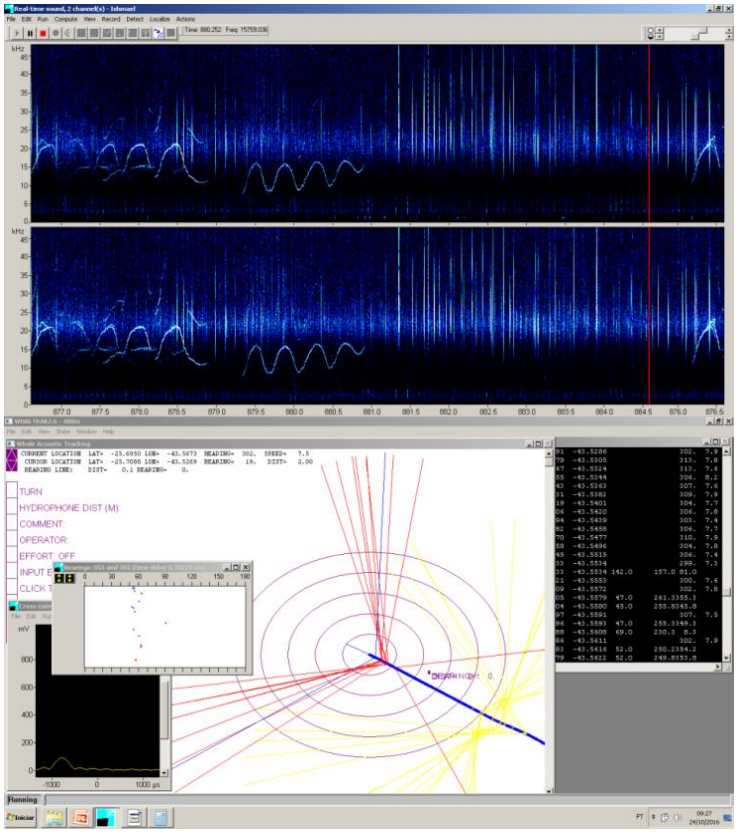


Figura 7: Tela do ISHMAEL (acima) e WHALTRAK2 (abaixo).

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 puder 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 WHALETRAK2 registra a distância em milhas náuticas. No PAMGUARD você tem a opção de medir em metros ou 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 à 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 solicite 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 aos 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.

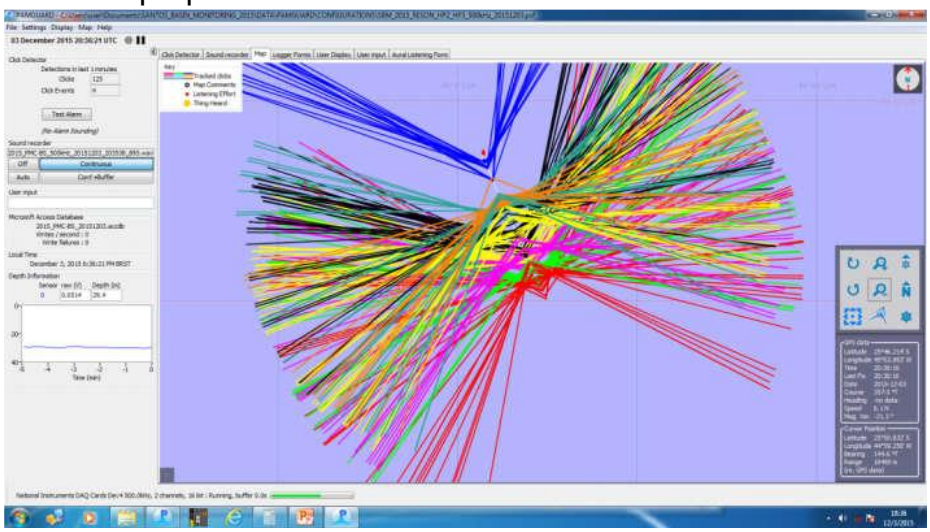


Figura 8: Múltiplos indivíduos de cachalote localizados no mapa do PAMGUARD.

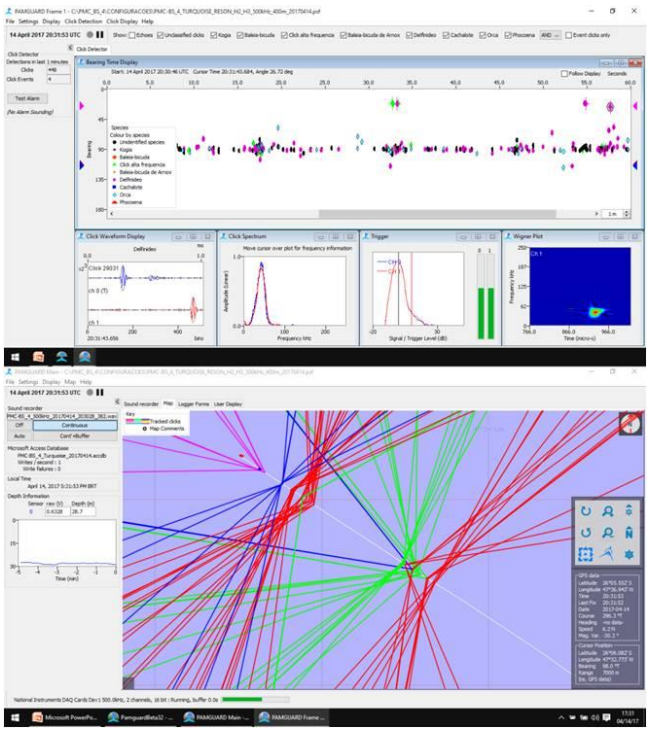


Figura 9: Múltiplos sub-grupos de golfinhos localizados no mapa do PAMGUARD.

Classificação quali-quantitativa dos assovios

As detecções que contém assovios de delfinídeos devem ser classificadas de acordo com uma escala da quantidade e força dos destes sinais. A escalas a de "Taxa de Ocorrência" e "Força do Sinal" devem ser assinalas 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 vice-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

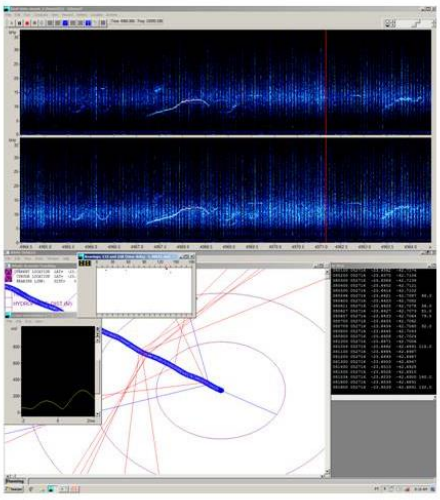


Figura 10: Cópia da tela do ISHAMEL/WHALTRAK2 durante uma detecção acústica e visual de *Stenella frontalis*. Os códigos identificam o número da detecção acústica e visual.

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, quando os dois operadores do último turno devem se dividir de maneira que um auxilie no recolhimento do cabo e outro no 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*

1º)>_45__º@ _15_:_17_Lat/Long*: -23. 5067 / -44.3278*
1ª Dist: *___950__m*

Beam)>__92__º@ 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 SQL

Conforme mencionado anteriormente, todas as informações das planilhas eletrônicas do PAMGUARD (*logger forms*) são armazenadas em uma base de dados do SQL. 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 Dário 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.

Atenção! No início do dia ligar o arranjo de hidrofones na bateria é o último 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, calçado fechado, luvas e 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 SQL 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 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 fizer 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.

Mal funcionamento ou danos no sistema de MAP

No caso de algum dano ou mal 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.

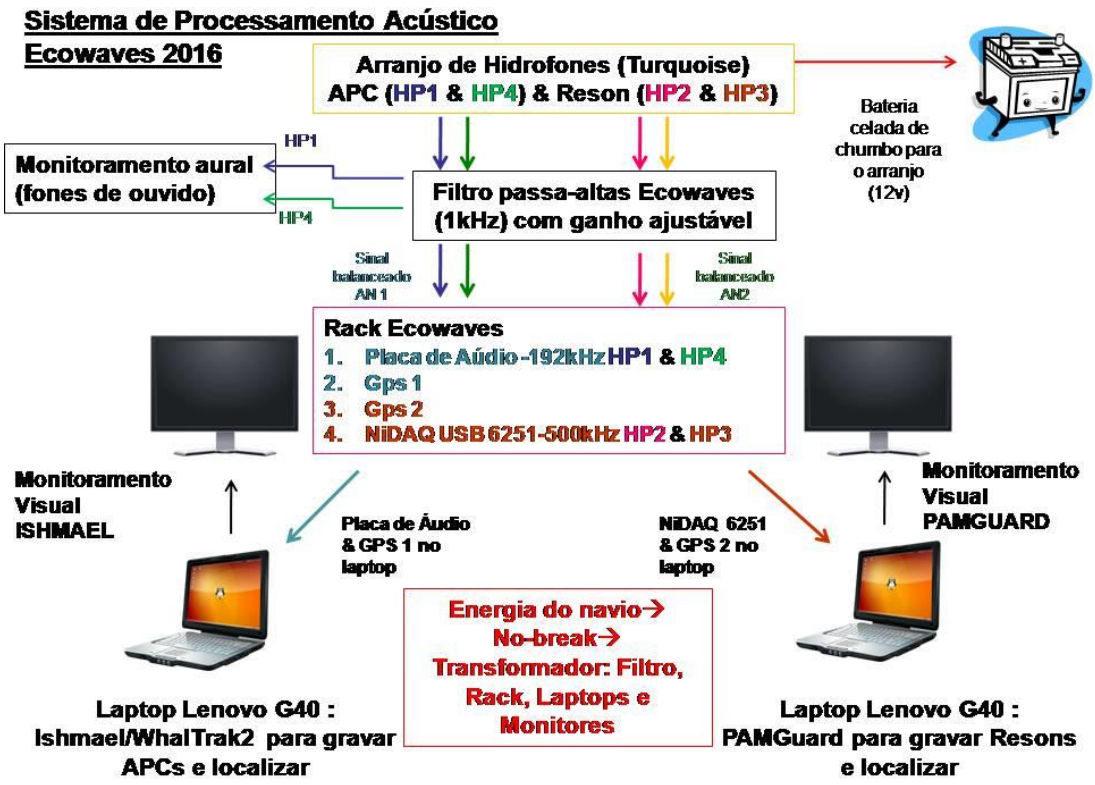


Figura 11: Diagrama do Sistema de Processamento Acústico (SPA)

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 mal funcionamento ou avariado pelo reserva que se encontra a bordo. Quando isto ocorrer, comunique imediatamente para a equipe em terra (através do AUTOTRACK ou telefone) a ocorrência para que as devidas providências sejam tomadas.

Bom trabalho!

Anexo III-4: *Procedimento Operacional 06 - Procedimento para processamento dos dados do Monitoramento Acústico Passivo do PMC-BS, Ciclo de Médio Prazo*

PMC-BS	**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 (MAP)	**Primeira**	**Última**	**Revisão**
Responsáveis: Alexandre Douglas Paro e Marcos Rossi Santos	04/07/16	14/12/20	05

OBJETIVO
Descrever os procedimentos relativos ao processamento de dados do Monitoramento Acústico Passivo (MAP) 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
14/12/2020	Revisão focada nas alterações para o Médio Prazo do PMC

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 de dados. A maior parte são arquivos do tipo WAVE, que inclui o áudio gravado em taxas de amostragem de 192 kHz e 500 kHz mas também inclui a configuração e base de dados dos softwares (ISHMAEL, WHALTRAK2 e PAMGUARD), planilha de esforço do MAP e capturas de tela que ilustram as detecções acústicas. Em cada campanha, estes dados estão sendo 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 e coordenador temático de Bioacústica, 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.

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 empresa, onde será feita uma cópia, além de fotocópias do caderno de campo e as fichas de campo impressas.

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

Um 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.

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.).

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. Também verifica-se os tipos de sinais presentes (assovios, cliques, *buzzes* e gritos), a classificação taxonômica atribuída e o horário inicial e final das detecções. No caso de assovios, também é validada a classificação quali-quantitativa referente a quantidade e força dos assovios (descrita na ETAPA 2). Os dados registrados em campo 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 delfinídeos. 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 poderão ser realizadas 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 constam na planilha do SisPMC , também estão 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 sobre a confirmação da espécie pela equipe de avistagem visual.

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 contêm:

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.

Configurar e salvar "window Preset" do Raven:

Tamanho da Janela: 1024 pontos

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).
2) Assovios sobrepostos podem ser selecionados, desde que ainda seja possível individualizar cada assovio em relação ao seu início e fim, sem ambiguidade.

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 do SisPMC. Usar zoom conforme descrito acima (pg. 2). Caso o assovio alcance mais de 24 kHz, aumentar o eixo da escala de frequência.

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

Na coluna a direita do RAVEN, aba "Lalyout" em c"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: CRTL+SHIFT+P - Play **/** CTRL -> ou CTRL <- - mover página para direita ou esquerda

Para nomear a imagem use este padrão:

Nome da imagem: PMC_(número 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. 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_(número da campanha)_A (id da detecção)

ex: PMC-BS_2_A92_ 20160619-155000.Table.1.selections.txt

Gerar clipes de áudio para todos 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 deteção)_(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.

Selecionar as melhores amostras de clipes de áudio com suas respectivas figuras dos espectrogramas para inserir na Sonoteca 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 DO PMC-BS, sob curadoria dos coordenadores. 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 sequência 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 sequência numérica. No

exemplo abaixo, há dois arquivos (15:50 e 16:00). Abaixo são representadas as sequências 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 dos assovios referente a cada amostra. 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:número de assovios detectados, número 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 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 clipes de áudio com assovios selecionados nas respectivas pastas.

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_especie.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: RoccaCountorsStats_S.frontalis.csv

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

Outras configurações em "ROCCA parameters":

Source Data: "Use FFT source"

Countours/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 faço 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 Excel 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 clipes 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 as planilhas de "**RoccaCountourStats**".

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-5: *Procedimento Operacional 07 - Procedimento para coleta de dados visuais em campanha aérea do PMC-BS, Ciclo de Médio Prazo*

PMC-BS	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**	**Revisão**
Responsáveis: Carolina Bezamat, Karina Rejane Groch e Leonardo Wedekin		09/09/16	21/11/20	03

OBJETIVO
Descrever os procedimentos relativos à observação visual em campanhas aéreas do Projeto de Monitoramento de Cetáceos na Bacia 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)
21/11/2020	Revisão focada nas alterações de métodos para o Médio Prazo do PMC

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 digital de voz	6
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
Pilhas AAA alcalinas	20
Máquina fotográfica Nikon	2
Lente Nikon 70-300	2
Carregador de bateria Nikon	2
Cartão de memória SD (64 GB)	2

Item	Quantidade
Cabo USB/mini-USB	2
Cartão de memória micro SD (64 GB)	2
Notebook	4
Fone de ouvido	4
EPIs (vide lista EPIs)	-

2. Coleta de dados

Os sobrevoos das campanhas de avistagem aérea serão focados nas atividades de pesquisa sísmica na porção norte da Bacia de Santos, sobretudo na região do Talude da Plataforma Continental. Cada ano, será selecionado um projeto de pesquisa sísmica e realizada uma campanha antes e outra durante a atividade sísmica. As campanhas antes e durante a atividade sísmica deverão ser agrupadas em um período relativamente pequeno (poucas semanas) e deverão ocorrer idealmente dentro de uma mesma estação. O desenho amostral da campanha aérea será adaptado para cada projeto de pesquisa sísmica. Uma malha de linhas de transecção paralelas, com distância entre elas de aproximadamente 20 km, será ajustada ao polígono de cada projeto de pesquisa sísmica e uma grande região no entorno com características similares de habitat. 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.

Durante a amostragem, a aeronave sobrevoará a uma velocidade constante de 240 km/h e altitude 750 pés. Em termos operacionais, é importante que os trajetos da aeronave na porção mais próxima da costa e em parte da plataforma continental, se deem idealmente em altitude e velocidade de cruzeiro (maior altitude e velocidade) para que se tenha combustível e tempo para a cobertura da área de maior interesse, com a velocidade e altitude ideais para a metodologia de avistagem aérea de cetáceos.

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.windy.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, sobrevoo), 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 decologem 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 mar igual ou abaixo de **Beaufort 4 (vento entre 11-16 nós)** na área a ser amostrada.

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 sobrevoo.

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 voo, 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 sobrevoo, 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 sobrevoo.

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.

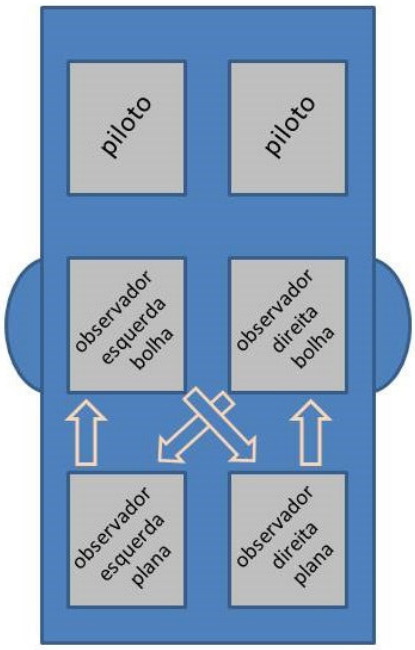


Figura 2: Esquema de revezamento de observadores.

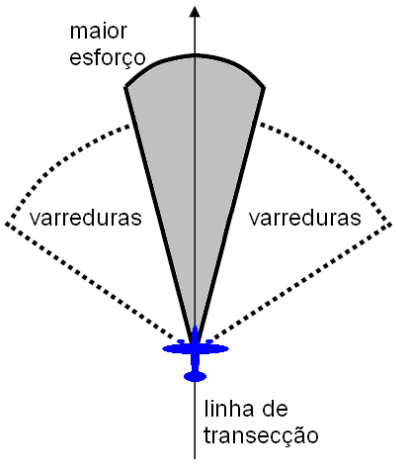


Figura 3: Distribuição do esforço de procura por cetáceos.

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. Para as avistagens que julgarem interessante, os observadores poderão solicitar ao comandante a manobra de 360º para tentar confirmar a identificação. 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

Data:_____ pagina ____de _____

Evento	lat	long	Horário	# transecto	sentido	Ângulo	Espécie	Grupo	Filhotes	Pista	Observador	Janela	Reflexo	Beaufort	Nuvens	Visibilidade	Obs

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 Porcentagem 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 Porcentagem 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 (Sobrevoo)

(04/04/2016)

PMC-BS

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 delphinideos; 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	Delphinideos; Tursiops; Cachalote; Balaenopterideo.
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-6: *Procedimento Operacional 08 - Procedimento para instalação de transmissores satelitais e DTAGs do PMC-BS, Ciclo de Médio Prazo*

PMC-BS	**PROJETO DE MONITORAMENTO DE CETÁCEOS NA BACIA DE SANTOS – PMC-BS**	**Procedimento Operacional nº 08**

Título: Procedimento para instalação de transmissores satelitais e arquivais	**Primeira**	**Última**	**Revisão**
Responsáveis: Marta Jussara Cremer e Leonardo Wedekin	11/10/16	15/12/20	02

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
15/12/20	Revisão focada nas alterações para o Médio Prazo do PMC

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 marcação	50
Fichas de esforço de detecção	40
Fichas de gravação	50
Prancheta	3
Lápis, borracha, apontador, estilete, tesoura	-
Caixa para material do tijupá	1
Alidade / transferidor	2
Guia de identificação de cetáceos	2
GPS	2
Binóculos reticulados (7x50)	4
Binóculos com estabilização de imagem (15x50)	2
Computadores	2
Anemômetro	1
Máquina fotográfica Nikon	3

Item	Quantidade
Lente Nikon 70-300	2
Carregador de bateria Nikon	2
Cartão de memória (64 GB)	2
Cabo USB/mini-USB	2
GoPro	2
Balestra de 120 lb	1
Balestra de 150 lb	2
Balestra de 180 lb	1
Elástico reserva para balestras	6
Flechas para biópsia	15
Ponteiras (20x40mm e 20x25mm)	60
Kit para descontaminação de biópsia	50
Maleta com equipamento para armazenamento de biópsia	1
Botijão com nitrogênio líquido	3
Rifle RESTECH modelo ARTs + peças de reposição	1
Cilindro de ar comprimido de 300 bar	3
Carrier para transmissor implantável	2
Base para LIMPET	10
Flecha para instalação de LIMPET com balestra	6
Transmissor na configuração LIMPET	15*
Transmissor na configuração implantável	10*
Kit para operação dos transmissores (cabo, ímã, manual)	2
Kit para desinfetar as âncoras	?
Transmissor arquival	3
Antena para monitoramento do transmissor arquival	5
Receptor VHF	3
Vara de fibra de carbono	2
Gravador digital de ampla frequência	1
Hidrofone com cabo de 10 m	1
Drone DJI Phantom 4	1
Case para equipamento de acústica	1
Maleta com ferramentas para equipamentos de marcação	1
Carregador de pilhas	2

Item	Quantidade
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	10
Outros EPIs obrigatórios	-

** 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 Bacia 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*' pra checar se as informações sobre posição geográfica estão sendo transmitidas e recebidas via sistema Argos, assim como a carga da bateria. Considerando o grande número de espécies que potencialmente poderão ser marcadas, serão programadas pelo menos 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

Um cruzeiro específico de marcação será realizado anualmente, no período de inverno, com duração de 40 dias. 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 e o esforço será direcionado para as áreas com maior concentração de espécies com potencial de marcação, pois nas campanhas de telemetria a prioridade deverá ser dada à marcação dos animais, e não ao cumprimento de rotas, sendo que estas poderão não ser percorridas na sua totalidade. O total de milhas percorridas em esforço de observação poderá variar em função do número de transmissores instalados ao longo da campanha, pois um procedimento de marcação pode levar horas ou mesmo um dia inteiro até ser concluído.

A bordo do navio deverão estar sempre presentes três botes, o principal, de marcação com no mínimo 6metros de comprimento e motorização mínima de 110 Hp, que é e capacidade para até 8 pessoas, destinado à aproximação dos animais para marcação. O segundo é o bote de apoio, com comprimento mínimo de 5 metros e motor de popa de 50 Hp. Sempre que o bote principal for lançado ao mar para a marcação, ele será acompanhado do bote de apoio com objetivo de aumentar a segurança da equipe e realizar procedimentos complementares., podendo atuar também na marcação e na coleta de biópsias. Ambos serão adaptados, com uma plataforma acima do nível do convés e guarnecida com uma amurada de metal (guarda-mancebo) instalada na proa, com o objetivo de propiciar um melhor posicionamento do profissional responsável pela implantação dos transmissores implantáveis e dos transmissores arquivais. Um bote reserva, de no mínimo 4 metros e motor de 50 HP, deverá estar disponível para o caso de um dos outros dois ficar indisponível.

Considerando a necessidade de condições propícias para a metodologia (vento com intensidade menor que 15 nós e ondulação menor que 2 metros), o número de dias dedicados à amostragem poderá ser reduzido. 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., *Peponocephala electra* e *Feresa attenuata*, espécies para as quais existem estudos pretéritos indicando a viabilidade no uso dos transmissores LIMPET (ver **Tabela 1**).

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	*Orcinus orca*	Âncora 6 pétalas	Rifle de ar comprimido ou balestra (mínimo de 150 lb de pressão)
	Pseudorca crassidens	Âncora 6 pétalas	
	Globicephala macrorhynchus	Âncora 6 pétalas	
	G. melas	Âncora 6 pétalas	
	Grampus griseus	Âncora 3 pétalas	
	Feresa attenuata	Âncora 3 pétalas	
	Peponocephala electra	Âncora 3 pétalas	
	Tursiops truncatus	Âncora 3 pétalas	
	Steno bredanensis	Âncora 3 pétalas	
	Physeter macrocephalus	Âncora 6 pétalas	
	Kogia simas	Âncora 3 pétalas	
	K. breviceps	Âncora 3 pétalas	
	Ziphiidae	Âncora 6 pétalas	
	Balaenoptera musculus	Âncora 6 pétalas	
	B. physalus	Âncora 6 pétalas	
	B. borealis	Âncora 6 pétalas	

Configuração	Espécie	Sistema de fixação	Método
	B. edeni *B. acutorostrata* *B. bonaerensis*	Âncora 6 pétalas Âncora 6 pétalas Âncora 6 pétalas	
Implantável - para animais maiores que 11 metros de comprimento	*Eubalaena australis* *Balaenoptera musculus* *B. physalus* *B. borealis* *B. edeni* *Megaptera novaengliae* *Physeter macrocephalus*	-- -- -- -- -- -- --	Rifle de ar comprimido
Transmissor arquival	*Orcinus orca* *Pseudorca crassidens* *Globicephala macrorhynchus* *G. melas* *Grampus griseus* *Peponocephala electra* *Physeter macrocephalus* *Kogia simas* *K. breviceps* *Balaenoptera musculus* *B. physalus* *B. borealis* *B. edeni* *B. acutorostrata* *B. bonaerensis* *Megaptera novaengliae* *Eubalaena australis* 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 integrado; (2) transmissor satelital LIMPET com duas âncoras de três ou seis pétalas; e (3) transmissores arquivais 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 deverá ser desinfetado.

