

CAIK OLIVEIRA DE MIRANDA

**CONTAMINAÇÃO POR MICROPLÁSTICOS EM AMBIENTES DA ANTÁRTICA
MARÍTIMA**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Solos e Nutrição de Plantas, para obtenção do título de *Magister Scientiae*.

Orientador: Carlos Ernesto G. R. Schaefer

Coorientadores: José João Lelis Leal de Souza
Juliana Assunção Ivar do Sul

**VIÇOSA – MINAS GERAIS
2021**

**Ficha catalográfica elaborada pela Biblioteca Central da Universidade
Federal de Viçosa - Campus Viçosa**

T

M672m
2021

Miranda, Caik Oliveira de, 1995-
Contaminação por microplásticos em ambientes da
Antártica marítima / Caik Oliveira de Miranda. – Viçosa, MG,
2021.

1 dissertação eletrônica (97 f.): il. (algumas color.).

Inclui anexo.

Inclui apêndices.

Orientador: Carlos Ernesto Gonçalves Reynaud Schaefer.
Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Viçosa.

Inclui bibliografia.

DOI: <https://doi.org/10.47328/ufvbbt.2021.135>

Modo de acesso: World Wide Web.

1. Microplásticos. 2. Animais marinhos. 3. Sedimentologia.
4. Raman, Espectroscopia de. 5. Áreas protegidas - Antártica,
Península. I. Universidade Federal de Viçosa. Departamento de
Solos. Programa de Pós-graduação em Solos e Nutrição de
Plantas. II. Título.

CDD 22. ed. 551.354098

Bibliotecário(a) responsável: Renata de Fátima Alves CRB6/2578

CAIK OLIVEIRA DE MIRANDA

CONTAMINAÇÃO POR MICROPLÁSTICOS EM AMBIENTES DA ANTÁRTICA
MARÍTIMA

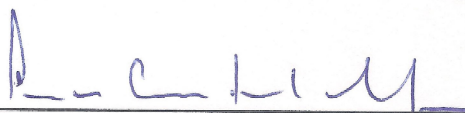
Dissertação apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Solos e Nutrição de Plantas, para obtenção do título de *Magister Scientiae*.

APROVADA: 21 de julho de 2021.

Assentimento:



Caik Oliveira de Miranda
Autor



Carlos Ernesto Gonçalves Reynaud Schaefer
Orientador

AGRADECIMENTOS

Agradeço

à minha mãe Sirley e ao meu pai Adilson, pelo amor, apoio e esforços incondicionais; aos meus orientadores Carlos, JJ e Juliana, pela confiança, oportunidade, ensinamentos e amizade; à Luana, por todo amor e companheirismo nos momentos fáceis e difíceis; aos meus irmãos Leonn, Icaro e Vitor, que sei que posso contar para qualquer coisa; ao Mateus, irmão por escolha; a minha família; aos meus amigos de Viçosa Rafael, Bruno e Saymon, presentes durante toda minha caminhada; aos meus amigos de Viçosa e de Vitória, grande segunda família; a todos os companheiros do Terrantar; a todos os professores, técnicos e estudantes que contribuíram para o andamento do trabalho – André, Flávia, Neilson, Luciano, Paulo, Aurora, Aristeia, Friedrich, Renildes, Julio, Igor, Evandro; a todos os professores e colegas estudantes e técnicos do departamento; à Universidade Federal de Viçosa e ao Departamento de Solos; a todos não mencionados que contribuíram de alguma forma com a jornada do mestrado.

Sem vocês não seria possível.

ini

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão da bolsa de estudos.

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

RESUMO

MIRANDA, Caik Oliveira, M.Sc., Universidade Federal de Viçosa, julho de 2021. **Contaminação por microplásticos em ambientes da Antártica Marítima.** Orientador: Carlos Ernesto Gonçalves Reynaud Schaefer. Coorientadores: José João Lelis Leal de Souza e Juliana Assunção Ivar do Sul.