Quando uma espécie com potencial de marcação for detectada, será feita a aproximação e avaliada a possibilidade de marcação, considerando o estado do mar e o comportamento do indivíduo. 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 marcação será feita sempre a partir de um bote inflável, preferencialmente o bote principal.

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 transmissor, 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 (seguindo o protocolo de biomarcadores).

- **Navio:** pelo menos um observador ficará posicionado na torre de observação e estará dedicado a monitorar a posição e movimentação dos botes, auxiliando na localização dos animais e mantendo contato via rádio com os pilotos. A equipe que permanecer no navio também poderá realizar fotos complementares e será responsável pelo preenchimento da ficha de marcação (ANEXO 1), mantendo contato com a equipe do bote de apoio para a obtenção de informações. A ficha 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).

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, e dependendo do equipamento que será utilizado) 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, próximo da nadadeira dorsal. Estes transmissores serão instalados utilizando o sistema ARTS, composto de um rifle de pressão regulável adaptado (exemplo: marca Restech). Os transmissores na configuração LIMPET serão instalados na nadadeira dorsal dos animais, utilizando o rifle de pressão ARTS ou uma balestra com pressão de 150 lb/180 lb para esta operação. Os transmissores arquivais serão instalados utilizando uma vara de fibra de carbono com 5 metros de comprimento.

No caso dos transmissores arquivais, 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. Uma vez identificado o animal focal, o bote irá se aproximar lentamente do indivíduo e a equipe iniciará o protocolo de preparação para a marcação que inclui: verificação da transmissão do sinal VHF do transmissor com a equipe da embarcação e o encaixe do transmissor no braço da haste para marcação. Quando o animal focal estiver dentro de uma distância apropriada para a marcação, serão iniciadas as tentativas de fixação. O procedimento de aproximação do animal focal será feito pela lateral, idealmente sendo concluída com uma boa fixação do equipamento na região dorsal do animal (em algum lugar entre o rostro e a nadadeira dorsal, se houver). O transmissor deverá ficar posicionado de forma que a antena VHF possa transmitir sinais durante os ciclos que o animal sobe à superfície para respirar. Preferencialmente os transmissores deverão ser programados para se soltar do animal até as 17 horas, quando ainda houver luz do dia para a recuperação do transmissor com segurança. É possível que seja utilizado num mesmo animal tanto o transmissor satelital como o arquival. O acompanhamento do animal marcado será feito durante todo o período em que o equipamento permanecer fixado. Uma vez que o transmissor arquival esteja fixado ao animal, e em contato com a água salgada, a coleta de dados pelos sensores é iniciada. A antena VHF recebe sinais emitidos do equipamento sempre que o animal vier à superfície, evitando a perda do contato visual. 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 equipamento 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 câmera tipo GoPro e o drone.

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.

Caso a situação não seja considerada adequada, será feito apenas o registro da ocorrência, incluindo informações sobre: espécie, número de indivíduos, presença de filhotes, coordenada geográfica, profundidade e estado do mar (segundo a escala Beaufort). Serão obtidos também registros fotográficos dos animais buscando, sempre que possível, a fotoidentificação dos indivíduos. Para tanto, serão consideradas as características de cada espécie (WURSIG & JEFFERSON, 1990). Para a marcação, o bote principal fará a aproximação pela lateral do animal, chegando a uma distância que pode variar de 1 a 4 metros para o lançamento do *tag*, seguindo as orientações de Mate et al. (2007) e Heide-Jorgensen et al. (2003). Os transmissores na configuração LIMPET poderão ser implantados em todas as espécies relacionadas como potenciais para marcação, sendo fixados na nadadeira dorsal. Os transmissores na configuração implantável serão utilizados apenas em grandes cetáceos, sendo fixados na região dorsal do animal, preferencialmente numa posição anterior a nadadeira dorsal e alguns centímetros abaixo do centro (MATE et al., 2007). Estas posições representam um menor risco à saúde dos indivíduos, pontencializam a emissão dos dados e também possibilitam um maior tempo de permanência do transmissor no corpo do animal.

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 Autotrac para que o Relatório Diário de Ocorrência (RDO) seja elaborado pela equipe em terra (ver dados em ANEXO 2). No caso da marcação de algum indivíduo, a equipe em terra deverá ser informada para checar o funcionamento do transmissor e seu monitoramento via site www.wildlifecomputers.com.

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 transmissor arquival 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 e o drone serão transferidas para o computador diariamente.

As fichas de campo (esforço de busca e 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 MARCAÇÃO

COLETA DE DADOS DURANTE PROCEDIMENTO DE MARCAÇÃO DE CETÁCEOS

Nº FICHA:_____

DATA:_____

HORÁRIO:_____

Latitude:_____Longitude:_____WP:_

_____

ESPÉCIE

1:_____

_____

NÚMERO DE ADULTOS ( ) NÚMERO DE FILHOTES ( )

ESPÉCIE

2:_____

_____

NÚMERO DE ADULTOS ( ) NÚMERO DE FILHOTES ( )

ESPÉCIE

3:_____

_____

NÚMERO DE ADULTOS ( ) NÚMERO DE FILHOTES ( )

COMPORTAMENTO:_____

_____

_____

_____

BEAUFORT:_____ COBERTURA DE NUVENS _____

MARCAÇÃO – ESPÉCIE Nº:_____

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): _____

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

GRAU DE PENETRAÇÃO:_____PRESSÃO UTILIZADA:_____

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

MODELO DO TRANSMISSOR:_____

_____

PTT:_____ SETUP:

_____

TAGEADOR:_____PILOTO:_____

_____

EMBARCAÇÃO:_____BARCO DE APOIO: SIM ( ) NÃO ( )

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

_____

DEMAIS BIÓPSIAS: NÃO ( ) SIM ( )

N°S:_____

ATIRADOR:_____

MANIPULADOR_____

FOTOS GERAIS: NÃO ( ) SIM ( ) FOTOID: NÃO ( ) SIM ( )

FOTÓGRAFOS:_____

_____

DRONE: NÃO ( ) SIM ( ) PILOTO:

_____

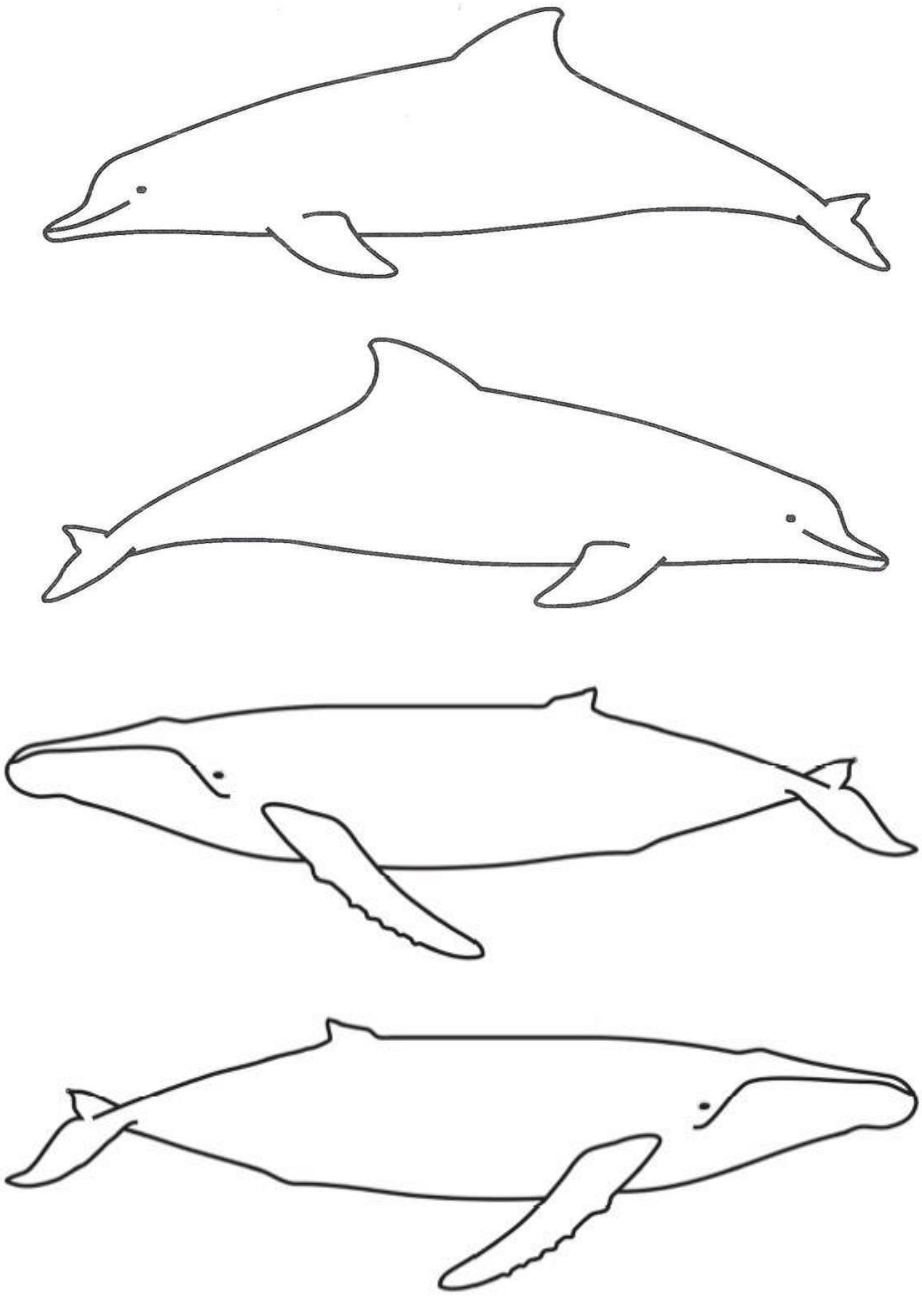
ACÚSTICA: NÃO ( ) SIM ( )

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 Bacia de Santos

2ª Campanha de Telemetria

(20/08/2016)

PMC-BS

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 (*Megaptera novaeangliae*)
16.	Número de abordagens efetuadas	3 (*M. novaeangliae*)
17.	Transmissores implantados (tipo e espécies)	1 tag satelital implantável em *M. novaeangliae*
18.	Nº de procedimentos de Foto-Id. (espécies)	1 (*M. novaeangliae*)
19.	Número de biópsias efetuadas (espécies)	2 (*M. novaeangliae*)
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 *Sea Route*. Amostragem

		paralisada entre 14 e 15h por causa de chuva **Preposto Socioambiental:** _____
25.	**Observação da Contratante (Petrobras)**	**Fiscal Petrobras:** _____

Anexo III-7: *Procedimento Operacional 09 - Procedimento para processamento dos dados de Foto-identificação do PMC-BS, Ciclo de Médio Prazo*

PMC-BS	**PROJETO DE MONITORAMENTO DE CETÁCEOS NA BACIA DE SANTOS – PMC-BS**	**Procedimento Operacional nº 09**

Título: Procedimento para processamento dos dados de Fotoidentificação	**Primeira**	**Última**	**Revisão**
Responsáveis: Fábio Gonçalves Daura Jorge e Gabriela C. Oms	18/09/16	10/02/23	04

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

Controle de Revisões	
Data	**Descrição**
18/09/2016	Versão Original
22/05/2017	Revisão geral textual
22/11/2020	Revisão focada nas alterações para o Ciclo de Médio Prazo do PMC
04/05/2022	3ª Atualização do Procedimento para otimização das atividades
10/02/2023	4ª Atualização do Procedimento para otimização das atividades

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 um computador e um HD externo do Laboratório de Mamíferos Aquáticos (LAMAQ), da Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), exclusivamente preparados para o trabalho de triagem, identificação dos indivíduos, catalogação e processamento dos dados.

Em campo, todos os arquivos digitais são separados por campanha, dia, horário do grupo, espécie e fotógrafo. Assim, cada campanha deve ser armazenada em pastas distintas, sendo que dentro destas tem-se subpastas de cada dia com coleta de registros de fotoidentificação. Em subpastas de cada dia, tem-se as pastas com os registros que cada fotógrafo fez para cada grupo de cetáceos avistado.

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, assim como número de avistagens com fotos de cada espécie. Verifica-se também a coerência entre os registros fotográficos diários de cada grupo (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

A equipe de Fotoidentificação é composta pelo Coordenador Temático de Fotoidentificação e Fotogrametria, dois profissionais responsáveis pelo Processamento e catalogação dos registros fotográficos de fotoidentificação, e por estagiários. O coordenador deve participar ativamente do cotidiano do processamento dos dados, oferecendo suporte técnico e estrutura laboratorial, além de fomentar discussões e garantir o engajamento da equipe. O corpo técnico é responsável pela execução do processamento de dados e coordenação da equipe, incluindo treinamento, apoio, revisão e vistoria de todas as atividades realizadas. Toda a equipe deve trabalhar em conjunto para a análise, discussão e interpretação dos dados visando a construção dos relatórios previstos, que são redigidos pelo coordenador.

As atividades de processamento são realizadas no Laboratório de Mamíferos Aquáticos (LAMAQ), da Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), localizado em Florianópolis. O LAMAQ disponibiliza de dois computadores exclusivamente direcionados para as atividades do PMC, acomodados em estações de trabalho adequadas.

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.

Ao receber os dados de uma nova campanha, é criada uma planilha de organização interna que será preenchida ao longo do processamento e que permite a visualização do andamento das atividades. Como rotina de análise das fotos, definem-se quatro etapas de processamento de fotoidentificação: uma primeira rodada para triagem das fotografias; uma segunda para identificação dos indivíduos de cada grupo

registrado; uma terceira para catalogação dos indivíduos; e uma última para planilhagem dos dados obtidos. Além das 4 etapas referente a Fotoidentificação, uma quinta etapa é especificamente direcionada para o processamento de lesões epidérmicas. Segue descrição de cada etapa:

- ETAPA 1 – Triagem: é o processo de classificação de cada registro fotográfico quanto à qualidade das fotografias (ângulo, luminosidade, foco, distância, etc.) e qualidade das marcas individuais (identificabilidade dos animais) para assim definir se cada imagem é ou não utilizável como registro de fotoidentificação. Como critério de qualidade, define-se as seguintes categorias (Ver ANEXO I): (A) excelente – registro passivo de catalogação e reconhecimento com segurança, ótima imagem referência para identificação; (B+) boa – registro passivo de reconhecimento com segurança, catalogação possível ou não, qualidade da foto e/ou das marcas é boa ou intermediária; (B-) razoável – registro passivo de reconhecimento sem segurança, fotografias que devem ser avaliadas posteriormente e com auxílio de outras fotos de melhor qualidade; (C) ruim – registro não utilizável para fotoidentificação; e (D) nulo – registros aleatórios, sem presença de cetáceos. Além da avaliação das imagens para fotoidentificação, durante a triagem são separadas imagens para o processamento de lesões epidérmicas e são também marcadas nas fotos a presença de filhotes, de *Xenobalanus sp.*, de tags e biópsias e de lesões de origem antrópica. 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 e suas marcações (L, F, X, T, B e/ou A) como Metadados associados às colunas “Classificação” e “Marcas”.

- ETAPA 2 – Identificação: é o processo de revisitar todos os arquivos fotográficos, classificados no procedimento de Triagem como (A) e (B+), com o objetivo de identificar todos os indivíduos possíveis dentro de cada grupo fotografado. A identificação 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 podem auxiliar a identificação dos animais do grupo, porém não devem ser consideradas para inclusão de um registro no catálogo de referência. Neste primeiro momento, os indivíduos identificados recebem um código temporário (“ID

temporária") constituído por letras (e.g. A, B, C), certificando-se que não há falsos positivos ou negativos nas identificações do grupo antes de iniciar comparações com o catálogo de referência da espécie.

- ETAPA 3 - Catalogação: As melhores fotografias de cada indivíduo identificado pela etapa anterior são selecionadas e utilizadas para comparação com o catálogo da espécie em questão, ou seja, as 'IDs temporárias' são cuidadosamente comparadas com todas as 'IDs oficiais' já identificadas e catalogadas em processamentos anteriores. A partir desse processo, são incluídos os registros dos indivíduos da nova campanha no catálogo da espécie, sejam eles 'IDs novas' ou reavistagens de indivíduos já registrados (*matches*). Cada novo indivíduo catalogado recebe um número exclusivo de identificação, sua 'ID oficial', de forma sequencial. Indivíduos reavistados recebem a ID já estabelecida no seu primeiro registro. Indivíduos comparados que não foram encontrados no catálogo e que não obtiveram fotografias de qualidade suficiente para servirem de referência no catálogo são considerados "NIs" ("não identificados").

- ETAPA 4 – Planilhagem: Todas as informações procedentes do processo de Triagem, Identificação e Catalogação devem ser acomodadas na Matriz Geral de Dados com a organização apresentada no item 4. Os dados especificamente relacionados aos indivíduos reavistados devem ser adicionados na Planilha de *Matches*. 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. Além do processamento dos dados obtidos via Campanhas Embarcadas do PMC, são realizadas comparações entre os catálogos do PMC e os de outros projetos de pesquisa. As parcerias são firmadas caso a caso e então são realizadas as trocas de catálogos para comparação. As reavistagens encontradas entre projetos são registradas na Planilha de *Matches*, assim como as reavistagens obtidas somente via esforço do PMC. Após todos estes procedimentos, uma etapa adicional será realizada para o monitoramento de lesões epidérmicas:

- ETAPA 5 – Análise de lesões epidérmicas: Todas as fotografias registradas durante a triagem (Etapa 1) com presença de lesões epidérmicas (ou qualquer outra alteração da condição corporal) devem ser classificada quanto a aparência, e na sequência, quanto a provável origem, conforme descrições nas tabelas 3.1. A variação na taxa de ocorrência de cada tipo de lesão (tanto pela classificação por aparência, quanto origem) são avaliadas no tempo e entre espécies.

Tabela 3.1. Categorias de lesões de pele observadas durante o PMC-BS e descrição.

Aparência	**Descrição**
Cicatriz circular (CC)	Cicatrizes de formato circular ou semicircular
Deformações ou mutilações (DM)	Deformações e ausência de partes do corpo
Depressões (DEP)	Lesões arredondadas multifocais ou focais, deprimidas sem ter inflamação aparente
Ferida aberta (FA)	Ferida aberta inespecífica não cicatrizada
Marcas claras (MC)	Cicatrizes ou manchas mais claras que a pigmentação normal do animal (não são consideradas cicatrizes de origem intraespecífica)
Marcas escuras (ME)	Cicatrizes ou manchas mais escuras que a pigmentação normal do animal (não são consideradas cicatrizes de origem intraespecífica)
Marcas lineares (ML)	Cicatrizes lineares ou mutilações com corte linear
Nódulos multifocais (NOD)	Elevações de variados tamanhos, normalmente arredondados, de etiologia desconhecida
Úlceras (ULC)	Lesões arredondadas de centro mais deprimido que a borda, circunscrita única, multifocal e multifocal a coalescente
Provável origem	**Descrição**
Antrópica (ANT)	Lesões com indicativo de causa antropogênica Subcategorias: - Pesca (P): lesões e amputações lineares, lesões com petrechos de pesca ainda associados ao animal - Atropelamento (A): cortes paralelos multifocais e equidistantes, cortes ou deformações profundas em geral perpendiculares ao eixo do corpo do animal - *Tag* ou Biopsias (BT): lesões geradas por implatação ou tentativa de implatação de transmissores satelitais ou por coleta de biópsia
Infecciosas (INFEC)	Lesões semelhantes àquelas causadas por determinados patógenos Subcategorias: - *Lobomicose-like* (LL): lesão similar a lobomicose - *Pox-like* (PL): lesão similar a poxvírus, arredondadas, bem delimitadas, com contorno normalmente destacado em tom mais claro ou mais escuro que o interior da lesão

Tubarão charuto (TC)	Lesões abertas ou cicatrizadas geradas por predação ou tentativa de predação por tubarão charuto Subcategorias: - Recente (R): ferida aberta, arredondada - Cicatrizando (C1): cicatrização incompleta, lesão rosada ou esbranquiçada - Cicatrizada (C2): lesão cicatrizada por completo, marcas mais sutis que variam de acordo com a espécie - Sinal (S): lesão gerada por tentativa de predação, marca semicircular ou circular
Interações intraespecíficas (INTRA)	Cicatrizes oriundas de interações entre indivíduos da mesma espécie
Predação por orca (PO)	Cicatrizes geradas em tentativa de predação por orca, em geral lineares equidistantes entre si, equivalentes ao espaçamento entre os dentes de orca
Inespecífica (INESP)	Diversos tipos de lesão que não se enquadram nas origens acima ou lesões onde não foi possível assumir a provável origem

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 diversas planilhas, sendo cada um referente a uma espécie registrada em campo e que obteve dados de fotoidentificação. Em cada planilha, as linhas representam cada registro fotográfico (classificado como registro de fotoidentificação, de qualidade A, B+ e B-) de um indivíduo e as 23 colunas se referem às 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) Identificação taxonômica – Qual espécie de cada registro;
(7) Tamanho do grupo – Quantos indivíduos foram contados em campo no grupo avistado em que o registro ocorreu;

(8) Número de filhotes – Quantos filhotes foram contados em campo no grupo avistado em que o registro ocorreu;

(9) Latitude – Latitude de ocorrência do registro em graus decimais;

(10) Longitude – Longitude de ocorrência do registro em graus decimais;

(11) Título da foto – Título de cada foto (se mais de um indivíduo era registrado em uma foto, a foto se repete em linhas posteriores)

(12) Hora; (13) minuto – Horário em que o grupo foi registrado

(14) Fotógrafo – Fotógrafo que fez o registro em campo;

(15) Qualidade – Classificação de cada foto quanto aos critérios de qualidade apresentados acima (A, B+, B-);

(16) ID – Numeração do indivíduo identificado com base no catálogo de referência;

(17) Lado da dorsal/caudal – Para dorsais, se o indivíduo está direcionado para o lado esquerdo ou direito (E ou D); para caudais de cachalote, se está fotografado o ventre ou o dorso (V ou D) da cauda; para jubartes, não existe está coluna (sempre ventre da cauda);

(18) Lesões epidérmicas – Presença (1) ou ausência (0) de lesões epidérmicas;

(19) Antrópica – Presença (1) ou ausência (0) de lesão de origem antrópica;

(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) Biopsia – Se a foto é (1) ou não (0) de um indivíduo/procedimento de coleta de biopsia;

(23) *Tags* – Se a foto é (1) ou não (0) de um indivíduo/procedimento de coleta de marcação;

ANEXO 1 – EXEMPLO DA CLASSIFICAÇÃO DE FOTOS POR QUALIDADE

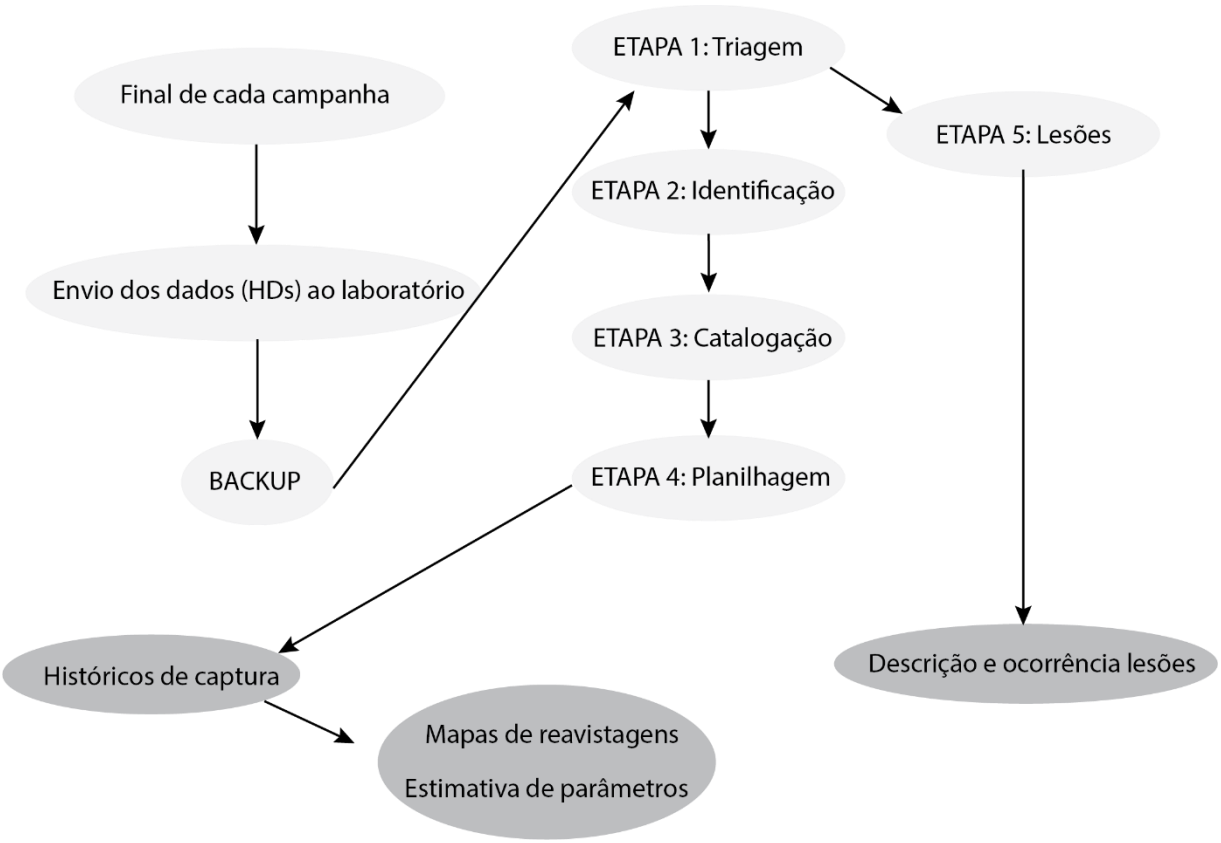
Qualidade A

Qualidade B+

Qualidade B-

Qualidade C

ANEXO 2: FLUXOGRAMA DO PROCESSAMENTO DOS DADOS FOTO-ID



Anexo III-8: *Procedimento Operacional 10 - Procedimento para processamento das amostras para análise genética do PMC-BS, Ciclo de Médio Prazo*

PMC-BS	**PROJETO DE MONITORAMENTO DE CETÁCEOS NA BACIA DE SANTOS – PMC-BS**	**Procedimento Operacional nº 10**

Título: Procedimento para processamento das amostras para análise genética	**Primeira**	**Última**	**Revisão**
Responsáveis: Ana Lúcia Cypriano de Souza e Sandro Luis Bonatto	04/10/16	12/12/21	03

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 microssatélites
23/11/2020	Revisão focada nas alterações de métodos para o Ciclo de Médio Prazo do PMC-BS
13/12/2021	Alteração no critério de envio de amostras respeitando o prazo de emissão de laudos de acordo com a Especificação Técnica ET001/2020 do Instrumento Contratual 5900.0118287.21.2

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 n° 02. Quando um número mínimo de 50 amostras for alcançado, ou, quando este número mínimo não tiver sido alcançado, mas já tiver sido alcançado o limite temporal a partir do qual não haveria mais tempo hábil para que os laudos das análises genéticas fossem emitidos até 120 (cento e vinte) dias após o término da campanha que coletou as amostras (conforme a Especificação Técnica ET001/2020 do Instrumento Contratual 5900.0118287.21.2), todo o material biológico separado para as análises genéticas será enviado, junto com o documento de custódia, para o laboratório responsável pelas análises.

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 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 deve possuir toda a infraestrutura e os equipamentos (freezers, balanças, vidrarias, microtubos, banho-maria, banho com agitador, centrífugas, pipetas, ponteiras, placas de PCR, termocicladores, cubas de eletroforese, micro-ondas, computadores e impressora) necessários para a realização da primeira parte (extração de DNA, PCR e verificação em gel) da metodologia de genética molecular. Posteriormente, os produtos de PCR serão enviados para sequenciamento e genotipagem (segunda parte) em um sequenciador ABI 3730XL (Applied Biosystems) de uma empresa que presta serviços moleculares.

O coordenador temático de genética 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.

O processamento das amostras segue cinco etapas: extração do DNA, sexagem molecular, sequenciamento da região controle do DNA mitocondrial, genotipagem dos locos de microssatélites e identificação da espécie.

- 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 $MgCl_2$, 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 $MgCl_2$, 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 purificação e sequenciamento (ambas as direções) em um sequenciador ABI 3730XL (*Applied Biosystems*) de uma empresa que presta serviços moleculares. 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 20 locos (EV1, EV14, EV37, EV94, EV96, GATA028, GATA053, GATA417, GT23,

KWM2a, KWM12a, TexVet5, TexVet7, D08 e MK6, 417/418, 464/465, RW31, RW410 e RW48) 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 genotipagem no sequenciador automático ABI 3730XL de uma empresa que presta serviços moleculares. 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 DNAmt 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.

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 microssatélite (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 microssatélite.

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
RW31	FAM	PCR6	Microceti II_50
RW4-10	VIC	PCR7	Microceti I_50
RW48	NED	PCR8	Microceti I_50

Tabela 2: Concentrações dos reagentes nos PCRs 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7 e 8.

Reagentes	PCR1	PCR2	PCR3	PCR4	PCR5	PCR6	PCR7	PCR8
MgCl2	2,5 mM	1,5 mM	1,5 mM	3,25 mM	3,25 mM	1,5 mM	3,0 mM	2,5 mM
dNTP	0,2 mM	0,2 mM	0,1 mM	0,2 mM	0,2 mM	0,2 mM	0,2 mM	0,2 mM
Primer F	0,026 uM	0,026 uM	0,016 uM	0,008 uM	0,016 uM	0,4 uM	0,4 uM	0,4 uM
Primer R	0,4 uM	0,4 uM	0,25 uM	0,125 uM	0,25 uM	0,4 uM	0,4 uM	0,4 uM
Primer M13	0,4 uM	0,4 uM	0,20 uM	0,1 uM	0,2 uM	-	-	-
Taq DNA Polymerase	0,3 U	0,3 U	0,3 U	0,5 U	0,5 U	0,25 U	0,25 U	0,25 U
Tampão	1 x	1 x	1 x	1 x	1x	1 x	1 x	1 x

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-9: *Procedimento Operacional 13 - Protocolo para determinação de isótopos estáveis (δ13C e δ15N) em amostras (biópsias) de pele*

PMC-BS	PROJETO DE MONITORAMENTO DE CETÁCEOS NA BACIA DE SANTOS – PMC-BS	Procedimento Operacional nº 13		
Título: Protocolo para determinação de isótopos estáveis ($\delta^{13}C$ e $\delta^{15}N$) em amostras (biópsias) de pele		**Primeira**	**Última**	**Revisão**
Responsáveis: Renato da Silva Carreira e Lilian Faria de Almeida		29/10/21	25/04/23	03

OBJETIVO
Descrever o protocolo analítico para preparação e análise instrumental para determinação da razão de isótopos estáveis de C ($\delta^{13}C$) e de N ($\delta^{15}N$) em amostras (biópsias) de **pele** de cetáceos, obtidas no Projeto de Monitoramento de Cetáceos na Bacia de Santos (PMC-BS).

Controle de Revisões	
Data	**Descrição**
29/10/2021	Documento original.
22/03/2022	Revisão Petrobras e alteração de método considerando a remoção prévia de lipídios das amostras.
20/06/2022	Revisão do texto, incorporando o novo procedimento com amostras para análise de isótopos.
25/04/2023	Revisão da massa de amostra usada na determinação de composição isotópica ($\delta^{13}C$ e $\delta^{15}N$) e elementar (C e N); Inclusão do Modelo de Laudo revisado como anexo deste documento

1. Descrição do envio das amostras para o laboratório

As amostras de biópsia coletadas nas campanhas de Avistagem Embarcada/MAP e de Telemetria, fracionadas para as análises isotópicas, serão acondicionadas de acordo com o Procedimento Operacional (PO) n° 02. O laboratório responsável pela determinação da razão de isótopos estáveis ($\delta^{13}C$ e $\delta^{15}N$) irá receber amostras e o respectivo documento de custódia de acordo com cronograma estabelecido pela Coordenação, a ser informado após cada campanha de Avistagem Embarcada/MAP e de Telemetria, sempre respeitando os prazos estabelecidos na Especificação Técnica ET001/2020 do Instrumento Contratual 5900.0118287.21.2.

As amostras serão recebidas no laboratório pelo responsável técnico, com assinatura de termo de responsabilidade na cadeia de custódia das amostras e, antes de serem

INTERNA \ Qualquer Usuário

acondicionadas no freezer a -80 °C, 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 biopsia).

2. Responsabilidades

O responsável técnico do laboratório deverá ser indicado em contrato e será encarregado pelo armazenamento, gestão e processamento das amostras, assim como será responsável por garantir a infraestrutura laboratorial e a equipe técnica necessárias para realizar as determinações da razão de isótopos estáveis ($\delta^{13}C$ e $\delta^{15}N$) de acordo com o protocolo aqui descrito. O responsável técnico do laboratório deve ainda vistoriar e conferir todas as atividades realizadas, bem como analisar os resultados e elaborar os laudos técnicos das análises isotópicas das biópsias.

O coordenador científico de isótopos será responsável pela supervisão de todo o trabalho técnico, garantia de funcionamento do laboratório, avaliação dos resultados e elaboração do item sobre isótopos estáveis nos relatórios mensais, anuais e consolidado do PMC-BS.

O laboratório deve possuir toda a infraestrutura e os equipamentos (freezers, balanças analíticas, capelas de exaustão de gases, vidrarias diversas, solventes com elevado grau de pureza, cápsulas de prata ou estanho etc.) necessários para o armazenamento temporário e preparo de amostras, assim como o equipamento para determinação da razão isotópica, composto por um analisador elementar acoplado a um sistema de espectrometria de massas para isótopos leves.

3. Protocolo de preparação das amostras para as análises instrumentais isotópicas

O laboratório responsável pelas análises de isótopos irá receber amostras de pele, armazenadas e preservas como descrito no Procedimento Operacional nº 02.

As amostras de pele serão inicialmente liofilizadas e maceradas, visando homogeneização. Seguindo protocolo de Groß et al. (2021), não haverá remoção de lipídios e cerca de 0,20 – 0,30 mg (precisão de ± 0,001 mg) de amostra será colocada em cápsulas de estanho para determinação em analisador elementar acoplado a

INTERNA \ Qualquer Usuário

espectrômetro de massa (item 4 deste Procedimento Operacional). Se houver massa disponível, serão feitas duas réplicas de análise de cada amostra. Nessa análise, serão obtidos os valores de $\delta^{13}C$ e $\delta^{15}N$ na mesma alíquota da amostra. Com essa estratégia, evita-se quaisquer modificações nos valores originais de $\delta^{15}N$ e os valores de $\delta^{13}C$ serão corrigidos – veja abaixo.

Em amostras selecionadas, escolhidas entre espécies distintas e com massa superior a 0,8-1,0 g, serão feitas determinação adicionais de $\delta^{13}C$ após a remoção de lipídios (Busquets-Vass et al., 2021). O objetivo da determinação de $\delta^{13}C$ em amostras com a remoção de lipídios é buscar definir fatores de correção específicos para os grupos de animais coletados no PMC-BS, a serem aplicados aos valores de $\delta^{13}C$ obtidos em amostras (desses animais) sem a remoção de lipídios. Caso esses fatores específicos não sejam possíveis de se determinar, serão adotados valores da literatura, para corrigir o efeito de lipídios sobre a razão isotópica do C em tecidos biológicos (Bolton et al., 2020; Groß et al., 2021).

Para a remoção de lipídios – nas amostras selecionadas, como detalhado no parágrafo anterior –, uma massa entre 0,8 e 1,0 g de pele liofilizada será colocada em frasco de vidro contendo 10 mL de mistura de diclorometano:metanol (2:1, v:v). A extração será feita em banho de ultrassom por 10 min, seguido de centrifugação (2.000 rpm/3 min) e separação do solvente. O procedimento é repetido mais uma vez e os extratos, combinados. O extrato final será levado à secura sob fluxo suave de N_2 purificado e o seu teor de lipídios será determinado gravimetricamente utilizando a **Equação 1** (abaixo). Já a pele residual (após remoção de lipídios), será novamente liofilizada para a nova determinação de isótopos (item 4 deste PO).

$$\textbf{\textit{teor de lipídios}}\ (\%) = \frac{\textbf{\textit{resíduo após evaporação do solvente}}\ (\textbf{\textit{mg}})}{\textbf{\textit{massa de amostras extraída}}} \times \mathbf{100} \qquad (\textbf{\textit{Equação}}\ \mathbf{1})$$

4. Procedimento para as análises instrumentais isotópicas

Os resultados da composição isotópica serão expressos na notação 'delta' (δ), de acordo com a **Equação 2**.

INTERNA \ Qualquer Usuário

$$\delta X\ (‰) = [R_{amostra}/R_{padrão} - 1] \times 10^3 \qquad \textit{(Equação 2)}$$

Onde:

- **X** é ^{13}C ou ^{15}N; e
- **R** é a razão de abundância entre os isótopos pesado e leve de cada elemento ($^{13}C/^{12}C$, $^{15}N/^{14}N$).

As determinações de $\delta^{13}C$ e $\delta^{15}N$ de cada amostra, preparada como descrito no item 3 deste Procedimento Operacional, serão realizadas através de analisador elementar (AE; modelo Flash EA, Thermo) acoplado a um espectrômetro de massas de razão isotópica (EMRI, modelo Delta V Plus, Thermo). Serão introduzidos dois pulsos do gás de referência para nitrogênio (N_2) com intensidade de 7000 mV no início de cada corrida e dois pulsos do gás de referência para carbono (CO_2) com intensidade de 14000 mV no final da corrida. Os gases de referência serão previamente calibrados a partir do valor médio obtido após 10 determinações do padrão certificado IAEA USGS40. Os resultados de $\delta^{13}C$ e $\delta^{15}N$ serão expressos em partes por mil (‰), como detalhado na **Equação 2**, calculados de acordo com o valor do segundo pulso do seu respectivo gás de referência e relativos a PDB, para carbono, e a gás atmosférico, para nitrogênio. Os valores serão reportados como a média de duas injeções.

Na mesma análise, também serão calculados os teores de carbono orgânico (C_{org}) e nitrogênio total (N_{total}), assim como será calculada a razão molar entre os dois elementos. A quantificação de C e N será feita com base em curva de calibração construída com um padrão de acetanilida (C = 71,09% e N = 10,36%).

As condições instrumentais para a determinação dos isótopos de carbono e de nitrogênio – assim como os teores de C e N – estão detalhadas na **Tabela 1**.

Tabela 1. Condições instrumentais para determinação de $\delta^{13}C$ e $\delta^{15}N$.

Equipamentos	Analisador Elementar (EA) – Modelo Flash EA, série 1112. Espectrômetro de Massas de Razão Isotópica – Modelo Delta V Plus. Fabricante: Thermo Scientific. Estação de dados: Isodat 3.0

INTERNA \ Qualquer Usuário

Forno de Combustão:	Preenchido com óxido de cobalto, cobre metálico e óxido de cromo
Gases e Fluxos: Referência (CO_2 e N_2): Carreador (He): Oxidação (O_2):	 150 mL min^{-1} 110 mL min^{-1} 200 mL min^{-1}
Temperatura: Forno de combustão:	 1020 °C

Os limites de detecção e de quantificação das análises de $\delta^{13}C$ e $\delta^{15}N$ estão relacionados à amplitude do sinal produzido pelo analito, que foi definido como sendo ≥ 500 mV (LD). Para garantir a qualidade analítica dos resultados, o padrão certificado IAEA USGS40 deve ser injetado a cada 6 injeções (ou 3 amostras), sendo aceito um desvio menor que ± 0.5 ‰. Os limites de quantificação para C e N são de 0,003 mg e 0,01 mg, respectivamente, calculados a partir da menor massa do padrão que gera um sinal mensurável no aparelho.

Deverão ser adotados os seguintes procedimentos para assegurar a qualidade analítica:

- análise de desempenho do equipamento: injeção de cápsula vazia no início de cada lote de análise e a cada 6 análises, a fim de verificar a presença de interferentes no sistema que possam comprometer a quantificação da amostra;
- injeção do Padrão de Referência no início de cada lote de análise e a cada 6 análises;
- validação da determinação com base na comparação entre o resultado do padrão de referência e o seu valor certificado.

5. Emissão de laudo de análise

Os resultados de $\delta^{13}C$ e $\delta^{15}N$ e os parâmetros de controle de qualidade da metodologia serão reportados em laudo de análise, detalhado no **ANEXO 1** deste Procedimento Operacional. Adicionalmente, de acordo com disponibilidade de amostras, serão também reportados os resultados de carbono orgânico, nitrogênio total, razão molar C:N e teor de lipídios.

INTERNA \ Qualquer Usuário

Referências Bibliográficas

Bolton, J., Ylitalo, G., Chittaro, P., George, J., Suydam, R., Person, B., Gates, J., Baugh, K., Sformo, T. and Stimmelmayr, R. (2020) Multi-year assessment (2006–2015) of persistent organic pollutant concentrations in blubber and muscle from Western Arctic bowhead whales (Balaena mysticetus), North Slope, Alaska. Marine Pollution Bulletin 151, 110857.

Busquets-Vass, G., Newsome, S.D., Pardo, M.A., Calambokidis, J., Aguíñiga-García, S., Páez-Rosas, D., Gómez-Gutiérrez, J., Enríquez-Paredes, L.M. and Gendron, D. (2021) Isotope-based inferences of the seasonal foraging and migratory strategies of blue whales in the eastern Pacific Ocean. Mar. Environ. Res. 163, 105201.

Groß, J., Fry, B., Burford, M.A. and Bengtson Nash, S. (2021) Assessing the effects of lipid extraction and lipid correction on stable isotope values (δ13C and δ15N) of blubber and skin from southern hemisphere humpback whales. Rapid Commun. Mass Spectrom. 35, e9140.

INTERNA \ Qualquer Usuário

ANEXO 1: MODELO DE LAUDO DE ANÁLISES QUÍMICAS

Determinação da razão de isótopos estáveis de carbono ($\delta^{13}C$) e nitrogênio ($\delta^{15}N$), composição elementar (C e N) e teor de lipídios em amostras (biópsias) de pele de cetáceos

Número do Laudo	
Solicitante / Endereço	
Laboratório executor / Endereço	LabMAM – Laboratório de Estudos Marinhos e Ambientais Departamento de Química | PUC-Rio Rua Marquês de São Vicente, 225/672L 22541-041 – Rio de Janeiro, RJ Telefone: (21) 3527-1330 Prof. Renato da Silva Carreira
Identificação da Amostra (Biópsia)	
Data de Coleta da Amostra	
Instituição Responsável pela Coleta	
Data de Recebimento da Amostra	
Condição de Recebimento da Amostra	
Condição de Armazenamento da Amostra	
Massa recebida (mg)	
Massa analisada (mg)	
Método de Extração	
Método de Quantificação	
Período das Análises	
Responsáveis pela Análises	
Responsável pela aprovação do Laudo	Dr. Renato S. Carreira
Data de Emissão do Laudo	

1. Resultados da Determinação da Razão Isotópica $\delta^{13}C$ e $\delta^{15}N$

Os resultados da determinação da razão de isótopos da amostra XXXXX são apresentados na Tabela 1.

Tabela 1. Resultados de razão isotópica* de carbono e nitrogênio, teores de carbono orgânico (Corg) e nitrogênio total (Ntotal).

Código Amostra	$\delta^{13}C$ (‰)	$\delta^{15}N$ (‰)	Corg (%)	Ntotal (%)	Razão C/N (molar)

* Notação delta, segundo **Equação 1**:

$$\delta X\ (‰) = [R_{amostra}/R_{padrão} - 1] \times 10^3 \qquad (\textit{Equação 1})$$

Onde:

- **X** é ^{13}C ou ^{15}N; e
- **R** é a respectiva razão de abundância entre o isótopo pesado e leve ($^{13}C/^{12}C$, $^{15}N/^{14}N$) de cada elemento.

2. Materiais e Métodos

2.1. Recebimento da Amostra

A amostra foi coletada por equipe designada pela PETROBRAS e sem a participação do LabMAM. A amostra foi entregue no LabMAM congelada, juntamente com a respectiva cadeia de custódia. A partir de então, a amostra foi mantida em ultra-freezer (-80 °C) até o início das análises.

2.2. Descontaminação de Materiais

Todo o material utilizado (vidrarias, utensílios metálicos etc.) foi descontaminado com solvente (diclorometano).

2.3. Preparo da Amostra e Determinação da Razão de Isótopos Estáveis de Carbono ($\delta^{13}C$) e Nitrogênio ($\delta^{15}N$) e da Composição Elementar (C e N)

O procedimento seguido é detalhado no Procedimento Operacional n° 13 (Protocolo para determinação de isótopos estáveis ($\delta^{13}C$ e $\delta^{15}N$) em amostras de pele) Rev.03 do Projeto de Monitoramento de Cetáceos na Bacia de Santos (PMC-BS).

INTERNA \ Qualquer Usuário

Em resumo, a amostra foi liofilizada, macerada, homogeneizada e armazenada em frasco de vidro. A remoção prévia de lipídios não foi realizada para evitar alterações nos valores de $\delta^{15}N$, assim também não foi feita a análise complementar através da remoção de lipídios, prevista no procedimento operacional, devido a quantidade insuficiente de amostra. Todavia, não foi necessário adotar o fator de correção para o $\delta^{13}C$.

Duas alíquotas de cerca de 0,30 mg (precisão de ± 0,001 mg) foram acondicionadas em cápsulas de estanho para injeção direta no EA-IRMS (analisador elementar acoplado ao espectrômetro de massas de razão isotópica), modelo Focus-Delta V Plus da Thermo.

As condições instrumentais estão listadas na Tabela 2. A calibração do equipamento foi feita com a injeção do Material de Referência Isotópica IEA USGS40 (ácido L-glutâmico), que tem a seguinte assinatura isotópica: $\delta^{13}C$ = –26,389 ± 0,042 ‰ e $\delta^{15}N$ = –4,5 ± 0,037‰.

Os limites de detecção (LD) e de quantificação (LQ) da análise de $\delta^{13}C$ e $\delta^{15}N$ estão relacionados à amplitude do sinal produzido pelo analito e foram estimados como o sinal mínimo de 100 mV e 500 mV, respectivamente.

A quantificação de C e N foi feita com base em curva de calibração construída com um padrão de acetanilida (C = 71,09% e N = 10,36%). Os limites de quantificação para C e N são de 0,003 mg e 0,01 mg, respectivamente, calculados a partir da menor massa do padrão que gera um sinal mensurável no aparelho.

Tabela 2. Condições instrumentais para determinação de $\delta^{13}C$ e $\delta^{15}N$ e teores de carbono orgânico (Corg) e nitrogênio total (Ntotal).

Equipamentos	Analisador Elementar (EA) – Modelo Flash EA, série 1112. Espectrometro de Massas de Razão Isotópica – Modelo Delta V Plus. Fabricante: Thermo Scientific. Estação de dados: Isodat 3.0 Detector de Condutividade Térmica (TCD)
Forno de Combustão:	Preenchido com cobre metálico, óxido de cobalto e óxido de cromo
Gases e Fluxos: Referência (CO_2 e N_2): Carreador (He): Oxidação (O_2):	 200 mL min^{-1} 100 mL min^{-1} 200 mL min^{-1}
Temperatura:	

Forno de combustão:	1020 ºC
TCD:	45 ºC

3. Controle de Qualidade do Procedimento Analítico

Foram adotados os seguintes procedimentos para assegurar a qualidade analítica:

a) análise de desempenho do equipamento: injeção de cápsula vazia no início de cada lote de análise e a cada 6 análises, a fim de verificar a presença de interferentes no sistema que possam comprometer a quantificação da amostra;

b) injeção do Padrão de Referência no início de cada lote de análise e a cada 6 análises;

c) avaliação do resultado de carbono (40,82%) e nitrogênio (9,52%) obtido na análise do padrão de referência.