O plástico é um material onipresente no cotidiano da sociedade que apresenta características atrativas para diversos usos. O crescimento da produção e consumo de itens plásticos têm contribuído para geração de grandes quantidades de resíduos plásticos no planeta, que tendem a se acumular no ambiente natural. Os microplásticos, partículas de plástico menores 5 mm, já foram detectados em todos os oceanos do globo terrestre, e representam uma grande preocupação ambiental para os ambientes marinho e costeiro. Recentemente foi demonstrado que o continente antártico não está livre da presença deste tipo de contaminante. O presente estudo investigou a presença de microplásticos grandes (> 0,5 mm) em ambientes costeiros das ASPAs 128 e 126, Antártica Marítima, buscando traçar relações entre as concentrações de microplásticos e fatores que influenciam sua ocorrência. Foram coletadas amostras de sedimento de praias, terraços marinhos e áreas influenciadas pela fauna marinha antártica. As amostras passaram por etapas de fracionamento, separação por densidade e digestão de matéria orgânica, e foram identificadas por análise visual com posterior confirmação em espectroscopia de Raman. O estudo confirmou a presença de microplásticos grandes em sedimentos do ambiente de praia nas ASPAs 128 e 126. Foram identificados 3 microplásticos e 1 partícula de origem antropogênica em 4 das 15 amostras analisadas, resultando em baixas concentrações (máx. 20,7 partículas kg^{-1}). Na maior parte das amostras (73%), a contaminação por microplásticos grandes é indetectável ao procedimento analítico adotado. Com os resultados obtidos, não foi possível obter comparações significativas entre a concentração e características de microplásticos com os diferentes ambientes amostrados. Embora a análise granulométrica do sedimento tenha revelado diferenças significativas entre os parâmetros estatísticos sedimentológicos nas diferentes zonas do ambiente de praia amostradas, os sedimentos das áreas amostradas são predominantemente grosseiros e pobremente selecionados. Os resultados sugerem que os mesmos fatores que contribuem para a formação de um pacote sedimentar grosseiro e pobremente selecionado podem favorecer as concentrações inexpressivas de microplásticos grandes nas áreas amostradas. O controle analítico se apresentou como um fator

limitante para a análise de fibras nas amostras. Os resultados obtidos contribuem para o monitoramento ambiental de ASPAs terrestres, conforme previsto no Protocolo de Proteção Ambiental no Tratado da Antártica, e fomenta o desenvolvimento de novas pesquisas na área, ainda escassas na literatura.

Palavras-chave: Microplásticos grandes. Sedimentos. Ambientes prístinos. ASPA. Fauna marinha antártica. Espectroscopia Raman.

ABSTRACT

MIRANDA, Caik Oliveira, M.Sc., Universidade Federal de Viçosa, July, 2021. **Microplastics contamination in Maritime Antarctica environments.** Advisor: Carlos Ernesto Gonçalves Reynaud Schaefer. Co-advisors: José João Lelis Leal de Souza and Juliana Assunção Ivar do Sul.

Plastic is an ubiquitous material in the daily life of society that has attractive functional characteristics for various uses. The growth in the production and consumption of plastic items has contributed to the generation of large amounts of plastic waste on the planet, which tend to accumulate in the natural environment. Microplastics, plastic particles smaller than 5 mm, have been detected in all oceans across the globe, and represents a major concern for the marine and coastal environments. Recently, it has been shown that the Antarctic continent is not free from the presence of this type of contaminant. The present study investigated the presence of large microplastics (> 0.5 mm) in coastal environments of ASPA 128 and 126, Maritime Antarctica, seeking to trace relationships between concentrations of microplastics and factors influencing their occurrence. Soil/sediment samples were collected from beaches, marine terraces and areas influenced by the Antarctic marine fauna. The samples underwent fractionation, density separation and organic matter digestion steps, and were identified by visual analysis with subsequent confirmation by Raman spectroscopy. The study confirmed the presence of large microplastics in soils/sediments of the beach environment in ASPAs 128 and 126. Three microplastics and 1 particle of anthropogenic origin were identified in 4 of the 15 samples analyzed, resulting in low concentrations (max. 20.7 particles kg⁻¹). In most samples (73%), contamination by large microplastics is undetectable by the analytical procedure used. With the results obtained, it was not possible to obtain significant comparisons between the concentration and characteristics of microplastics with samples from different environments. Although the sediment grain size analysis has revealed significant differences between the sedimentological statistical parameters in the different zones of the beach environment, the soils/sediments of the sampled areas are predominantly coarse and poorly selected. The results suggest that the same factors that contribute to the formation of a coarse and poorly selected sedimentary package may favor the unimpressive concentrations of large microplastics in the sampled areas. The analytical control was presented as a limiting factor for the analysis of fibers in the samples. The results contribute to the environmental monitoring of terrestrial ASPA, as provided for in