A determinação é considerada válida se os resultados do padrão de referência estiverem de acordo com o certificado do padrão. Os resultados obtidos para a determinação do padrão de referência estão apresentados na Tabela 3.

Tabela 3. Resultados de razão isotópica de carbono e nitrogênio do material de referência IEA USGS40*

IEA USGS40	massa (mg)	$\delta^{13}C$ (‰)	$\delta^{15}N$ (‰)

*Padrão: IEA USGS40 (Ácido L-glutâmico) / $\delta^{13}C$ = –26,389 ± 0,30‰ e $\delta^{15}N$ = –4,5 ± 0,30‰

Rio de Janeiro, XX de XXXXX de 20XX.

Elaborado por Lilian Faria de Almeida
(CRQ 03111921)

Aprovado por Dr. Renato S. Carreira

INTERNA \ Qualquer Usuário

Anexo III-10: *Características dos arranjos de hidrofones utilizados no Monitoramento Acústico Passivo do PMC-BS*

Arranjo de Hidrofones	Turquoise	Bahia	Ecowaves
Fabricante do hidrofones do par de frequências baixas	APC (Modelo 42-1021)	APC (Modelo 42-1021)	Steminc
Dimensões dos hidrofones do par de frequências baixas (mm)	Diâmetro externo 19,0 ± 0,25 Diâmetro interno 16,0 ± 0,25 Tamanho 20,0 ± 0,15	Diâmetro externo 19,0 ± 0,15 Diâmetro interno 16,0 ± 0,20 Tamanho 20,0 ± 0,15	Diâmetro externo 15,0 Diâmetro interno 13,0 Tamanho (não fornecido)
Capacitância do par de frequências baixas (nF)	11,6	11,6	8,5
Frequência de ressonância dos hidrofones do par de frequências baixas (kHz)	83	83	65
Resposta de frequência do par de frequências baixas (kHz)	1 -100	1 -100	1-65
Espaçamento entre hidrofones do par de frequências baixas (m)	3,80	2,03	3,25
Fabricante do hidrofones do par de frequências altas	Teledyne Reson (ModeloTC 4013)	Teledyne Reson (ModeloTC 4013)	Steminc
Dimensões dos hidrofones do par de frequências altas (mm)	Diâmetro externo 8,0 Diâmetro interno (não fornecido) Tamanho 22,0	Diâmetro externo 8,0 Diâmetro interno (não fornecido) Tamanho 22,0	Diâmetro externo 6,35 Diâmetro interno 4,9 Tamanho (não fornecido)

Arranjo de Hidrofones	Turquoise	Bahia	Ecowaves
Capacitância do par de frequências altas (nF)	3,4	3,4	2,5
Frequência de ressonância dos hidrofones do par de frequências altas (kHz)	>200	>200	155
Resposta de frequência do par de frequências altas (kHz)	1-170	1-170	1-155
Espaçamento entre hidrofones do par de frequências baixas (m)	1,01	0,53	0,62

Anexo IV-1: Esforço e Tamanho Amostral por Campanha do PMC-BS

ID	Tipo de amostragem	Campanha	Abrev	Estação do ano	Data início	Data final	Dias amostrados	Esforço (horas)	Esforço (km)	Grupos de cetáceos	Biópsias
1	Avistagem	1	A1	Primavera/Verão	27/11/2015	05/01/2016	37	389,9	4937	53	2
2	MAP	1	M1	Primavera/Verão	27/11/2015	05/01/2016	33	357,2	4669	82	-
3	Aérea	1	S1	Primavera	07/12/2015	13/12/2015	7	24,0	5720	50	-
4	Telemetria	1	T1	Verão	22/02/2016	17/03/2016	22	246,3	2851	52	31
5	Aérea	2	S2	Outono	28/03/2016	04/04/2016	7	29,00	4874	73	-
6	Avistagem	2	A2	Outono	10/05/2016	20/06/2016	40	410,9	5463	83	17
7	MAP	2	M2	Outono	10/05/2016	20/06/2016	40	398,7	5191	100	-
8	Telemetria	2	T2	Inverno	10/08/2016	03/09/2016	24	248,2	2603	96	28
9	Aérea	3	S3	Primavera	20/09/2016	30/09/2016	9	27,5	7326	56	-
10	Avistagem	3	A3	Primavera	27/09/2016	06/11/2016	36	420,1	5500	121	5
11	MAP	3	M3	Primavera	27/09/2016	06/11/2016	36	397,5	5236	139	-
12	Telemetria	3	T3	Verão	31/01/2017	24/02/2017	24	288,4	3382	44	30
13	Aérea	4	S4	Verão	27/01/2017	06/02/2017	10	27,3	6547	23	-
14	Avistagem	4	A4	Verão/Outono	08/03/2017	18/04/2017	39	434,9	5542	65	14
15	MAP	4	M4	Verão/Outono	08/03/2017	18/04/2017	38	409,7	5241	92	-
16	Telemetria	4	T4	Inverno	05/07/2017	29/07/2017	24	329,7	3387	121	42
17	Avistagem	5	A5	Inverno/Primavera	25/08/2017	07/10/2017	40	435,7	5584	123	7
18	MAP	5	M5	Inverno/Primavera	25/08/2017	07/10/2017	40	408,5	5188	134	-
19	Telemetria	5	T5	Primavera	28/10/2017	21/11/2017	25	276,5	2921	64	28

ID	Tipo de amostragem	Campanha	Abrev	Estação do ano	Data início	Data final	Dias amostrados	Esforço (horas)	Esforço (km)	Grupos de cetáceos	Biópsias
20	Aérea	5	S5	Primavera	03/12/2017	11/12/2017	9	29,9	5989	59	-
21	Avistagem	6	A6	Verão	12/01/2018	20/02/2018	37	444,3	5863	77	23
22	MAP	6	M6	Verão	12/01/2018	20/02/2018	37	426,5	5606	99	-
23	Telemetria	6	T6	Outono	21/03/2018	14/04/2018	24	261,5	3123	36	41
24	Aérea	6	S6	Outono	19/04/2018	27/04/2018	7	26,9	5666	84	-
25	Telemetria	7	T7	Inverno	18/07/2018	11/08/2018	24	239,9	1273	101	23
26	Avistagem	7	A7	Inverno/Primavera	01/09/2018	20/10/2018	46	477,3	5931	158	8
27	MAP	7	M7	Inverno/Primavera	01/09/2018	20/10/2018	43	435,1	5446	120	-
28	Aérea	7	S7	Inverno	06/09/2018	12/09/2018	7	31,1	6067	132	-
29	Telemetria	8	T8	Verão	16/01/2019	09/02/2019	24	298,2	1653	66	39
30	Aérea	8	S8	Verão	12/02/2019	22/02/2019	8	28,1	6074	69	-
31	Avistagem	8	A8	Verão/Outono	13/03/2019	26/04/2019	37	425,5	5502	88	12
32	MAP	8	M8	Verão/Outono	13/03/2019	26/04/2019	37	410,4	5480	113	-
33	Telemetria	9	T9	Inverno	11/07/2019	04/08/2017	23	234,3	1342	96	27
34	Aérea	9	S9	Inverno	20/08/2019	01/09/2019	8	26,4	6114	86	-
35	Avistagem	9	A9	Inverno/Primavera	24/08/2019	13/10/2019	43	463,1	5742	181	14
36	MAP	9	M9	Inverno/Primavera	24/08/2019	13/10/2019	41	415,7	5389	157	-
37	Telemetria	10	T10	Verão	15/01/2020	08/02/2020	23	279,1	1811	46	38
38	Aérea	10	S10	Verão	20/02/2020	05/03/2020	6	24,9	6691	25	-
39	Avistagem	10	A10	Verão	04/03/2020	27/03/2020	21	235,8	3131	55	16
40	MAP	10	M10	Verão	04/03/2020	27/03/2020	18	196,8	2587	63	-

ID	Tipo de amostragem	Campanha	Abrev	Estação do ano	Data início	Data final	Dias amostrados	Esforço (horas)	Esforço (km)	Grupos de cetáceos	Biópsias
41	Telemetria	11	T11	Inverno	12/07/2020	05/08/2020	24	242,9	1545	79	11
42	Aérea	11	S11	Inverno	06/08/2020	12/08/2020	6	25,2	5932	71	-
43	Avistagem	11	A11	Inverno/Primavera	22/08/2020	07/10/2020	39	424,7	2983	312	7
44	MAP	11	M11	Inverno/Primavera	22/08/2020	07/10/2020	38	394,3	2787	126	-
45	Avistagem	10	A10-c	Primavera	27/10/2020	16/11/2020	19	224,3	1660	62	3
46	MAP	10	M10-c	Primavera	27/10/2020	16/11/2020	19	203,5	1595	51	-
47	Telemetria	12	T12	Primavera	21/11/2020	15/12/2020	24	293,9	1806	60	32
48	Avistagem	12	A12	Verão	16/01/2021	25/02/2021	35	398,6	2845	71	19
49	MAP	12	M12	Verão	16/01/2021	25/02/2021	24	381,9	2808	118	-
50	Aérea	12	S12	Outono	21/05/2021	27/05/2021	4	23,9	5886	65	-
51	Avistagem	13	A13	Inverno	08/07/2021	20/08/2021	37	392,6	5012	318	4
52	MAP	13	M13	Inverno	08/07/2021	20/08/2021	37	356,8	4804	97	-
53	Telemetria	13	T13	Inverno	28/08/2021	06/10/2021	37	414,3	4809	120	26
54	Aérea	13	S13	Primavera/Verão	29/11/2021	29/12/2021	6	19,5	6538	30	-
55	Avistagem	14	A14	Verão	22/01/2022	02/03/2022	34	413,0	5471	73	14
56	MAP	14	M14	Verão	22/01/2022	02/03/2022	34	376,7	5099	87	-
57	Telemetria	14	T14	Inverno	6/21/2022	7/30/2022	37	382,2	4223	320	36
58	Avistagem	15	A15	Inverno/Primavera	8/12/2022	10/6/2022	39	411,6	5183	259	7
59	MAP	15	M15	Inverno/Primavera	8/12/2022	10/6/2022	34	338,0	4869	144	-
60	Aérea	14	S14	Primavera	10/4/2022	11/19/2022	7	19,3	4721	43	-
61	Avistagem	16	A16	Verão	1/18/2023	2/27/2023	30	370,0	5576	70	5

ID	Tipo de amostragem	Campanha	Abrev	Estação do ano	Data início	Data final	Dias amostrados	Esforço (horas)	Esforço (km)	Grupos de cetáceos	Biópsias
62	MAP	16	M16	Verão	1/18/2023	2/27/2023	30	340,9	5299	80	-
63	Aérea	15	S15	Primavera	5/7/2023	6/4/2023	6	23,9	6158	26	-

*Anexo IV-2: Resumo das comparações de catálogos com outros grupos de pesquisa, com datas, número de fotos comparadas e matches até a 16ª Campanha de Avistagem Embarcada e MAP do PMC-BS. *Em comparação*

Catálogos	Espécies	Última comparação	*Matches*
PBGRJ	*Balaenoptera brydei*	Março/2023	1
	Megaptera novaeangliae	Março/2023	1
	Steno bredanensis	Abril/2023	60
	Tursiops truncatus	Abril /2023	7
PROBAV	*Balaenoptera brydei*	Julho/2022	3
	Orcinus orca	Julho/2022	3
	Megaptera novaeangliae	Julho/2022	1
IBJ	*Megaptera novaeangliae*	Abril/2023	7
	Steno bredanensis	Abril/2022	0
	Tursiops truncatus	Abril/2022	0
Projeto Talude – FURG	*Tursiops truncatus*	Março/2018	0
	Orcinus orca	Março/2023	0
LBEC-UFRRJ	*Tursiops truncatus*	Março/2022	0
LAMAq/ UFSC	*Tursiops truncatus*	Abril/2021	1
Falklands	*Balaenoptera borealis*	Fev/2023	1
Antarctic Blue Whale	*Balaenoptera musculus*	Julho/2022	0
Happywhale	*Megaptera novaeangliae*	Contínuo	4
Instituto Boto Cinza	*Sotalia guianensis*	Maio/2023	0
	Steno bredanensis	Abril/2023	11
	Stenella frontalis	Julho/2023	26
	Balaenoptera brydei	Julho/2023	4
	Tursiops truncatus	Maio/2023	4
IPeC	*Sotalia guianensis*	Agosto/ 2020	0
Maqua	*Orcinus orca*	Maio/2023	1
	Balaenoptera brydei	Junho/2023	2

Legenda:
PBGRJ - Projeto Baleias e Golfinhos do Rio de Janeiro;
IBJ - Instituto Baleia Jubarte;
LBEC/UFRRJ - Laboratório de Bioacústica e Ecologia de Cetáceos da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro;
LAMAq/UFSC - Laboratório de Mamíferos Aquáticos da Universidade Federal de Santa Catarina
PROBAV - Projeto Baleia à Vista!
IPeC - Instituto de Pesquisa Cananéia

Anexo V-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. Habitat: C = costeira; Oc = oceânica. Status: CR = criticamente em perigo; EM = em perigo; VU = vulnerável; QA = quase ameaçada; BR = baixo risco; DD = deficiente em dados.

Nome comum	Nome científico	Literatura*	PMP	SIMMAM	PMC			Habitat	Status	
					AE	AA	TE		MMA	IUCN
MYSTICETI										
Família Balaenidae										
Baleia-franca-austral	*Eubalaena australis*	X	X	X			X	C	EM	BR
Família Balaenopteridae										
Baleia-jubarte	*Megaptera novaeangliae*	X	X	X	X	X	X	C, Oc	-	BR
Baleia-azul	*Balaenoptera musculus*			X	X		X	Oc	CR	EM
Baleia-fin	*B. physalus*	X	X	X	X		X	Oc	EM	VU
Baleia-sei	*B. borealis*	X	X	X	X	X	X	Oc	EM	EM

Nome comum	Nome científico	Literatura*	PMP	SIMMAM	PMC			Habitat	Status	
					AE	AA	TE		MMA	IUCN
Baleia-de-Bryde	*B. brydei*	X	X	X	X	X	X	C, Oc	-	BR
Baleia-minke-antártica	*B. bonaerensis*	X		X	X		X	Oc	-	QA
Baleia-minke-anã	*B. acutorostrata*	X	X	X	X		X	C, Oc	-	BR
ODONTOCETI										
Família Physeteridae										
Cachalote	*Physeter macrocephalus*	X	X	X	X	X	X	Oc	VU	VU
Família Kogiidae										
Cachalote-pigmeu	*Kogia breviceps*	X	X					Oc	-	DD
Cachalote-anão	*Kogia sima*	X	X		X			Oc	-	DD
Família Ziphiidae										
Baleia-bicuda-de-Cuvier	*Ziphius cavirostris*	X	X		X			Oc	-	BR
Baleia-bicuda-de-Arnoux	*Berardius arnuxii*	X						Oc	-	DD

Nome comum	Nome científico	Literatura*	PMP	SIMMAM	PMC			Habitat	Status	
					AE	AA	TE		MMA	IUCN
Baleia-bicuda-do-sul	*Hyperoodon planifrons*	X						Oc	-	BR
Baleia-bicuda-de-True	*Mesoplodon mirus*	X						Oc	-	DD
Baleia-bicuda-de-Gervais	*Mesoplodon europaeus*	X			X			Oc	-	DD
Baleia-bicuda-de-Layard	*Mesoplodon layardii*	X						Oc	-	DD
Baleia-bicuda-de-Blainvillei	*Mesoplodon densirostris*	X						Oc	-	DD
Família Pontoporiidae										
Toninha	*Pontoporia blainvillei*	X	X		X	X	X	C	CR	VU
Família Delphinidae										
Golfinho-de-dentes-rugosos	*Steno bredanensis*	X	X	X	X		X	C, Oc	-	BR
Boto-cinza	*Sotalia guianensis*	X	X	X	X	X	X	C	VU	QA
Golfinho-nariz-de-garrafa	*Tursiops truncatus*	X	X	X	X		X	C, Oc	-	BR
Golfinho-pintado-pantropical	*Stenella attenuata*	X	X	X	X		X	Oc	-	BR

Nome comum	Nome científico	Literatura*	PMP	SIMMAM	PMC			Habitat	Status	
					AE	AA	TE		MMA	IUCN
Golfinho-pintado-do-Atlântico	*S. frontalis*	X	X	X	X		X	C, Oc	-	BR
Golfinho-rotador	*S. longirostris*	X	X	X	X		X	Oc	-	BR
Golfinho-de-Clymene	*S. clymene*	X		X	X		X	Oc	-	BR
Golfinho-listrado	*S. coeruleoalba*	X	X	X				Oc	-	BR
Golfinho-comum	*Delphinus delphis*	X	X	X	X		X	C, Oc	-	BR
Golfinho-de-Fraser	*Lagenodelphis hosei*	X	X		X			Oc	-	BR
Golfinho-liso-do-sul	*Lissodelphis peronii*	X						Oc	-	BR
Golfinho-de-Risso	*Grampus griseus*	X		X	X	X	X	Oc	-	BR
Golfinho-cabeça-de-melão	*Peponocephala electra*	X	X	X	X		X	Oc	-	BR
Orca-pigmeia	*Feresa attenuata*	X	X	X	X		X	Oc	-	BR
Falsa-orca	*Pseudorca crassidens*	X		X	X	X	X	C, Oc	-	QA
Orca	*Orcinus orca*	X	X	X	X	X	X	C, Oc	-	DD

Nome comum	Nome científico	Literatura*	PMP	SIMMAM	PMC			Habitat	Status	
					AE	AA	TE		MMA	IUCN
Baleia-piloto-de-peitorais-longas	*Globicephala melas*	X		X				Oc	-	BR
Baleia-piloto-de-peitorais-curtas	*G. macrorhynchus*	X		X	X		X	Oc	-	BR
Família Phocoenidae										
Boto-de-Burmeister	*Phocoena spinipinnis*	X						C	-	QA
Boto-de-óculos	*P. dioptrica*	X	X					C, Oc	-	BR

* Ver Santos et al. (2010); Lodi; Borobia (2014); Di Tullio et al. (2016).

** *Status* de ameaça em nível nacional de acordo com a portaria MMA no. 148/2022 e em nível internacional de acordo com a União Internacional para a Proteção da Natureza (IUCN).

*** As informações de habitat foram extraídas deste relatório para a Bacia de Santos ou, quando não existem dados para a região, seguindo Jefferson et al. (2015).

Anexo V-2: Resultados da identificação genética das amostras por DNAmt 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	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G2	HT2	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G3	HSO1	*Sotalia guianensis*	*S. guianensis*	*S. guianensis*	Macho
G4	HSO1	*Sotalia guianensis*	*S. guianensis*	*S. guianensis*	Fêmea
G5	HT3	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G6	HT1	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G7	HT4	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G8	HT3	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G9	HSF1	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Macho
G10*	HDD1	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. capensis*	Fêmea
G11*	HDD1	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. capensis*	Fêmea

Amostras	Haplótipo	Identificação genética *DNA Surveillance*	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G12	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G13	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G14	HT2	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G15	HT3	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G16	HSB1	*Steno bredanensis*	*S. bredanensis*	*S. bredanensis*	Macho
G17	HT3	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G18	HT6	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G19	HSB1	*Steno bredanensis*	*S. bredanensis*	*S. bredanensis*	Fêmea
G20	HSL1	*Stenella longirostris*	*D. delphis*	*S. longirostris*	Macho
G21*	HSA1	*Stenella attenuate*	*S. attenuata*	*S. longirostris*	Fêmea
G22	HSL2	*Stenella longirostris*	*T. australis*	*S. longirostris*	Fêmea
G23	HSA2	*Stenella attenuate*	*S. attenuata*	*S. attenuata*	Fêmea
G24	HBE1	*Balaenoptera brydei*	*B. brydei*	*B. edeni*	Fêmea
G25	HSL3	*Stenella longirostris*	*T. truncatus*	*S. longirostris*	Fêmea
G26	HSF2	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Fêmea
G27	HSF2	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Fêmea
G28	HSL4	*Stenella longirostris*	*T. australis*	*S. longirostris*	Fêmea
G29	HSL5	*Stenella longirostris*	*T. australis*	*S. longirostris*	Macho
G30	HBE1	*Balaenoptera brydei*	*B. brydei*	*B. edeni*	Macho
G31	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G32	HT7	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho

Amostras	Haplótipo	Identificação genética *DNA Surveillance*	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G33	HT3	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G34	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G35*	HSF1	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. attenuata*	Macho
G36	HSF3	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Macho
G37	HT8	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G38	HSF2	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Fêmea
G39	HSF2	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Fêmea
G40	HSF3	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Macho
G41	HSL3	*Stenella longirostris*	*T. truncatus*	*S. longirostris*	Fêmea
G42	HBB1	*Balaenoptera bonaerensis*	*B. bonaerensis*	*B. bonaerensis*	Macho
G43	HSF4	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Macho
G44	HSC1	*Stenella clymene*	*S. coeruleoalba*	*S. clymene*	Fêmea
G45	HBP1	*Balaenoptera physalus*	*B. physalus*	*B. physalus*	Macho
G46	HSF2	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Macho
G47	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G48	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G49	HSF5	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Fêmea
G50	HSF6	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Fêmea
G51	HBA074	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Macho
G52	HGA025	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Macho
G53	HSF7	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Fêmea

Amostras	Haplótipo	Identificação genética *DNA Surveillance*	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G54	HSF7	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Macho
G55	HSF7	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Fêmea
G56	HSF7	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Fêmea
G57	HSF7	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Fêmea
G58	HT9	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G59	HDD2	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*Delphinus sp.*	Macho
G60	HDD3	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*Delphinus sp.*	Fêmea
G61	HSF2	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Fêmea
G62	HGA004	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Fêmea
G63	HBb1	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Macho
G64	HSL6	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G65	HSL7	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G66	HBb2	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Macho
G67*	HBE1	*Balaenoptera brydei*	*B. brydei*	*B. borealis*	N/A
G68*	HBE2	*Balaenoptera brydei*	*B. brydei*	*B. borealis*	Fêmea
G69	HBP2	*Balaenoptera physalus*	*B. physalus*	*B. physalus*	Fêmea
G70	HBb2	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Fêmea
G71	HBb3	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Macho
G72	HBb4	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Macho
G73	HBb5	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Macho
G74	HBb6	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Macho

Amostras	Haplótipo	Identificação genética *DNA Surveillance*	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G75	HBb7	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Fêmea
G76	HBb8	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Macho
G77	HBb9	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Fêmea
G78	HGA011	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Fêmea
G79	HSF8	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Fêmea
G80	HGM1	*Globicephala macrorhynchus*	*G. macrorhynchus*	*Globicephala sp.*	Macho
G81	HDD4	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. delphis*	Macho
G82	HSF9	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Fêmea
G83	HSF8	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Fêmea
G84	HT2	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G85	HSL2	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G86	HBE1	*Balaenoptera brydei*	*B. brydei*	*B. edeni*	Fêmea
G87	HSF2	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Fêmea
G88	HSL4	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G89	HSL8	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G90	HSF9	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Fêmea
G91	HSF5	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Fêmea
G92	HSF3	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Fêmea
G93	HBE1	*Balaenoptera brydei*	*B. brydei*	*B. edeni*	Macho
G94	HSL9	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Macho
G95	HSL10	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Macho

Amostras	Haplótipo	Identificação genética *DNA Surveillance*	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G96	HSL2	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G97	HSL11	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Macho
G98	HSL12	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G99	HT3	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G100	HT10	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G101	HSL2	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G102	HSL3	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G103	HSL13	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G104	HBE1	*Balaenoptera brydei*	*B. brydei*	*B. edeni*	Fêmea
G106	HBE1	*Balaenoptera brydei*	*B. brydei*	*B. edeni*	Fêmea
G107	HBE3	*Balaenoptera brydei*	*B. brydei*	*B. edeni*	Fêmea
G108	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G109	HT11	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G110	HSB1	*Steno bredanensis*	*S. bredanensis*	*S. bredanensis*	Macho
G111	HSF7	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Fêmea
G112	HBE1	*Balaenoptera brydei*	*B. brydei*	*B. edeni*	Macho
G113	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G114	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
GM1	HGA002	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Macho
GM2	HGA002	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Macho
GM3	HGA036	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Fêmea

Amostras	Haplótipo	Identificação genética *DNA Surveillance*	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G115	HSF2	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Fêmea
G116	HSB2	*Steno bredanensis*	*S. bredanensis*	*S. bredanensis*	Fêmea
G117	HSF7	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Fêmea
G118	HSF7	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Fêmea
G119	HSF7	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Fêmea
G120	HSF3	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Fêmea
G121	HSF3	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Macho
G122	HT2	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G123	HT12	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G124	HSF10	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Macho
G125	HT3	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G126	HT12	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G127	HT11	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G128	HT13	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G129	HBP3	*Balaenoptera physalus*	*B. physalus*	*B. physalus*	Macho
G130	HBP3	*Balaenoptera physalus*	*B. physalus*	*B. physalus*	Macho
G131	HSC2	*Stenella clymene*	*S. coeruleoalba*	*S. clymene*	Fêmea
G132	HSC3	*Stenella clymene*	*D. delphis*	*S. clymene*	Macho
G133	HSC4	*Stenella clymene*	*S. coeruleoalba*	*S. clymene*	Macho
G134	HSC5	*Stenella clymene*	*S. coeruleoalba*	*S. clymene*	Macho
G135	HBA004	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Macho

Amostras	Haplótipo	Identificação genética *DNA Surveillance*	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G136	N/A	N/A	N/A	*M. novaeangliae*	N/A
G137*	HBB2	*Balaenoptera bonaerensis*	*B. bonaerensis*	*B. edeni*	Fêmea
G138*	HBB3	*Balaenoptera bonaerensis*	*B. bonaerensis*	*B. edeni*	Macho
G139	HBM1	*Balaenoptera musculus*	*B. musculus*	*B. musculus*	Fêmea
G140	HBb10	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Fêmea
G141	HBP4	*Balaenoptera physalus*	*B. physalus*	*B. physalus*	Macho
G142	HBA012	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Fêmea
G143	HT12	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G144	HBA010	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Fêmea
G145	N/A	N/A	N/A	*T. truncatus*	N/A
G146	HBA002	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Macho
G147	HBA002	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Macho
G148	HBb7	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Fêmea
G149	HBb2	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Macho
G150	HBA007	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Macho
G151	HBA049	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Macho
G152	HBB4	*Balaenoptera bonaerensis*	*B. bonaerensis*	*B. bonaerensis*	Macho
G153	HBB5	*Balaenoptera bonaerensis*	*B. bonaerensis*	*B. bonaerensis*	Fêmea
G154	HSF11	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Macho
G155	HSF8	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Macho
G156	HBA049	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Macho

Amostras	Haplótipo	Identificação genética *DNA Surveillance*	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G157	HBA049	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Macho
G158	HSF7	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Fêmea
G159	HSF7	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Macho
G160	HBM2	*Balaenoptera musculus*	*B. musculus*	*B. musculus*	N/A
G161	HBM2	*Balaenoptera musculus*	*B. musculus*	*B. musculus*	Macho
G162	HBM2	*Balaenoptera musculus*	*B. musculus*	*B. musculus*	N/A
G163	HBM2	*Balaenoptera musculus*	*B. musculus*	*B. musculus*	Macho
G164	HBM2	*Balaenoptera musculus*	*B. musculus*	*B. musculus*	N/A
G165	HO1	*Orcinus orca*	*O. orca*	*O. orca*	Macho
G166	HSF12	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Macho
G167	HSF2	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Fêmea
G168	HT2	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G169	HBP5	*Balaenoptera physalus*	*B. physalus*	*B. physalus*	Fêmea
G170	HEA1	*Eubalaena australis*	*E. australis*	*E. australis*	Macho
G171	HSF8	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Fêmea
G172	HSF7	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Macho
G173	HT14	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G174	HSF8	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Macho
G175	HSL14	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G176	HSL15	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G177	HSL16	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea

Amostras	Haplótipo	Identificação genética *DNA Surveillance*	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G178	HSF8	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Fêmea
G179	HSF3	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Macho
G180	HDD3	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. delphis*	Fêmea
G181	HDD1	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. delphis*	Fêmea
G182	HBE1	*Balaenoptera brydei*	*B. brydei*	*B. brydei*	Fêmea
G183	HBA039	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Fêmea
G184	HGA036	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Macho
G185	HGA011	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Fêmea
G186	HBA058	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Macho
G187	HBE1	*Balaenoptera brydei*	*B. brydei*	*B. brydei*	Fêmea
G188	HSL14	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G189	HSL17	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Macho
G190	HSL18	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G191	HPM1	*Physeter macrocephalus*	*P. macrocephalus*	*P. macrocephalus*	Fêmea
G192	HSL15	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G193	HSL1	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G194	HSA1	*Stenella attenuata*	*S. attenuata*	*S. attenuata*	Macho
G195	HSA3	*Stenella attenuata*	*S. attenuata*	*S. attenuata*	Fêmea
G196	HSA1	*Stenella attenuata*	*S. attenuata*	*S. attenuata*	Fêmea
G197	HSL15	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G198	HSL19	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Macho

Amostras	Haplótipo	Identificação genética *DNA Surveillance*	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G199	HSA2	*Stenella attenuata*	*S. attenuata*	*S. attenuata*	Fêmea
G200	HSF2	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Macho
G201	HSF2	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Macho
G202	HPM2	*Physeter macrocephalus*	*P. macrocephalus*	*P. macrocephalus*	Fêmea
G203	HPM1	*Physeter macrocephalus*	*P. macrocephalus*	*P. macrocephalus*	Fêmea
G204	HPM1	*Physeter macrocephalus*	*P. macrocephalus*	*P. macrocephalus*	Fêmea
G205	HPM1	*Physeter macrocephalus*	*P. macrocephalus*	*P. macrocephalus*	Fêmea
G206	HSF8	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Fêmea
G207	HSF18	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Fêmea
G208	HT4	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G209	HT4	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G210	HSF8	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Macho
G211	HSF3	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Macho
G212	HDD5	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. delphis*	Macho
G213	HSF7	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Fêmea
G214	HSF8	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Macho
G215	HSL3	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G216	HSL18	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G217	HSL20	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G218	HSF5	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Fêmea
G219	HSF3	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Macho

Amostras	Haplótipo	Identificação genética *DNA Surveillance*	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G220	HSF7	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Fêmea
G221	HSF19	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Macho
G222	HSF19	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Fêmea
G223	HSL21	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Macho
G224	HSL22	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G225	HSL23	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Macho
G226	HSF5	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Macho
G227	HSF2	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Macho
G228	HT7	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G229	HSB3	*S. bredanensis*	*S. bredanensis*	*S. bredanensis*	Fêmea
G230	HSB1	*S. bredanensis*	*S. bredanensis*	*S. bredanensis*	Fêmea
G231	HSF18	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Fêmea
G232	HSF2	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Macho
G233	HSF7	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Macho
G234	HSF7	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Fêmea
G235	HSF7	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Macho
G236	HT12	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G237	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G238	HT2	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G239	HT12	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G240	HT12	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho

Amostras	Haplótipo	Identificação genética *DNA Surveillance*	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G241	HSF2	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Macho
G242	HSF7	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Macho
G243	HSF5	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Macho
G244	HSL1	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G245	HSL22	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G246	HSL3	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G247	HSL14	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G248	HSA4	*Stenella attenuata*	*S. attenuata*	*S. attenuata*	Macho
G249	HSA4	*Stenella attenuata*	*S. attenuata*	*S. attenuata*	Fêmea
G250	HSB2	*Steno bredanensis*	*S. bredanensis*	*S. bredanensis*	Macho
G251	HSB2	*Steno bredanensis*	*S. bredanensis*	*S. bredanensis*	Fêmea
G252	HPE1	*Peponocephala electra*	*P. electra*	*P. electra*	Fêmea
G253	HPE2	*Peponocephala electra*	*P. electra*	*P. electra*	Fêmea
G254	HPE3	*Peponocephala electra*	*P. electra*	*P. electra*	N/A
G255	HPE4	*Peponocephala electra*	*P. electra*	*P. electra*	Fêmea
G256	HSA4	*Stenella attenuata*	*S. attenuata*	*S. attenuata*	Fêmea
G257	HPE4	*Peponocephala electra*	*P. electra*	*P. electra*	Macho
G258	HSA1	*Stenella attenuata*	*S. attenuata*	*S. attenuata*	Fêmea
G259	HSA4	*Stenella attenuata*	*S. attenuata*	*S. attenuata*	Fêmea
G260	HSL24	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G261	HSL1	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea

Amostras	Haplótipo	Identificação genética *DNA Surveillance*	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G262	HSL14	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G263	HSL14	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G264	HSL2	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Macho
G265	HSL1	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G266	HSL25	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Macho
G267	HSA4	*Stenella attenuata*	*S. attenuata*	*S. attenuata*	Macho
G268	HSC1	*Stenella clymene*	*S. coeruleoalba*	*S. clymene*	Macho
G269	HSC6	*Stenella clymene*	*S. coeruleoalba*	*S. clymene*	Macho
G270	HT1	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G271	HSF3	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Macho
G272	HBA036	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Macho
G273	HEA2	*Eubalaena australis*	*E. australis*	*E. australis*	Macho
G274	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Macho
G275	HBA018	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Macho
G276	HT8	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G277	HBA020	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Fêmea
G278	HSB4	*Steno bredanensis*	*S. bredanensis*	*S. bredanensis*	Macho
G279	HBA028	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Macho
G280	HBA010	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Macho
G281	HSB1	*Steno bredanensis*	*S. bredanensis*	*S. bredanensis*	Fêmea
G282	HBE1	*Balaenoptera brydei*	*B. brydei*	*B. brydei*	Macho

Amostras	Haplótipo	Identificação genética *DNA Surveillance*	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G283	HSF2	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Fêmea
G284	HO1	*Orcinus orca*	*O. orca*	*O. orca*	Macho
G285	HBb8	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Fêmea
G286	HBb8	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Fêmea
G287	HO1	*Orcinus orca*	*O. orca*	*O. orca*	Macho
G288	HBb4	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Fêmea
G289	HBb9	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Macho
G290	HBb11	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Macho
G291	HBb12	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Macho
G292	HBb13	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Fêmea
G293	HSL1	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G294	HGM1	*Globicephala macrorhynchus*	*G. macrorhynchus*	*Globicephala sp.*	Macho
G295	HGM1	*Globicephala macrorhynchus*	*G. macrorhynchus*	*Globicephala sp.*	Macho
G296	HGM1	*Globicephala macrorhynchus*	*G. macrorhynchus*	*Globicephala sp.*	Macho
G297	HSF3	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Macho
G298	HSF5	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Fêmea
G299	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Fêmea
G300	HSC7	*Stenella clymene*	*D. delphis*	*S. clymene*	Fêmea
G301	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Fêmea
G302	HSF8	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Macho
G303	HSF2	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Fêmea

Amostras	Haplótipo	Identificação genética *DNA Surveillance*	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G304	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Fêmea
G305	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Fêmea
G306	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Fêmea
G307	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Fêmea
G308	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G309	HO1	*Orcinus orca*	*O. orca*	*O. orca*	Macho
G310	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Macho
G311	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Fêmea
G312	HSF8	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Fêmea
G313	HSA1	*Stenella attenuata*	*S. attenuata*	*S. attenuata*	Macho
G314	HSL1	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Macho
G315	HSA4	*Stenella attenuata*	*S. attenuata*	*S. attenuata*	Fêmea
G316	HSL1	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G317	HGM1	*Globicephala macrorhynchus*	*G. macrorhynchus*	*Globicephala sp.*	Fêmea
G318	HGM1	*Globicephala macrorhynchus*	*G. macrorhynchus*	*Globicephala sp.*	Fêmea
G319	HGM1	*Globicephala macrorhynchus*	*G. macrorhynchus*	*Globicephala sp.*	Fêmea
G320	HGM1	*Globicephala macrorhynchus*	*G. macrorhynchus*	*Globicephala sp.*	Fêmea
G321	HT15	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G322	HT14	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G323	HSF5	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Fêmea
G324	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea

Amostras	Haplótipo	Identificação genética *DNA Surveillance*	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G325	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G326	HT12	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G327	HT8	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G328	HSB1	*Steno bredanensis*	*S. bredanensis*	*S. bredanensis*	Fêmea
G329	HSB1	*Steno bredanensis*	*S. bredanensis*	*S. bredanensis*	Fêmea
G330	HSB1	*Steno bredanensis*	*S. bredanensis*	*S. bredanensis*	Fêmea
G331	HSB1	*Steno bredanensis*	*S. bredanensis*	*S. bredanensis*	Fêmea
G332	HDD3	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. delphis*	Fêmea
G333	HDD3	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. delphis*	Macho
G334	HDD6	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. delphis*	Fêmea
G335	HDD3	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. delphis*	Macho
G336	HSF2	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Macho
G337	HSF13	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Macho
G338	HSF13	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Macho
G339	HSA4	*Stenella attenuata*	*S. attenuata*	*S. attenuata*	Fêmea
G340	HSF2	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Fêmea
G341	HSF3	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Fêmea
G342	HT2	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G343	HT1	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G344	HT16	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G345	HSF3	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Macho

Amostras	Haplótipo	Identificação genética *DNA Surveillance*	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G346	HSF8	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Macho
G347	HSB2	*Steno bredanensis*	*S. bredanensis*	*S. bredanensis*	Fêmea
G348	HSA4	*Stenella attenuata*	*S. attenuata*	*S. attenuata*	Fêmea
G349	HGM1	*Globicephala macrorhynchus*	*G. macrorhynchus*	*Globicephala sp.*	Macho
G350	HSC6	*Stenella clymene*	*S. coeruleoalba*	*S. clymene*	Fêmea
G351	HSC8	*Stenella clymene*	*S. coeruleoalba*	*S. clymene*	Fêmea
G352	HBP6	*Balaenoptera physalus*	*B. physalus*	*B. physalus*	Fêmea
G353	HSC8	*Stenella clymene*	*S. coeruleoalba*	*S. clymene*	Fêmea
G354	HGM1	*Globicephala macrorhynchus*	*G. macrorhynchus*	*Globicephala* sp.	Macho
G355	HGM1	*Globicephala macrorhynchus*	*G. macrorhynchus*	*Globicephala* sp.	Macho
G356	HGM1	*Globicephala macrorhynchus*	*G. macrorhynchus*	*Globicephala* sp.	Fêmea
G357	HGM1	*Globicephala macrorhynchus*	*G. macrorhynchus*	*Globicephala* sp.	Macho
G358	HT17	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G359	HBM3	*Balaenoptera musculus*	*B. musculus*	*B. musculus*	Fêmea
G360	HSF5	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Macho
G361	N/A	N/A	N/A	*T. truncatus*	Macho
G362	HSF5	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Macho
G363	HT1	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G364	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Fêmea
G365	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Fêmea
G366	HBA003	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*Balaenopterídeo*	N/A

Amostras	Haplótipo	Identificação genética *DNA Surveillance*	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G367	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Macho
G368	HBA065	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Macho
G369	HBA082	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Macho
G370	HGA011	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Fêmea
G371	HSL1	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Macho
G372	HSL26	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Macho
G373	HBb14	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Fêmea
G374	HBb8	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Fêmea
G375	HBb7	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Fêmea
G376	HBb15	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Macho
G378	HBb9	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Fêmea
G379	HBb16	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Fêmea
G380	HO1	*Orcinus orca*	*O. orca*	*O. orca*	Macho
G381	HBb17	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Fêmea
G382	HBb18	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Fêmea
G383	HSF8	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Fêmea
G384	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G385	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G386	HT3	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G387	HT3	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G388	HDD3	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. delphis*	Fêmea

Amostras	Haplótipo	Identificação genética *DNA Surveillance*	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G389	HDD1	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. delphis*	Fêmea
G390	HDD2	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. delphis*	Fêmea
G391	HDD7	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. delphis*	Fêmea
G392	HSF2	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Macho
G393	HSF2	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Macho
G394	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G395	HT12	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G396	HT18	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G397	HT3	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G398	HDD8	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. delphis*	Macho
G399	HDD1	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. delphis*	Fêmea
G400	HDD1	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. delphis*	Macho
G401	HDD1	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. delphis*	Fêmea
G402	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G403	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G404	HSF2	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Macho
G405	HSF9	*Stenella frontalis*	*D. capensis*	*S. frontalis*	Fêmea
G406	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Macho
G407	HSF8	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Macho
G408	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G409	HT8	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea

Amostras	Haplótipo	Identificação genética *DNA Surveillance*	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G410	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G411	HT3	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G412	HSL27	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Macho
G413	HSL27	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Macho
G414	HSL28	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Macho
G415	HSL1	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G416	HSA2	*Stenella attenuata*	*S. attenuata*	*S. attenuata*	Macho
G417	HSA1	*Stenella attenuata*	*S. attenuata*	*S. attenuata*	Macho
G418	HSA1	*Stenella attenuata*	*S. attenuata*	*S. attenuata*	Macho
G419	HSL29	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Macho
G420	HSL5	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G421	HBB6	*Balaenoptera bonaerensis*	*B. bonaerensis*	*B. bonaerensis*	Fêmea
G422	HSF3	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Macho
G423	HSF3	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Macho
G424	HSF8	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Macho
G425	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Fêmea
G426	HT1	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G427	HDD3	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. delphis*	Fêmea
G428	HDD1	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. delphis*	Fêmea
G429	HDD1	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. delphis*	Macho
G430	HT11	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho

Amostras	Haplótipo	Identificação genética *DNA Surveillance*	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G431	HT12	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G432	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Fêmea
G433	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Fêmea
G434	HSF5	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Macho
G435	HSF14	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Macho
G436	HBa1	*Balaenoptera acutorostrata*	*B. acutorostrata*	*B. acutorostrata*	Fêmea
G437	HSF8	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Macho
G438	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Macho
G439	HPM1	*Physeter macrocephalus*	*P. macrocephalus*	*P. macrocephalus*	Fêmea
G440	HPM1	*Physeter macrocephalus*	*P. macrocephalus*	*P. macrocephalus*	Fêmea
G441	HSL16	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Macho
G442	HT11	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G443	HT8	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G444	HT13	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G445	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G446	HT3	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G447	HDD2	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. delphis*	Macho
G448	HT11	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G449	HT12	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G450	HBE1	*Balaenoptera brydei*	*B. brydei*	*B. brydei*	Fêmea
G451	HBM4	*Balaenoptera musculus*	*B. musculus*	*B. musculus*	Fêmea

Amostras	Haplótipo	Identificação genética *DNA Surveillance*	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G452	HBb2	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Macho
G453	HSL22	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G454	HBb8	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Fêmea
G455	HBA025	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Macho
G456	HO1	*Orcinus orca*	*O. orca*	*O. orca*	Macho
G457	HBb6	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Macho
G458	HBb19	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Macho
G459	HBb20	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Macho
G460	HBb21	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Macho
G461	HBb4	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Fêmea
G462	HSF5	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Fêmea
G463	HSF5	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Fêmea
G464	HSL2	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G465	HDD1	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. delphis*	Macho
G466	HBA058	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	N/A
G467	HBA007	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Macho
G468	HBSA01	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Fêmea
G469	HBB7	*Balaenoptera bonaerensis*	*B. bonaerensis*	*B. bonaerensis*	Fêmea
G470	HBB8	*Balaenoptera bonaerensis*	*B. bonaerensis*	*B. bonaerensis*	Macho
G471	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Macho
G472	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Fêmea

Amostras	Haplótipo	Identificação genética *DNA Surveillance*	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G473	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Fêmea
G474	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Macho
G475	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Fêmea
G476	HSL20	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G477	HSL1	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Macho
G478	HSL28	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G479	HSL1	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Macho
G480	HSA5	*Stenella attenuata*	*S. attenuata*	*S. attenuata*	Macho
G481	HSA5	*Stenella attenuata*	*S. attenuata*	*S. attenuata*	Macho
G482	HGM2	*Globicephala macrorhynchus*	*G. macrorhynchus*	*Globicephala* sp.	Macho
G483	HGM1	*Globicephala macrorhynchus*	*G. macrorhynchus*	*Globicephala* sp.	Fêmea
G484	HGM1	*Globicephala macrorhynchus*	*G. macrorhynchus*	*Globicephala* sp.	Fêmea
G485*	HT1	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*Globicephala* sp.	Macho
G486	HT19	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G487	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G488	HSB1	*Steno bredanensis*	*S. bredanensis*	*S. bredanensis*	Macho
G489	HSF5	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Fêmea
G490	HSF2	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Fêmea
G491	HSF3	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Fêmea
G492	HSF2	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Fêmea
G493	HSF3	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Macho

Amostras	Haplótipo	Identificação genética *DNA Surveillance*	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G494	HSF5	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Macho
G495	HSF8	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Macho
G496	HSF13	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Macho
G497	HGM1	*Globicephala macrorhynchus*	*G. macrorhynchus*	*Globicephala* sp.	Fêmea
G498	N/A	N/A	N/A	*T. truncatus*	Macho
G499	HGM1	*Globicephala macrorhynchus*	*G. macrorhynchus*	*Globicephala* sp.	Macho
G500	HGM1	*Globicephala macrorhynchus*	*G. macrorhynchus*	*Globicephala* sp.	Macho
G501	HSF3	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Fêmea
G502	HSF11	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Fêmea
G503	HDD9	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. delphis*	Fêmea
G504	HSF5	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Fêmea
G505	HDD3	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. delphis*	Fêmea
G506	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G507	HT3	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G508	HT3	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G509	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G510	HT3	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G511	HPC1	*Pseudorca crassidens*	*P. crassidens*	*P. crassidens*	Fêmea
G512	HSF11	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Fêmea
G513	HSF1	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Fêmea
G514	HSL30	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Macho

Amostras	Haplótipo	Identificação genética *DNA Surveillance*	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G515	HSL1	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Macho
G516	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. coeruleoalba*	*S. frontalis*	Macho
G517	HT11	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G518	HO1	*Orcinus orca*	*O. orca*	*O. orca*	Fêmea
G519	HO1	*Orcinus orca*	*O. orca*	*O. orca*	Macho
G520	HSF7	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Fêmea
G521	HSF15	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Fêmea
G522	HSC8	*Stenella clymene*	*S. clymene*	*S. clymene*	Fêmea
G523	HSC9	*Stenella clymene*	*S. clymene*	*S. clymene*	Fêmea
G524	HSB5	*Steno bredanensis*	*S. bredanensis*	*S. bredanensis*	Fêmea
G525	HT4	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G526	HT8	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G527	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G528	HSF8	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Macho
G529	HSF16	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Fêmea
G530	HSF7	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Macho
G531	HSF8	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Macho
G532	HO1	*Orcinus orca*	*O. orca*	*O. orca*	Macho
G533	HO1	*Orcinus orca*	*O. orca*	*O. orca*	Macho
G534	HBb9	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Macho
G535	HBb22	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Fêmea

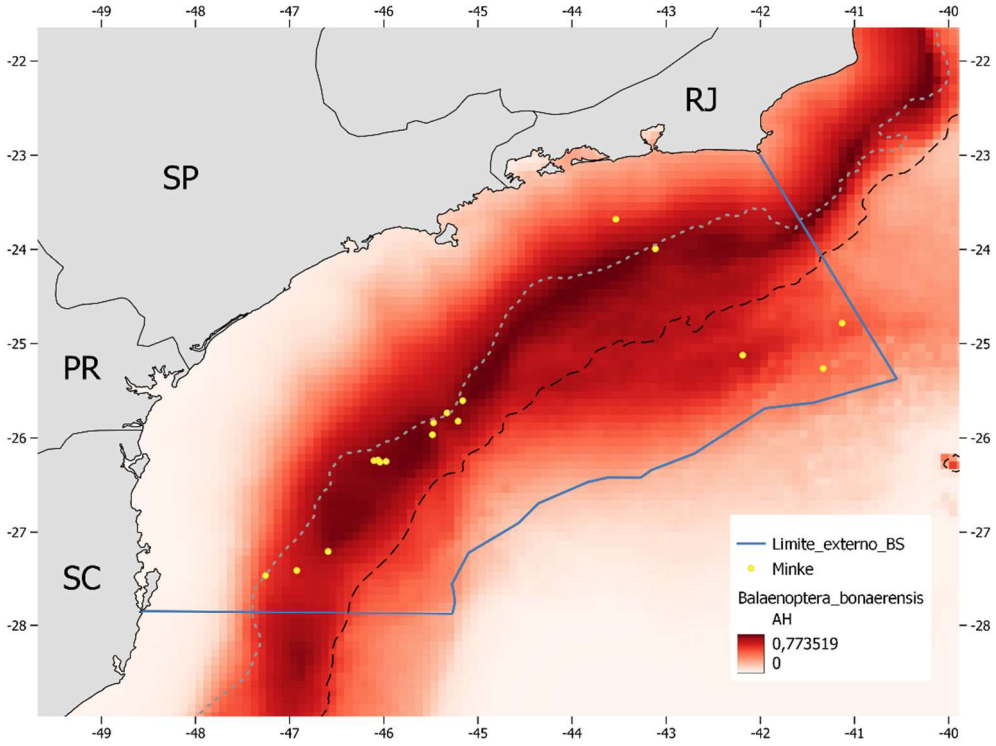
Amostras	Haplótipo	Identificação genética *DNA Surveillance*	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G536	HSF7	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Fêmea
G537	HSF7	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Fêmea
G538	HT11	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G539	HT3	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G540	HT3	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G541	HDD3	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. delphis*	Fêmea
G542	HDD3	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. delphis*	Macho
G543	HDD4	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. delphis*	Macho
G544	HT8	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G545	HT11	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G546	HSL27	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Macho
G547	HSB6	*Steno bredanensis*	*S. bredanensis*	*S. bredanensis*	Macho
G548	HSF7	*Stenella frontalis*	*D. delphis*	*S. frontalis*	Fêmea
G549*	HBE1	*Balaenoptera brydei*	*B. brydei*	*B. borealis*	Macho
G550	HSF17	*Stenella frontalis*	*S. frontalis*	*S. frontalis*	Fêmea
G551	HSF8	*Stenella frontalis*	*S. frontalis*	*S. frontalis*	Fêmea
G552	HSC10	*Stenella clymene*	*S. coeruleoalba*	*S. clymene*	Fêmea
G553	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G554	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G555	HT2	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G556	HSF2	*Stenella frontalis*	*S. frontalis*	*S. frontalis*	Fêmea

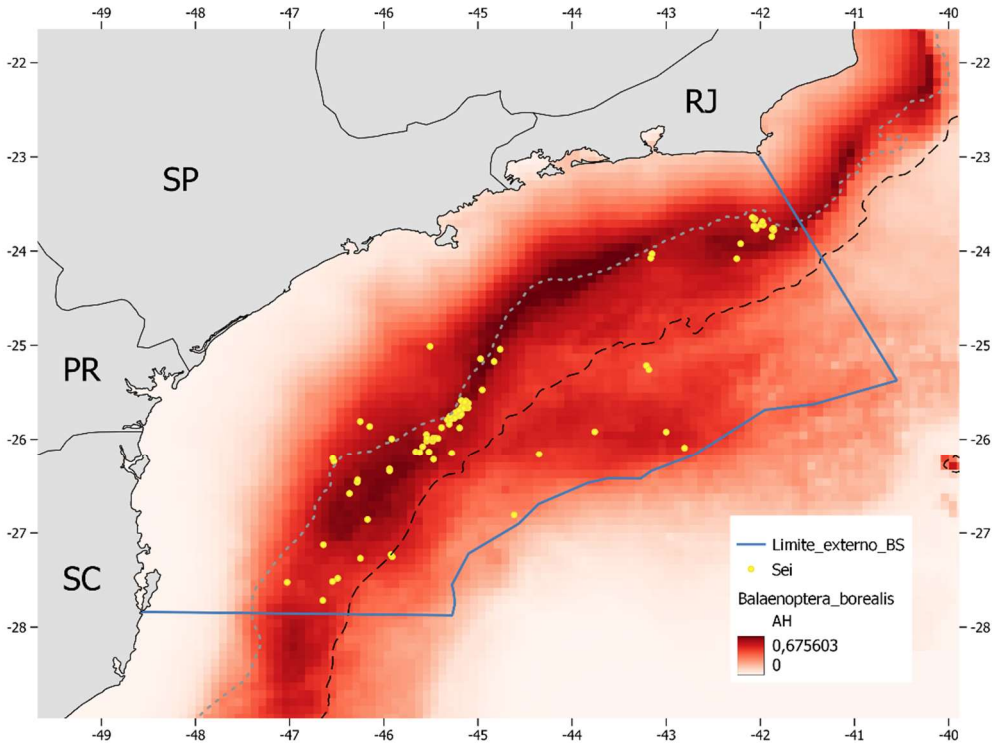
Amostras	Haplótipo	Identificação genética *DNA Surveillance*	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G557	HSF4	*Stenella frontalis*	*S. frontalis*	*S. frontalis*	Macho
G558	HSL22	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G559	HT3	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G560	HT3	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G561	HT11	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G562	HT4	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G563	HT8	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G564	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. frontalis*	*S. frontalis*	Macho
G565	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. frontalis*	*S. frontalis*	Macho
G566	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. frontalis*	*S. frontalis*	Macho
G567	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G568	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. frontalis*	*S. frontalis*	Fêmea
G569	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. frontalis*	*S. frontalis*	Macho
G570	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. frontalis*	*S. frontalis*	Fêmea
G571	HBA017	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Macho
G572	HGA007	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Macho
G573	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G574	HT19	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G575	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G576	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. frontalis*	*S. frontalis*	Fêmea
G577	HSL1	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea

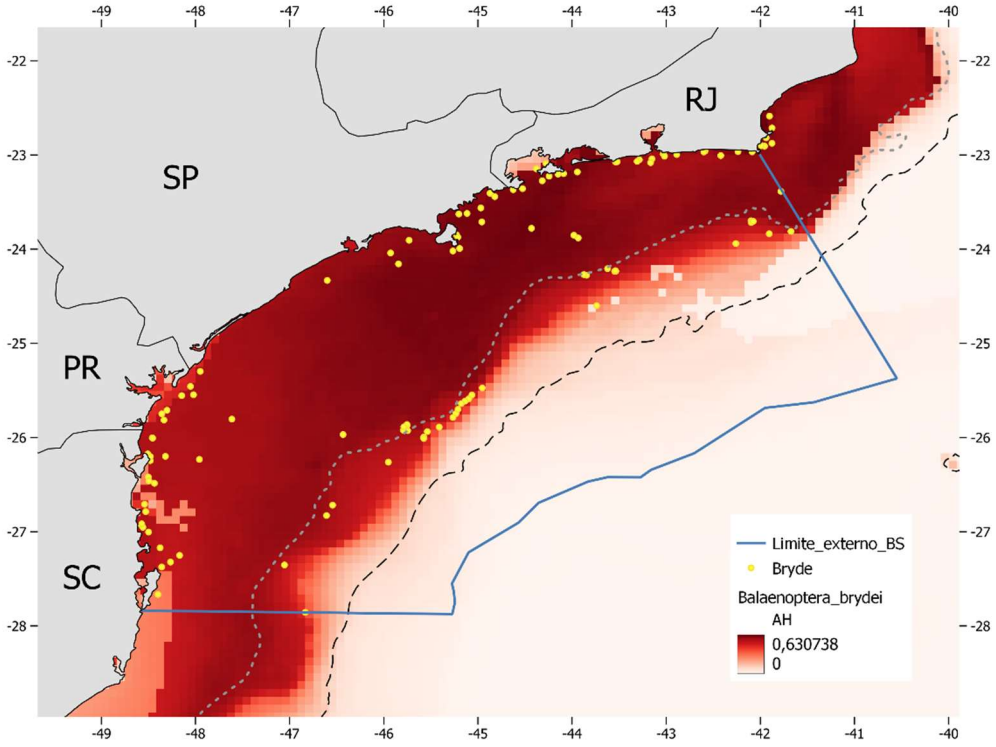
Amostras	Haplótipo	Identificação genética *DNA Surveillance*	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G578	HSL31	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Macho
G579	HSL29	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G580	HSL26	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G581	HBb6	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Macho
G582	HBb23	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Macho
G583	HT5	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Macho
G584	HT6	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G585	HBA020	*Megaptera novaeangliae*	*M. novaeangliae*	*M. novaeangliae*	Macho
G586	HSA4	*Stenella attenuata*	*S. attenuata*	*S. attenuata*	Fêmea
G587	HBb5	*Balaenoptera borealis*	*B. borealis*	*B. borealis*	Fêmea
G588	HEA3	*Eubalaena australis*	*E. australis*	*E. australis*	Fêmea
G589	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. frontalis*	*S. frontalis*	Macho
G590	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. frontalis*	*S. frontalis*	Macho
G591	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. frontalis*	*S. frontalis*	Macho
G592	HBP6	*Balaenoptera physalus*	*B. physalus*	*B. physalus*	Macho
G593	HSL14	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G594	HSL15	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G595	HSL4	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G596	HSL12	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G597	HSL6	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Fêmea
G598	HSL30	*Stenella longirostris*	*S. longirostris*	*S. longirostris*	Macho

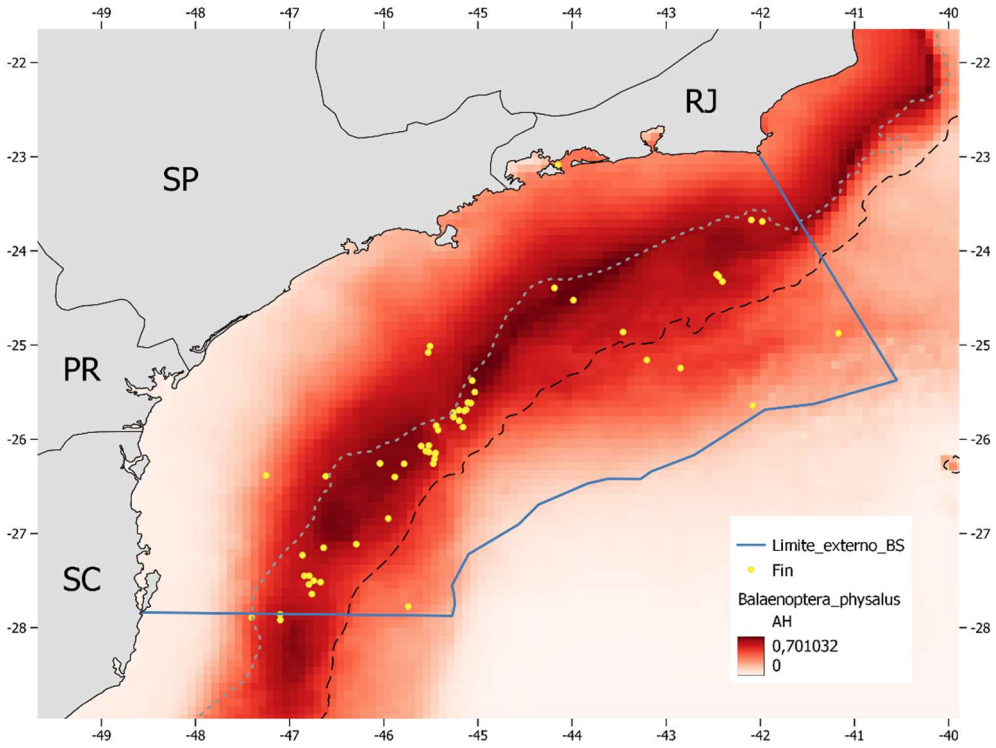
Amostras	Haplótipo	Identificação genética *DNA Surveillance*	Espécie mais próxima no GenBank	Espécie identificada no campo	Sexagem molecular
G599	HT11	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G600	HSF3	*Stenella frontalis*	*S. frontalis*	*S. frontalis*	Macho
G601	HT19	*Tursiops truncatus*	*T. truncatus*	*T. truncatus*	Fêmea
G602	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. frontalis*	*S. frontalis*	Fêmea
G603	HSF5	*Stenella frontalis*	*S. frontalis*	*S. frontalis*	Fêmea
G604	HSF2	*Stenella frontalis*	*S. frontalis*	*S. frontalis*	Macho
G605	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. frontalis*	*S. frontalis*	Macho
G606	HSF7	*Stenella frontalis*	*S. frontalis*	*S. frontalis*	Macho
G607	HSF2	*Stenella frontalis*	*S. frontalis*	*S. frontalis*	Fêmea
G608	HDD3	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. delphis*	Macho
G609	HDD3	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. delphis*	Macho
G610	HDD10	*Delphinus delphis*	*D. delphis*	*D. delphis*	Macho
G611	HO1	*Orcinus orca*	*O. orca*	*O. orca*	Macho

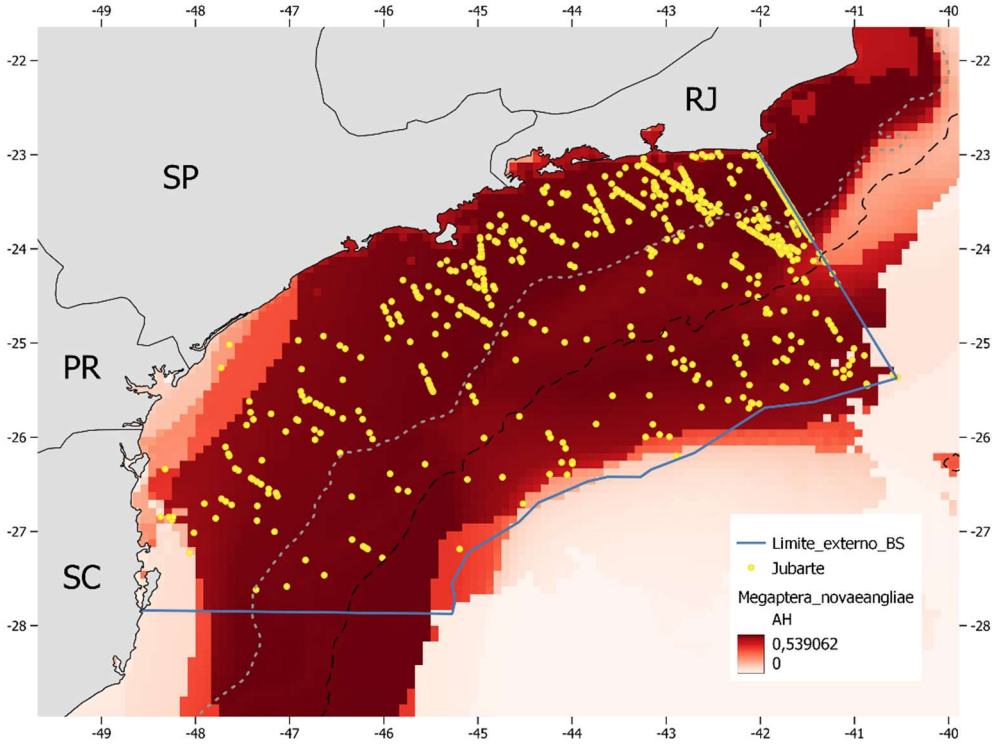
Anexo V-3: *Modelagem de habitat e avistagem de 21 táxons de cetáceos que ocorrem na Bacia de Santos registradas pelo PMC-BS.*

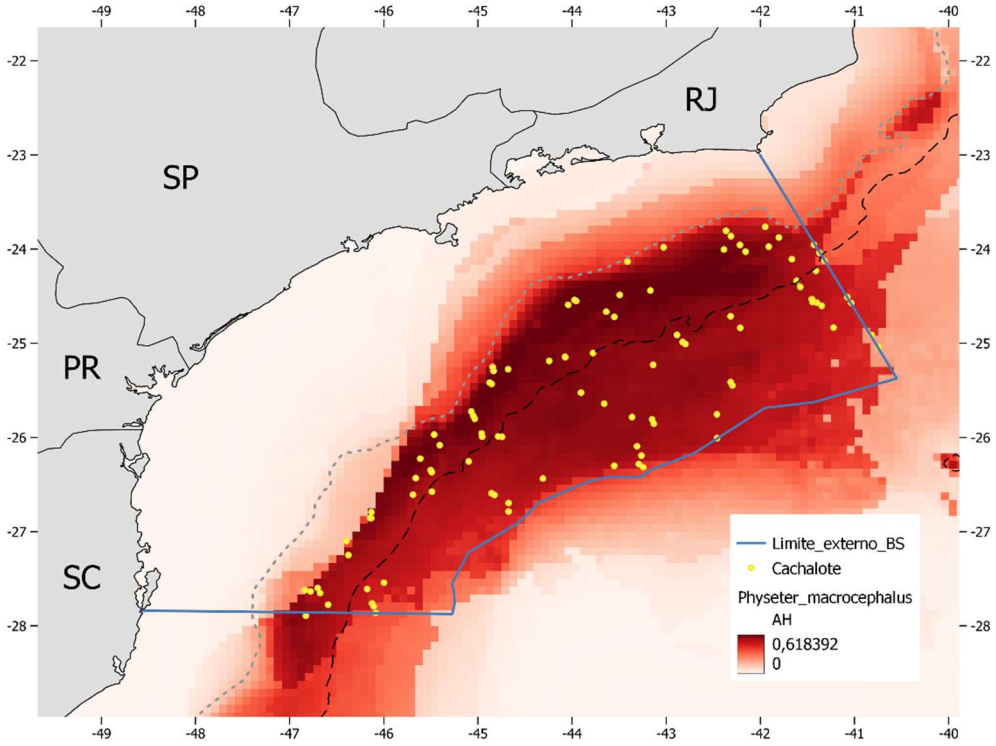


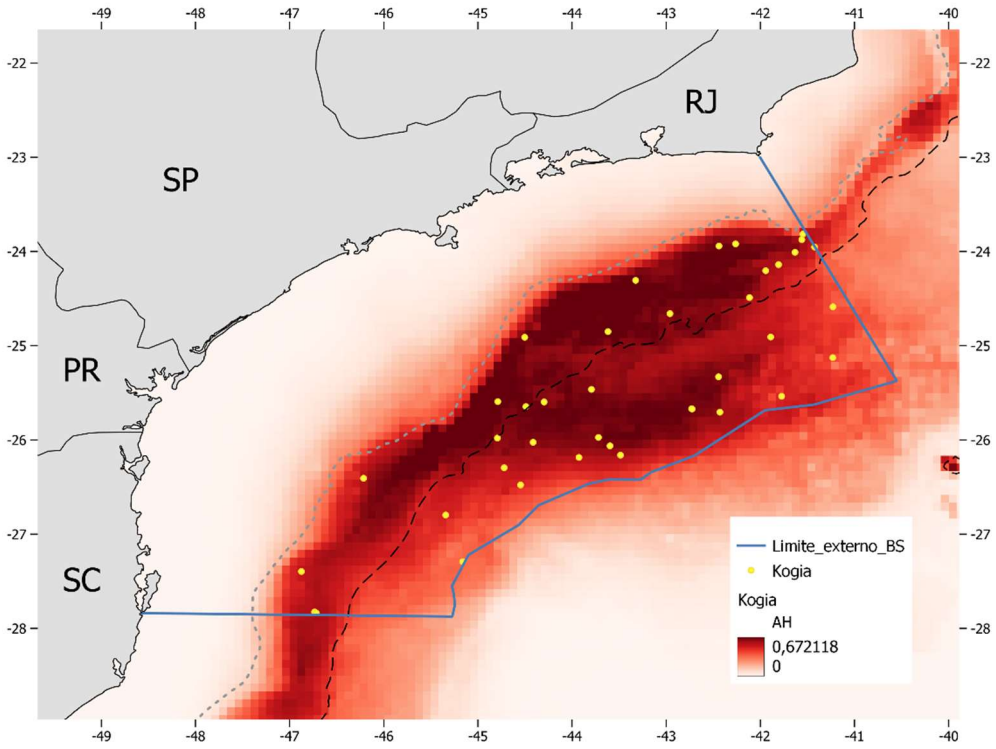


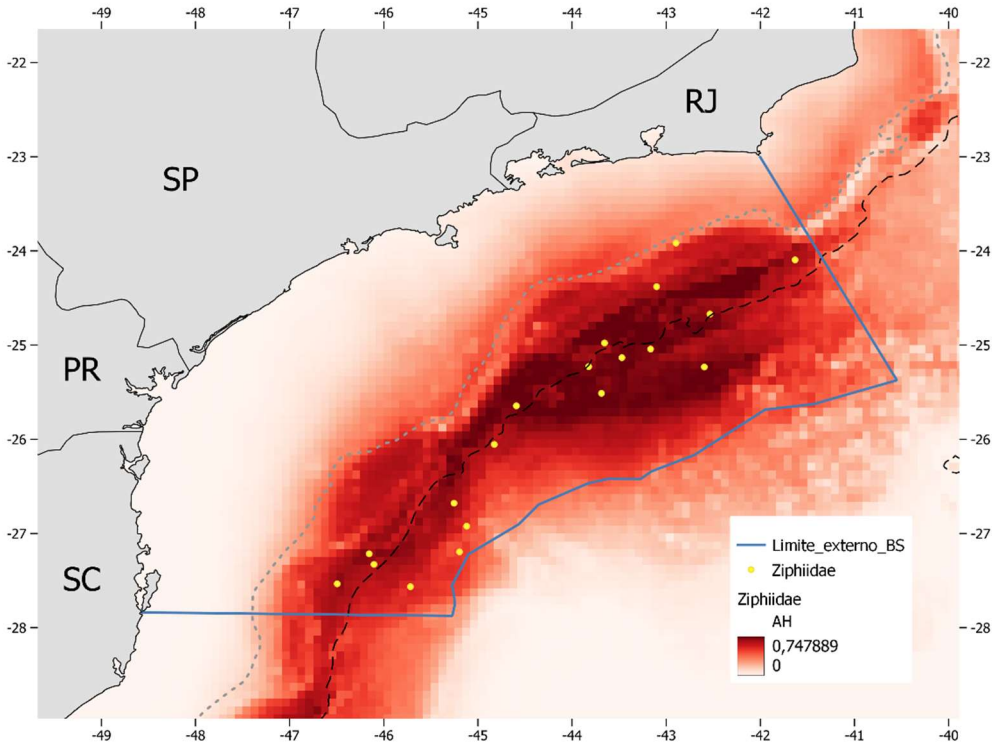

-49 -48 -47 -46 -45 -44 -43 -42 -41 -40
-22 -23 -24 -25 -26 -27 -28
SP
RJ
PR
SC
Limite_externo_BS
Bryde
Balaenoptera_brydei
AH
0,630738
0

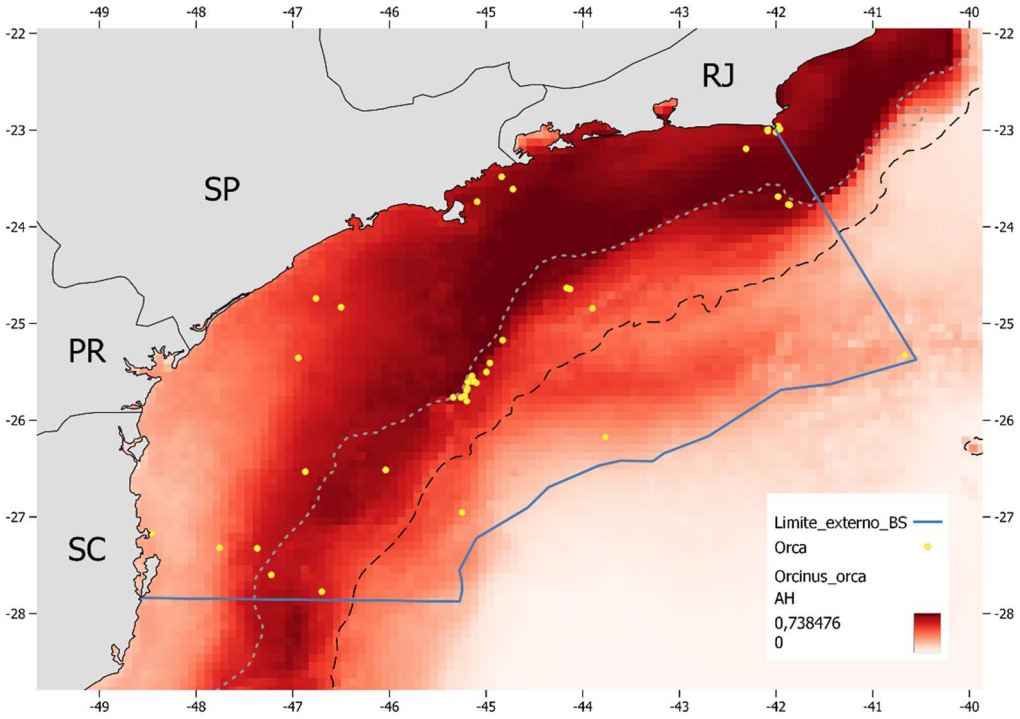

-49 -48 -47 -46 -45 -44 -43 -42 -41 -40
-22 -23 -24 -25 -26 -27 -28
SP
RJ
PR
SC
Limite_externo_BS
Fin
Balaenoptera_physalus
AH
0,701032
0

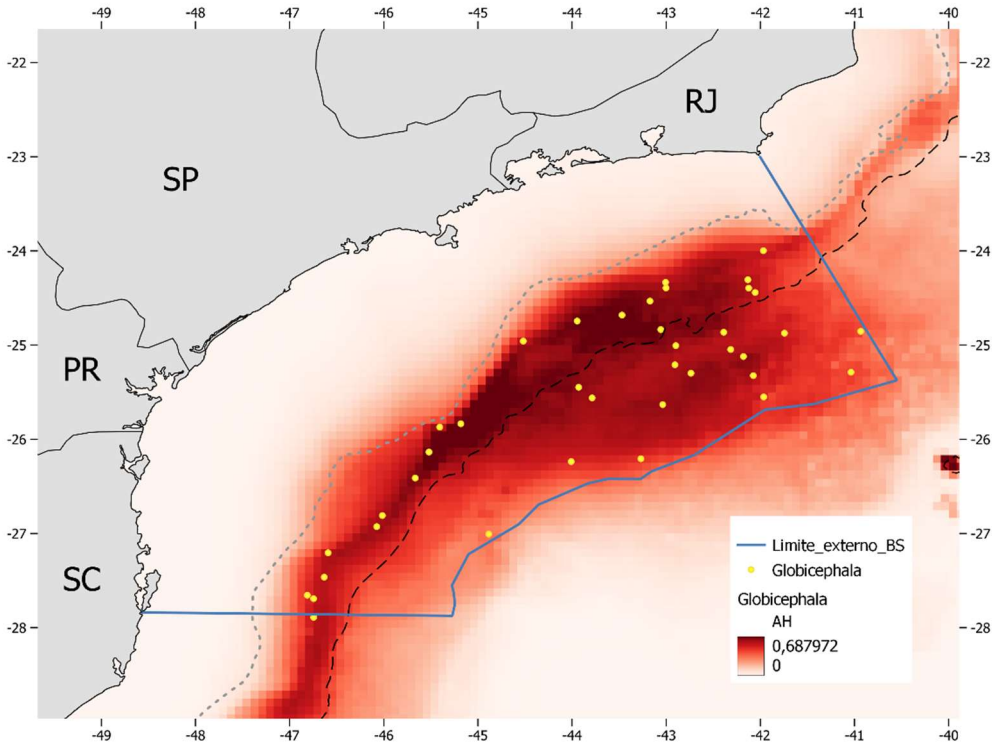

SP
RJ
PR
SC
Limite_externo_BS
Jubarte
Megaptera_novaeangliae
AH
0,539062
0

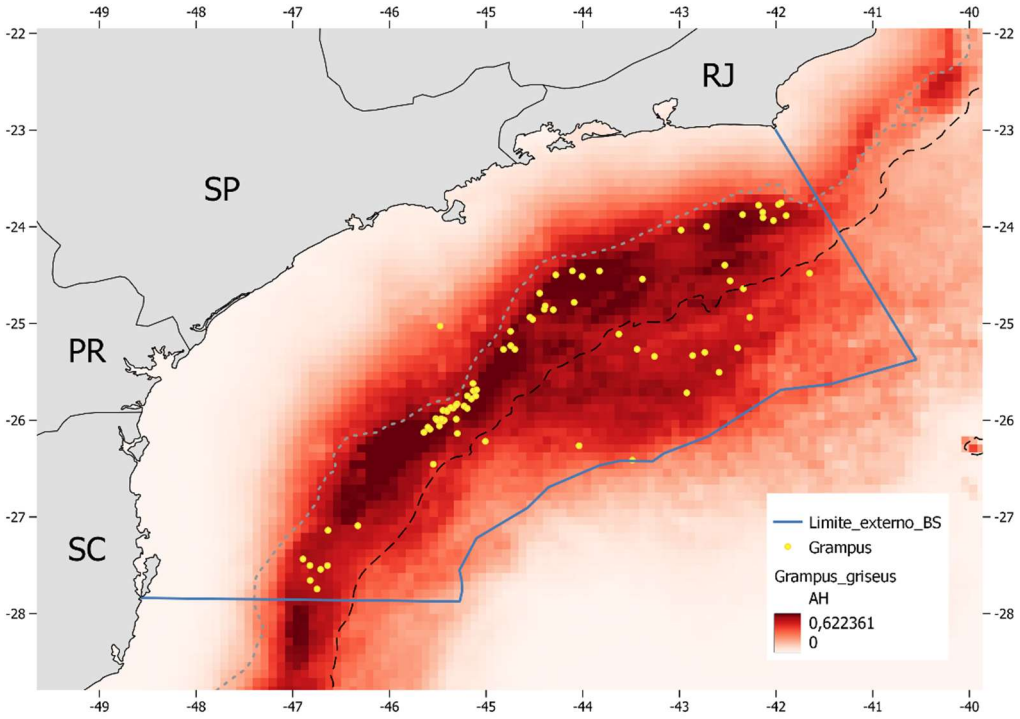

SP
RJ
PR
SC
Limite_externo_BS
Cachalote
Physeter_macrocephalus
AH
0,618392
0

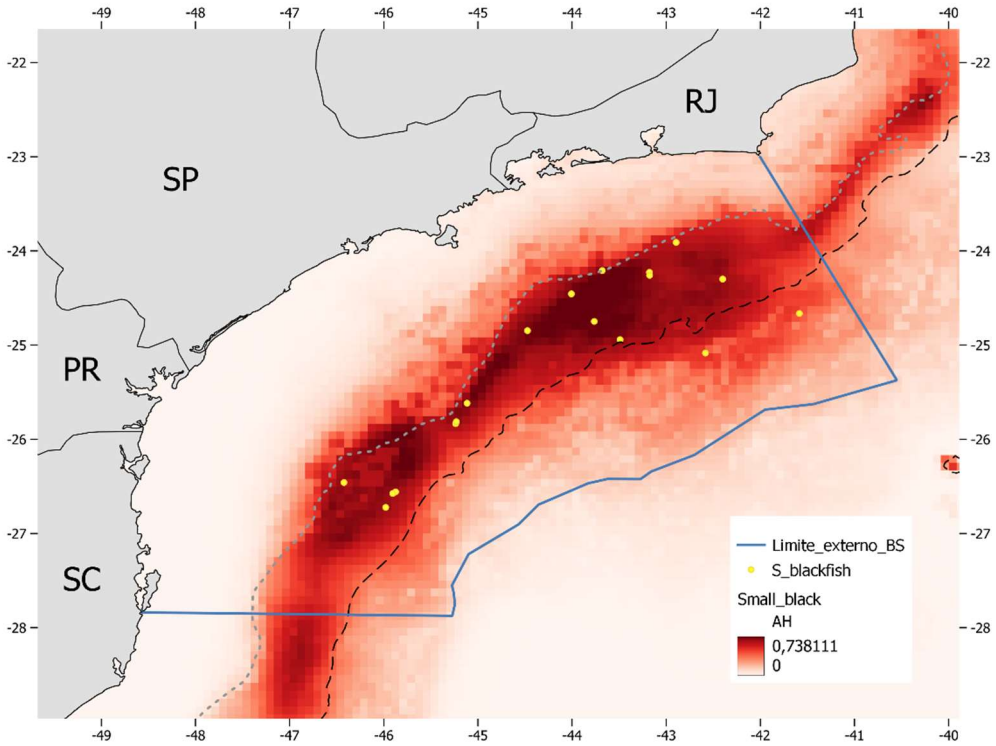

-49
-48
-47
-46
-45
-44
-43
-42
-41
-40
-22
-23
-24
-25
-26
-27
-28
SP
RJ
PR
SC
Limite_externo_BS
Kogia
Kogia
AH
0,672118
0

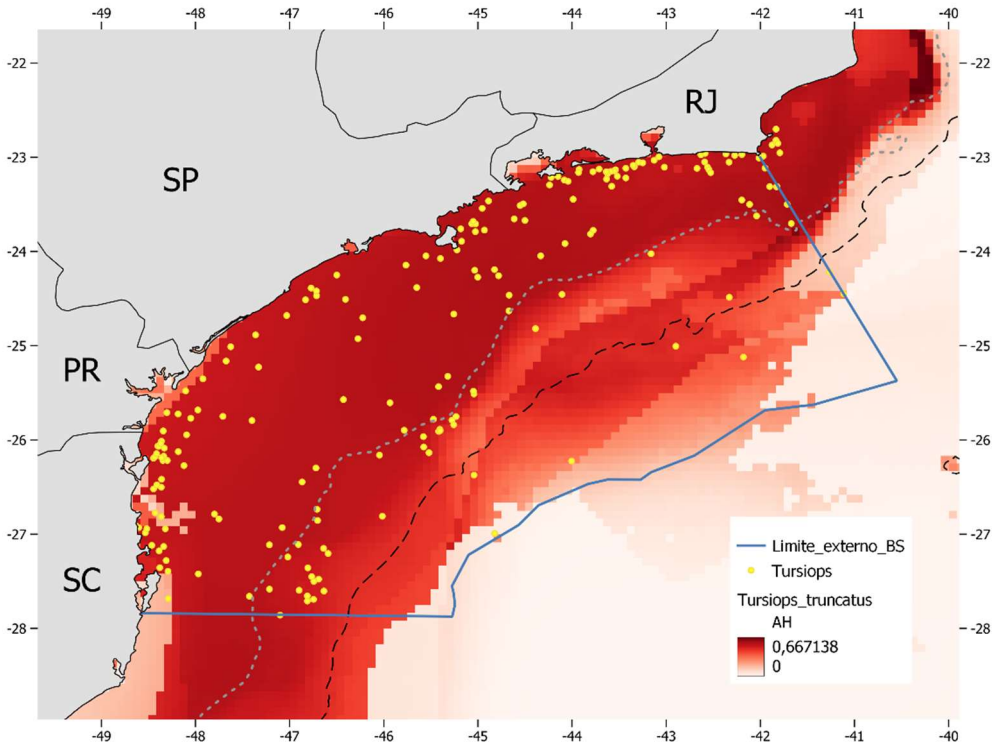

-49
-48
-47
-46
-45
-44
-43
-42
-41
-40
-22
-23
-24
-25
-26
-27
-28
SP
RJ
PR
SC
Limite_externo_BS
Ziphiidae
Ziphiidae
AH
0,747889
0

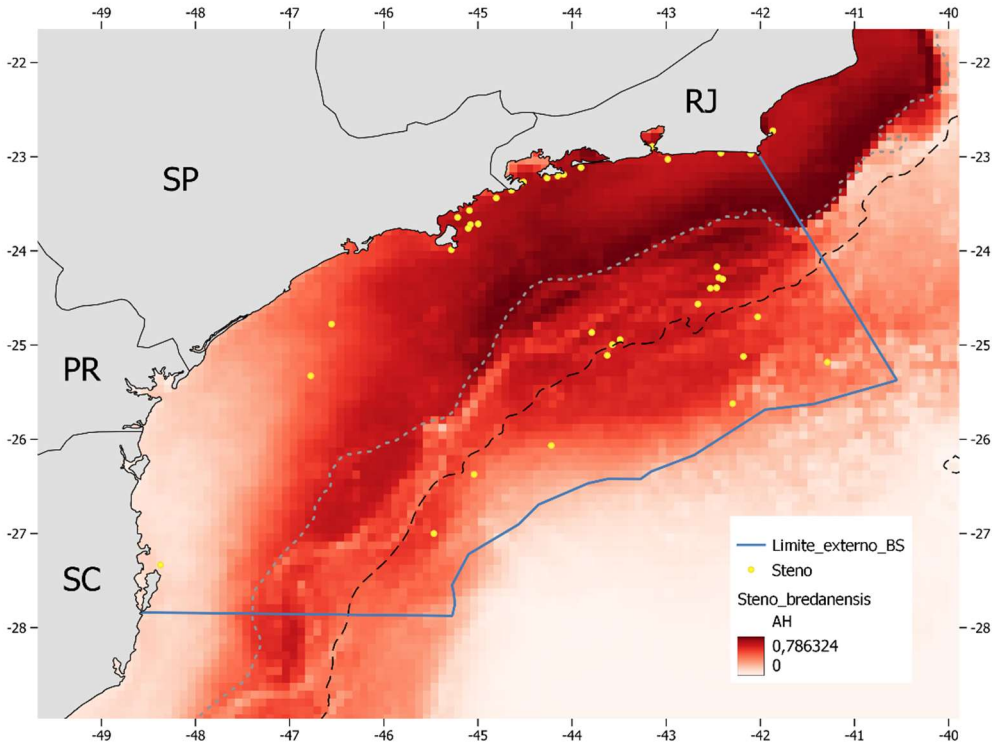

-49 -48 -47 -46 -45 -44 -43 -42 -41 -40
-22 -23 -24 -25 -26 -27 -28
RJ
SP
PR
SC
Limite_externo_BS
Orca
Orcinus_orca
AH
0,738476
0

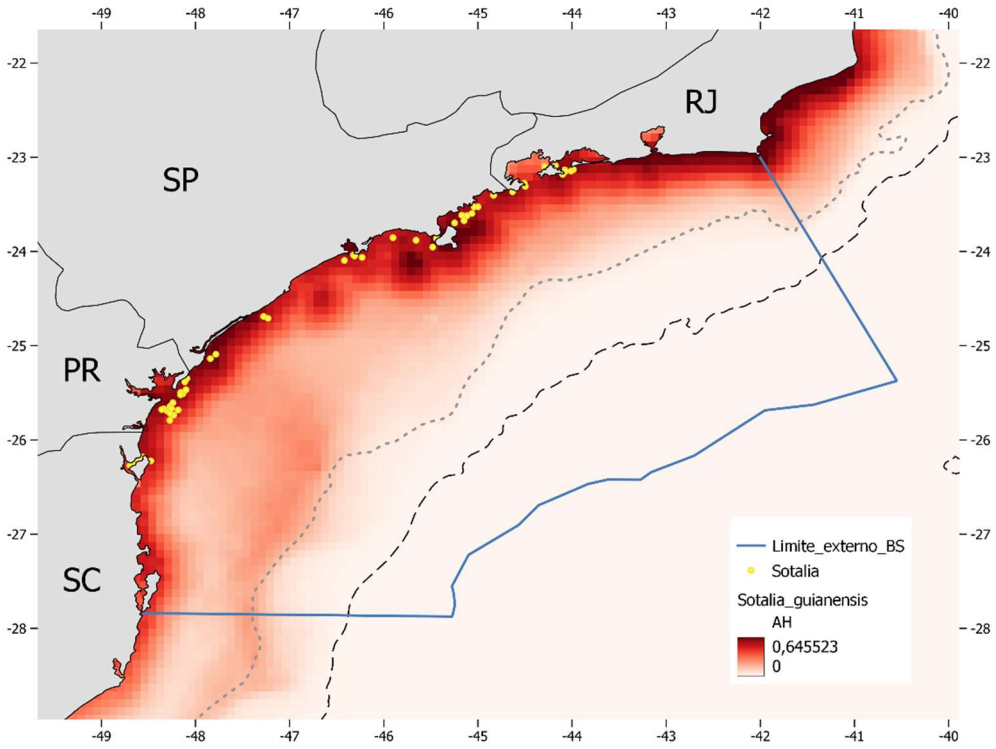

-49 -48 -47 -46 -45 -44 -43 -42 -41 -40
-22 -23 -24 -25 -26 -27 -28
RJ
SP
PR
SC
Limite_externo_BS
Globicephala
Globicephala
AH
0,687972
0

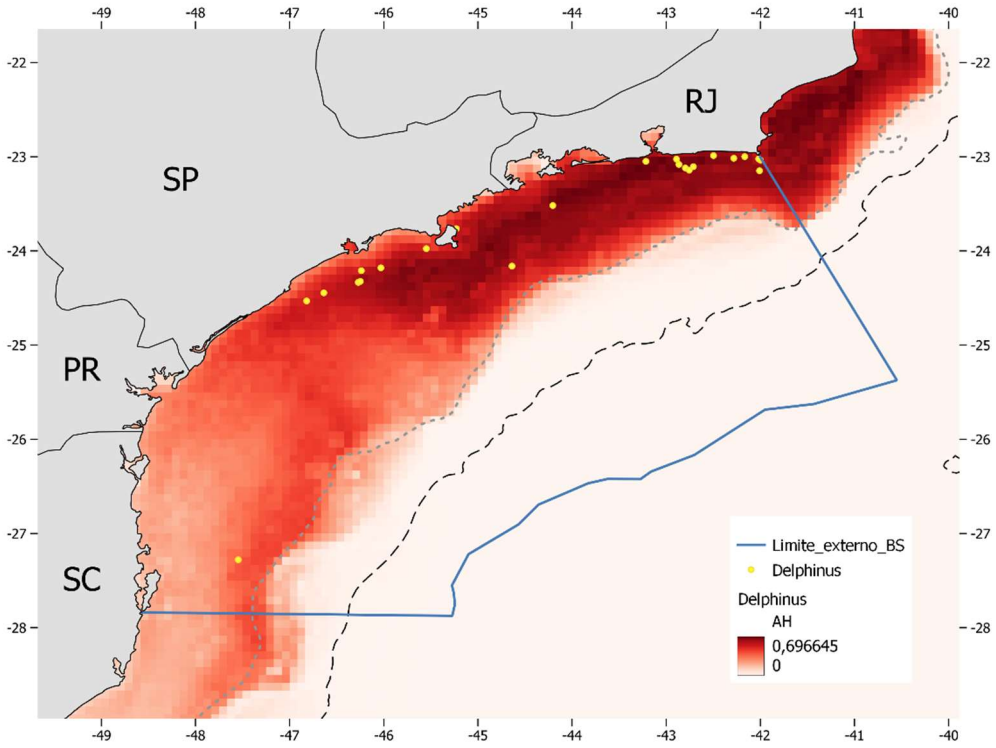

SP
RJ
PR
SC
Limite_externo_BS
Grampus
Grampus_griseus
AH
0,622361
0

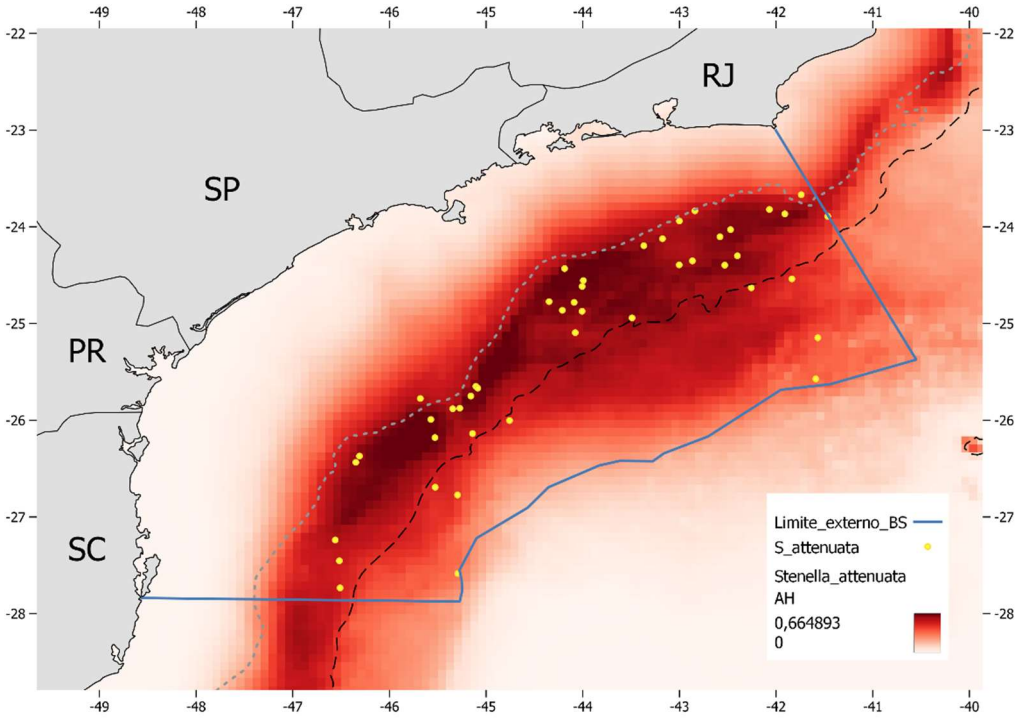

SP
RJ
PR
SC
Limite_externo_BS
S_blackfish
Small_black
AH
0,738111
0

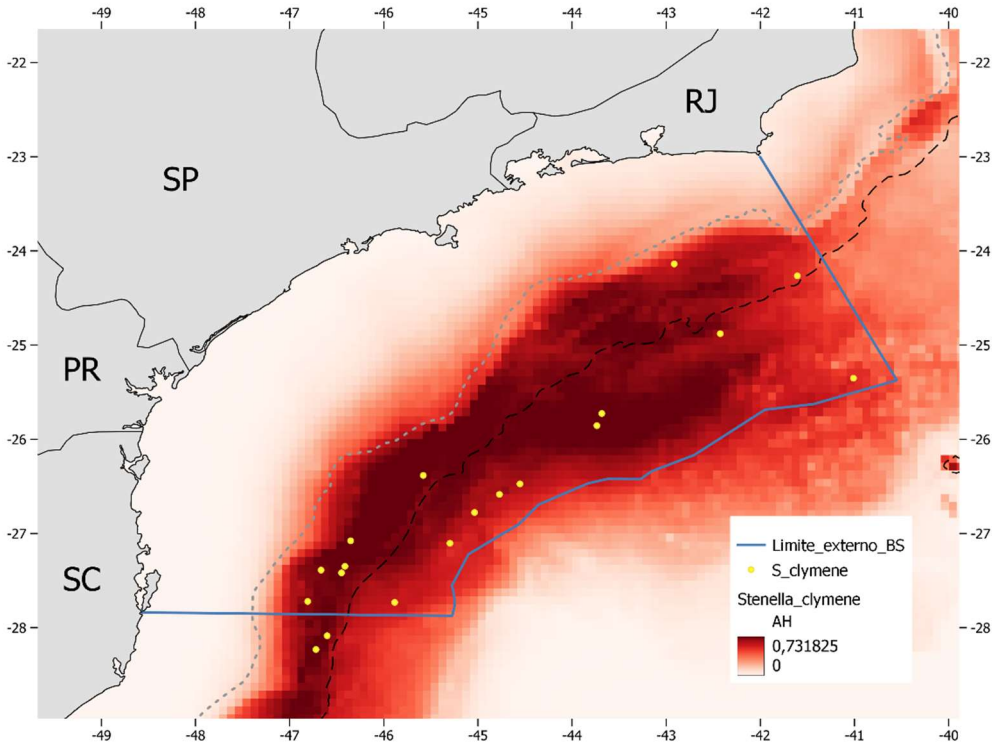

SP
RJ
PR
SC
Limite_externo_BS
Tursiops
Tursiops_truncatus
AH
0,667138
0

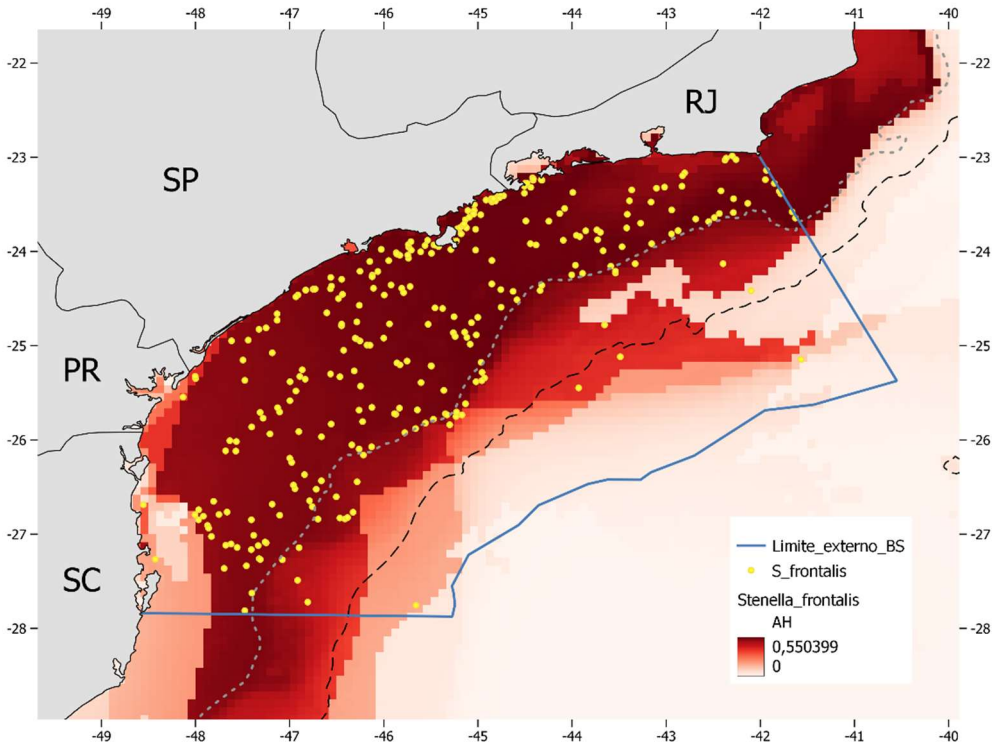

SP
RJ
PR
SC
Limite_externo_BS
Steno
Steno_bredanensis
AH
0,786324
0

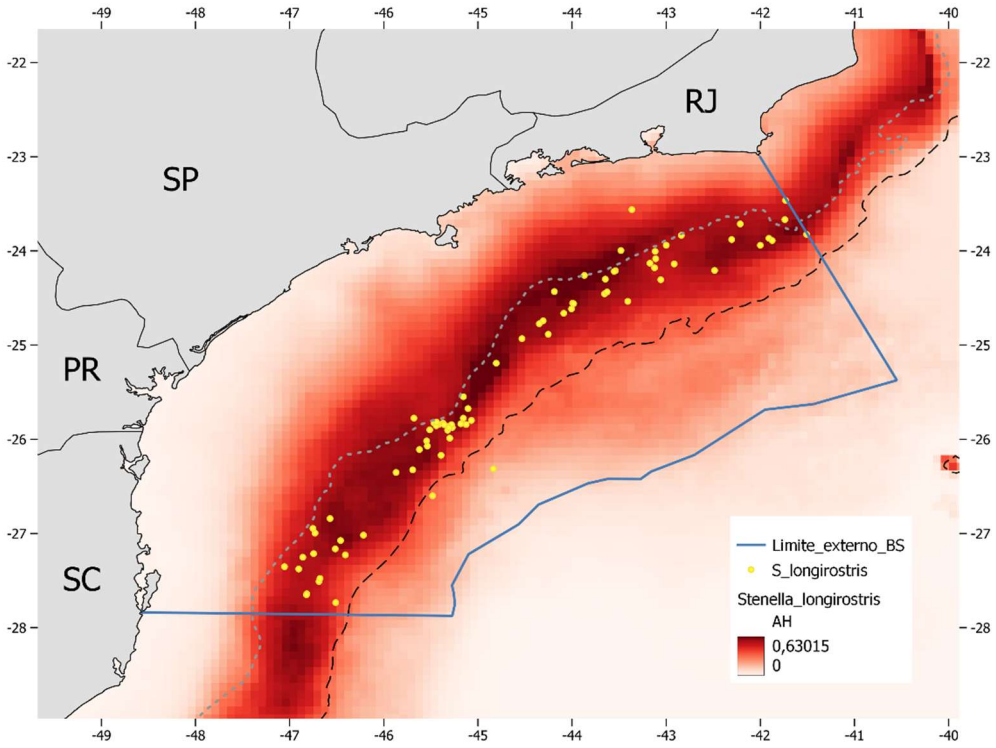

-49
-48
-47
-46
-45
-44
-43
-42
-41
-40
-22
-23
-24
-25
-26
-27
-28
SP
RJ
PR
SC
Limite_externo_BS
Sotalia
Sotalia_guianensis
AH
0,645523
0

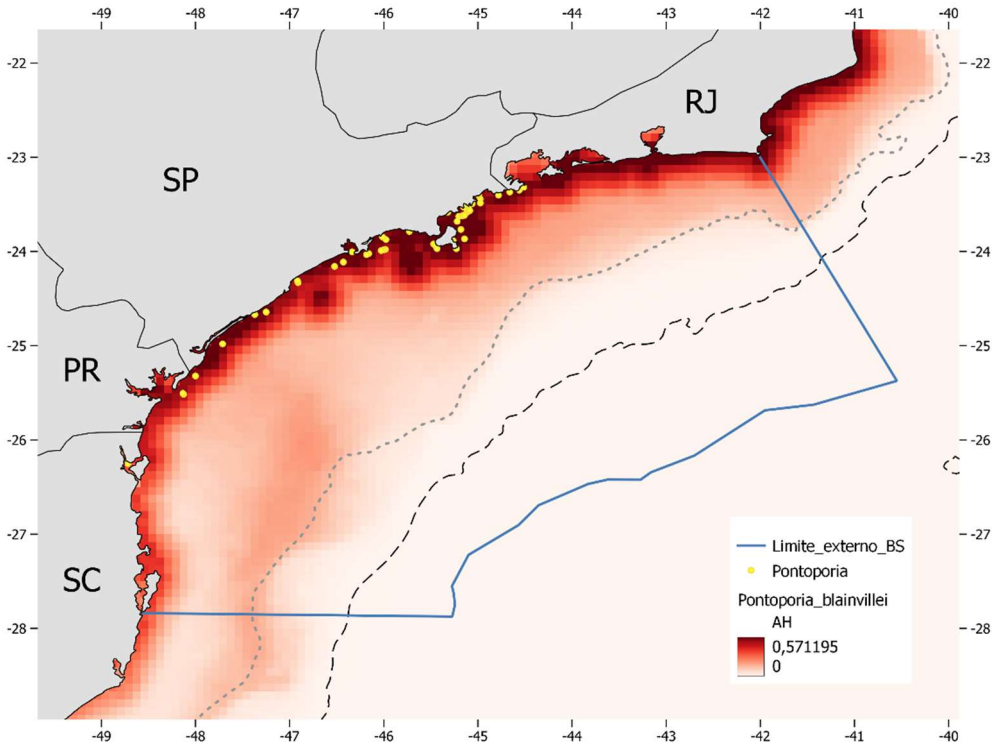

-49
-48
-47
-46
-45
-44
-43
-42
-41
-40
-22
-23
-24
-25
-26
-27
-28
SP
RJ
PR
SC
Limite_externo_BS
Delphinus
Delphinus
AH
0,696645
0


RJ
SP
PR
SC
Limite_externo_BS
S_attenuata
Stenella_attenuata
AH
0,664893
0


RJ
SP
PR
SC
Limite_externo_BS
S_clymene
Stenella_clymene
AH
0,731825
0


-49
-48
-47
-46
-45
-44
-43
-42
-41
-40
-22
-23
-24
-25
-26
-27
-28
SP
RJ
PR
SC
Limite_externo_BS
S_frontalis
Stenella_frontalis
AH
0,550399
0


-49
-48
-47
-46
-45
-44
-43
-42
-41
-40
-22
-23
-24
-25
-26
-27
-28
SP
RJ
PR
SC
Limite_externo_BS
S_longirostris
Stenella_longirostris
AH
0,63015
0


-49
-48
-47
-46
-45
-44
-43
-42
-41
-40
-22
-23
-24
-25
-26
-27
-28
SP
RJ
PR
SC
Limite_externo_BS
Pontoporia
Pontoporia_blainvillei
AH
0,571195
0

Anexo V-4: 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.

	T. truncatus			*S. longirostris*			*S. frontalis*			*S. attenuata*	
Loco	**n**	**K**	**Loco**	**n**	**K**	**Loco**	**n**	**K**	**Loco**	**n**	**K**
EV1	111	11	EV1	76	14	EV1	158	25	EV1	21	10
EV14	110	18	EV14	76	18	EV14	158	16	EV14	21	13
KWM2a	113	13	EV37	76	15	EV37	157	9	EV37	21	14
KWM12a	112	8	EV94	76	16	EV94	158	11	EV94	21	17
TexVet5	113	9	KWM12a	75	11	KWM2a	155	12	KWM2a	21	11
TexVet7	112	7	TexVet5	76	8	KWM12a	159	11	KWM12a	21	10
MK6	110	24	TexVet7	76	6	TexVet5	159	13	TexVet5	21	8
D08	110	12	MK6	76	17	TexVet7	159	7	TexVet7	21	4
			D08	76	13	MK6	157	9	MK6	21	14
						D08	159	19	D08	21	12
	S. clymene			*D. delphis*			*S. bredanensis*			*S. guianensis*	
Loco	**n**	**K**	**Loco**	**n**	**K**	**Loco**	**n**	**K**	**Loco**	**n**	**K**
EV1	14	8	EV1	33	14	EV1	17	3	EV14	2	1
EV14	13	12	EV37	33	10	EV14	18	4	EV37	2	2
EV37	13	14	KWM2a	33	10	EV37	18	9	EV94	2	1
EV94	13	13	KWM12a	33	6	EV94	18	9	KWM2a	2	2
KWM2a	14	12	TexVet5	33	7	KWM12a	18	3	KWM12a	2	2
KWM12a	14	13	TexVet7	33	6	TexVet5	18	5	TexVet5	2	2
TexVet5	14	4	MK6	33	12	TexVet7	18	2	TexVet7	2	1
TexVet7	14	10	D08	33	6	MK6	18	1	MK6	2	2
MK6	12	14				D08	18	6	D08	2	1
D08	14	13									
	B. musculus			*B. borealis*			*B. physalus*			*M. novaeangliae*	
Loco	**n**	**K**	**Loco**	**n**	**K**	**Loco**	**n**	**K**	**Loco**	**n**	**K**
EV1	4	5	EV1	40	18	EV1	7	11	EV1	32	3
EV14	4	4	EV14	39	15	EV14	7	6	EV37	32	16
EV37	4	5	EV37	39	19	EV37	7	5	EV94	33	14
EV94	4	1	EV94	39	12	EV94	7	12	EV96	25	12
EV96	4	4	EV96	39	16	EV96	7	10	GATA28	32	7

GATA28	3	3	GATA28	40	12	GATA28	7	9	GATA53	33	10
GATA53	4	1	GATA53	40	3	GATA417	7	5	GATA417	33	12
GATA417	4	7	GATA417	40	11	GT23	7	7	464/465	26	7
GT23	4	6	GT23	40	10	GATA53	5	6	417/418	32	14
	B. brydei			***B. bonaerensis***			***P. macrocephalus***			***E. australis***	
Loco	**n**	**K**	**Loco**	**n**	**K**	**Loco**	**n**	**K**	**Loco**	**n**	**K**
EV1	14	3	EV1	8	4	EV1	5	4	EV1	3	4
EV14	14	6	EV14	8	10	EV14	5	3	EV14	3	4
EV37	11	1	EV37	7	8	EV37	5	5	EV37	3	5
EV94	14	2	EV94	8	8	EV94	5	4	EV94	3	1
EV96	13	4	EV96	8	11	GATA28	5	3	GATA28	3	5
GATA28	14	6	GATA28	8	8	GATA53	5	4	GT23	3	5
GATA53	13	3	GATA417	8	10	GATA417	5	3	RW31	3	3
GATA417	14	6	GT23	8	9	GT23	4	2	RW4-10	3	2
GT23	13	5	GATA53	8	7	TexVet5	5	4	RW48	3	2
						464/465	4	2			
	P. electra			***O. orca***			***G. macrorhynchus***				
Loco	**n**	**K**	**Loco**	**n**	**K**	**Loco**	**n**	**K**			
EV1	5	4	EV1	11	5	EV1	17	11			
EV14	5	4	EV37	11	8	EV37	19	8			
EV37	5	4	EV94	11	5	EV94	18	11			
EV94	5	4	GATA53	11	5	GATA53	18	11			
GATA53	5	4	KWM2a	11	7	GT23	18	5			
KWM2a	5	7	KWM12a	11	5	MK6	19	7			
KWM12a	5	4	MK6	11	4	464/465	18	10			
MK6	5	1	D08	10	1	417/418	13	4			
D08	5	6	464/465	8	5						
			417/418	11	4						

Anexo V-5: Identificação taxonômica, tamanho de grupo, distância perpendicular e posição com relação ao buffer das detecções feitas ao longo das linhas de transecção durante a 13ª Campanha de Avistagem Aérea do PMC-BS.

Data	Etapa	Identificação	Tamanho de grupo	Distância da linha (m)	Buffer 60 km
28/11/2021	1	ODONTOCETI Delphinidae	80	178,6	Fora
28/11/2021	1	ODONTOCETI Delphinidae	20	160,1	Fora
28/11/2021	1	ODONTOCETI Delphinidae	10	178,6	Dentro
28/11/2021	1	ODONTOCETI Delphinidae	20	395,9	Dentro
29/11/2021	1	ODONTOCETI Delphinidae	20	20,0	Fora
29/11/2021	1	MYSTICETI Balaenopteridae *Balaenoptera*	1	272,4	Fora
29/11/2021	1	ODONTOCETI	3	40,3	Dentro
29/11/2021	1	ODONTOCETI Delphinidae	2	132,0	Dentro
29/11/2021	1	ODONTOCETI	1	191,8	Dentro
29/11/2021	1	ODONTOCETI Delphinidae	8	48,6	Dentro
29/11/2021	1	ODONTOCETI	1	148,5	Fora
01/12/2021	1	ODONTOCETI	2	191,8	Dentro
01/12/2021	1	ODONTOCETI Delphinidae	30	213,2	Fora
01/12/2021	1	ODONTOCETI Delphinidae	5	213,2	Fora
01/12/2021	1	ODONTOCETI Delphinidae	20	272,4	Fora
27/12/2021	2	Cetáceo Não Identificado	2	205,8	Fora
27/12/2021	2	ODONTOCETI Delphinidae *Grampus griseus*	6	83,2	Dentro
28/12/2021	2	ODONTOCETI Delphinidae	2	253,9	Dentro
28/12/2021	2	ODONTOCETI Delphinidae	3	292,6	Dentro
28/12/2021	2	ODONTOCETI Delphinidae	1	380,5	Dentro
28/12/2021	2	ODONTOCETI Delphinidae	15	83,2	Dentro
28/12/2021	2	Cetáceo Não Identificado	2	0,0	Fora
28/12/2021	2	ODONTOCETI	4	326,5	Dentro
28/12/2021	2	ODONTOCETI Delphinidae	5	121,5	Dentro
28/12/2021	2	ODONTOCETI	4	236,7	Dentro
28/12/2021	2	ODONTOCETI Delphinidae *Grampus griseus*	4	191,8	Dentro
28/12/2021	2	ODONTOCETI	1	191,8	Dentro
29/12/2021	2	ODONTOCETI Delphinidae	20	132,0	Dentro

Data	Etapa	Identificação	Tamanho de grupo	Distância da linha (m)	Buffer 60 km
29/12/2021	2	ODONTOCETI Delphinidae *Grampus griseus*	2	205,8	Fora
29/12/2021	2	ODONTOCETI	2	326,5	Fora

Anexo V-6: Identificação taxonômica, tamanho de grupo, distância perpendicular e posição com relação ao buffer das detecções feitas ao longo das linhas de transecção durante a 14ª Campanha de Avistagem Aérea do PMC-BS.

Data	Etapa	Identificação	Tamanho de grupo	Distância da linha (m)	Buffer 60 km
04/10/2022	1	ODONTOCETI	1	40,3	Dentro
04/10/2022	1	ODONTOCETI Delphinidae	15	116,5	Dentro
04/10/2022	1	ODONTOCETI	1	178,6	Dentro
04/10/2022	1	ODONTOCETI	1	106,6	Dentro
04/10/2022	1	MYSTICETI	1	74,3	Fora
05/10/2022	1	ODONTOCETI	2	97,0	Dentro
05/10/2022	1	ODONTOCETI Delphinidae *Grampus griseus*	4	338,9	Dentro
05/10/2022	1	ODONTOCETI Delphinidae	25	160,1	Dentro
05/10/2022	1	Cetáceo Não Identificado	1	40,3	Dentro
05/10/2022	1	MYSTICETI Balaenopteridae	1	116,5	Dentro
05/10/2022	1	MYSTICETI Balaenopteridae *Balaenoptera*	4	178,6	Fora
05/10/2022	1	MYSTICETI Balaenopteridae *Balaenoptera*	1	69,9	Dentro
05/10/2022	1	MYSTICETI Balaenopteridae *Balaenoptera*	4	83,2	Dentro
05/10/2022	1	ODONTOCETI	2	245,1	Dentro
05/10/2022	1	MYSTICETI Balaenopteridae *Megaptera novaeangliae*	1	111,5	Dentro
05/10/2022	1	ODONTOCETI Delphinidae	11	628,1	Dentro
07/10/2022	1	MYSTICETI Balaenopteridae *Megaptera novaeangliae*	3	198,7	Fora
07/10/2022	1	MYSTICETI	1	178,6	Dentro

Data	Etapa	Identificação	Tamanho de grupo	Distância da linha (m)	Buffer 60 km
07/10/2022	1	MYSTICETI Balaenopteridae *Balaenoptera*	1	132,0	Dentro
07/10/2022	1	MYSTICETI Balaenopteridae	2	303,4	Dentro
07/10/2022	1	MYSTICETI Balaenopteridae	2	106,6	Dentro
08/10/2022	1	MYSTICETI Balaenopteridae *Balaenoptera*	1	314,6	Fora
08/10/2022	1	ODONTOCETI	3	253,9	Dentro
08/10/2022	1	ODONTOCETI Delphinidae	6	292,6	Dentro
08/10/2022	1	MYSTICETI Balaenopteridae *Megaptera novaeangliae*	2	83,2	Dentro
08/10/2022	1	MYSTICETI	4	338,9	Dentro
17/11/2022	2	ODONTOCETI Delphinidae	15	121,5	Dentro
17/11/2022	2	MYSTICETI Balaenopteridae	1	490,2	Dentro
17/11/2022	2	ODONTOCETI Delphinidae	30	395,9	Dentro
17/11/2022	2	ODONTOCETI Delphinidae	50	628,1	Dentro
18/11/2022	2	ODONTOCETI Delphinidae	5	132,0	Dentro
18/11/2022	2	ODONTOCETI Delphinidae *Grampus griseus*	6	352,0	Dentro
18/11/2022	2	ODONTOCETI Delphinidae	2	40,3	Dentro
18/11/2022	2	ODONTOCETI Delphinidae	15	142,8	Dentro
18/11/2022	2	ODONTOCETI Delphinidae	5	213,2	Fora
18/11/2022	2	MYSTICETI Balaenopteridae	1	338,9	Dentro
18/11/2022	2	MYSTICETI Balaenopteridae	2	198,7	Dentro
18/11/2022	2	ODONTOCETI	5	513,4	Dentro
18/11/2022	2	ODONTOCETI Delphinidae	10	628,1	Dentro
18/11/2022	2	ODONTOCETI	1	380,5	Fora
18/11/2022	2	ODONTOCETI Delphinidae *Grampus griseus*	8	338,9	Dentro

Data	Etapa	Identificação	Tamanho de grupo	Distância da linha (m)	Buffer 60 km
19/11/2022	2	ODONTOCETI Delphinidae *Grampus griseus*	15	228,6	Dentro
19/11/2022	2	MYSTICETI Balaenopteridae	1	40,3	Fora

Anexo V-7: Identificação taxonômica, tamanho de grupo, distância perpendicular e posição com relação ao buffer das detecções feitas ao longo das linhas de transecção durante a 15ª Campanha de Avistagem Aérea do PMC-BS.

Data	Etapa	Identificação	Tamanho de grupo	Distância da linha (m)	Buffer 60 km
07/05/2023	1	MYSTICETI Balaenopteridae Balaenoptera	1	272,4	Fora
07/05/2023	1	ODONTOCETI Delphinidae	20	191,8	Fora
11/05/2023	1	MYSTICETI Balaenopteridae	1	40,3	Fora
11/05/2023	1	MYSTICETI Balaenopteridae Balaenoptera (minke)	2	292,6	Dentro
11/05/2023	1	ODONTOCETI Delphinidae	2	326,5	Dentro
11/05/2023	1	ODONTOCETI Delphinidae	1	40,3	Fora
11/05/2023	1	MYSTICETI Balaenopteridae Megaptera novaeangliae	2	111,5	Dentro
13/05/2023	1	ODONTOCETI Delphinidae	9	97,0	Fora
13/05/2023	1	ODONTOCETI Delphinidae	30	132,0	Dentro
13/05/2023	1	ODONTOCETI Delphinidae	30	303,4	Fora
13/05/2023	1	MYSTICETI Balaenopteridae Balaenoptera	1	236,7	Dentro
13/05/2023	1	MYSTICETI Balaenopteridae Balaenoptera	1	61,3	Dentro
02/06/2023	2	ODONTOCETI Delphinidae Grampus griseus	6	365,8	Fora
03/06/2023	2	MYSTICETI Balaenopteridae Megaptera novaeangliae	1	282,3	Dentro
03/06/2023	2	ODONTOCETI Delphinidae	8	365,8	Fora
03/06/2023	2	MYSTICETI Balaenopteridae Balaenoptera	1	160,1	Fora

Data	Etapa	Identificação	Tamanho de grupo	Distância da linha (m)	Buffer 60 km
03/06/2023	2	ODONTOCETI Delphinidae	5	154,2	Fora
03/06/2023	2	ODONTOCETI Delphinidae	8	92,4	Fora
03/06/2023	2	ODONTOCETI Delphinidae Grampus griseus	6	213,2	Dentro
03/06/2023	2	ODONTOCETI Ziphiidae	3	121,5	Dentro
03/06/2023	2	ODONTOCETI	1	44,4	Dentro
03/06/2023	2	MYSTICETI Balaenopteridae	1	228,6	Dentro
03/06/2023	2	ODONTOCETI Delphinidae	2	172,3	Fora
04/06/2023	2	ODONTOCETI Delphinidae	5	126,7	Dentro
04/06/2023	2	ODONTOCETI Delphinidae	1	106,6	Fora
04/06/2023	2	ODONTOCETI Delphinidae	17	116,5	Dentro

RESPONSÁVEIS TÉCNICOS PELO RELATÓRIO

NOME	***José Olimpio da Silva Junior***
ÁREA PROFISSIONAL	Biólogo, Me.
REGISTRO PROFISSIONAL	09982/03
CADASTRO IBAMA – CTF	311947
ÁREA RESPONSÁVEL	Coordenação Geral
ASSINATURA	

NOME	***Leonardo Liberali Wedekin***
ÁREA PROFISSIONAL	Biólogo, Dr.
REGISTRO PROFISSIONAL	088478/03
CADASTRO IBAMA – CTF	1643518
ÁREA RESPONSÁVEL	Coordenação Técnica Geral e Coordenação Temática de Avistagem Embarcada
ASSINATURA	

NOME	***Renan Lopes Paitach***
ÁREA PROFISSIONAL	Biólogo, Dr.
REGISTRO PROFISSIONAL	095121/03
CADASTRO IBAMA – CTF	5046417
ÁREA RESPONSÁVEL	Coordenação Temática de Bioacústica
ASSINATURA	Renan Lopes Paitach.

NOME	***Marta Jussara Cremer***
ÁREA PROFISSIONAL	Bióloga, Dra.
REGISTRO PROFISSIONAL	25595/03
CADASTRO IBAMA – CTF	1921695
ÁREA RESPONSÁVEL	Coordenação Temática de Telemetria
ASSINATURA	

NOME	***Paulo Cesar de Azevedo Simões Lopes***
ÁREA PROFISSIONAL	Biólogo, Dr.
REGISTRO PROFISSIONAL	09367/03
CADASTRO IBAMA – CTF	472903
ÁREA RESPONSÁVEL	Coordenação Temática de Avistagem Embarcada:
ASSINATURA	

NOME	***Carolina Bezamat de Abreu***
ÁREA PROFISSIONAL	Bióloga, Dra.
REGISTRO PROFISSIONAL	095666/03
CADASTRO IBAMA – CTF	5559028
ÁREA RESPONSÁVEL	Coordenação Temática de Avistagem Aérea
ASSINATURA	

NOME	***Ana Lúcia Cypriano de Souza***
ÁREA PROFISSIONAL	Bióloga, Dra.
REGISTRO PROFISSIONAL	044464/04
CADASTRO IBAMA – CTF	4852432
ÁREA RESPONSÁVEL	Coordenação de Análises Genéticas
ASSINATURA	

NOME	***Fabio Gonçalves Daura Jorge***
ÁREA PROFISSIONAL	Biólogo, Dr.
REGISTRO PROFISSIONAL	058229/03
CADASTRO IBAMA – CTF	2037448
ÁREA RESPONSÁVEL	Fotoidentificação
ASSINATURA	