the Environmental Protection Protocol for the Antarctic Treaty, and encourage the development of new research in the area, which is still scarce in the literature.

Keywords: Large microplastics. Sediments. Pristine environments. ASPA. Antarctic marine fauna. Raman spectroscopy.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1. Concentração de microplásticos nas águas superficiais do oceano ao redor do planeta. Destaque para a elevadas concentrações e alta densidade de amostragem em giros oceânicos. Adaptado do modelo de Van Sebille, <i>et al.</i> (2015), disponível em: www.grida.no/resources/6913	22
Figura 2. Localização de amostras coletadas para estudos com microplásticos (exceto biota). Símbolos pretos representam amostras em que não foram encontrados microplásticos. Fonte: Tirelli <i>et al.</i> , 2020.	30
Figura 3. Localização da Ilha Rei George, com destaque para a ASPA 128.	33
Figura 4. Localização da Ilha Livingston, com destaque para a ASPA 126.	37
Figura 5. Pontos amostrados na ASPA 128. Os triângulos amarelos representam as coletas em transectos, enquanto os losangos vermelhos representam coletas realizadas em pontos com influência direta da fauna marinha antártica.	40
Figura 6. Transectos amostrados na ASPA 126.	42
Figura 7. Filtro resultado da separação por densidade da amostra D4(4). A. Separação com 1 hora de decantação; B. Separação com 24 horas de decantação.	45
Figura 8. Histograma, com classes de tamanho espaçadas em 0,5 mm, e curva de frequência relativa acumulada do tamanho das fibras identificadas em BrA.	49
Figura 9. Fibras identificadas por espectroscopia Raman em BrA, com suas respectivas composição e cores.	50
Figura 10. Histograma, com classes de tamanho espaçadas em 0,3 mm, e curva de frequência relativa acumulada do tamanho das fibras identificadas em BrP.	51
Figura 11. Fibras identificadas por espectroscopia Raman em BrP, com suas respectivas composição e cores.	52

Figura 12. Exemplo de fibras que geram sinal de fluorescência intenso. Os espectros de A e B, apresentaram 84% e 81% de correlação (r, Pearson) com o espectro do algodão. Em C, a fluorescência é intensa e excede qualquer sinal de espalhamento Raman.	52
Figura 13. Fibra identificada em amostra ambiental D5(1) (A) que apresenta correlação de 98% com fibra identificada em BrA2 (B). Em C, exemplo de fibra de celulose provavelmente originada do filtro.	53
Figura 14. A. Granulometria média e grau de seleção de todas as amostras analisadas; B. Granulometria média e curtose de todas as amostras analisadas.....	57
Figura 15. Curvas de frequência individual das classes de tamanho para as zonas amostradas (A. Linha de maré única; B. Linha de maré superior; C. Linha de maré inferior; D. Primeiro nível de terraço marinho).....	58
Figura 16. Microplásticos identificados nas amostras D5(2) e B1(1), com seus respectivos espectros Raman e os espectros correlacionados da base de dados. A. MP/2/FI/TP/PE; B. MMP/0,8/MFR/OR/PET.....	59
Figura 17. Microplástico identificado em D4(1), com seus respectivos espectros Raman e os espectros correlacionados da base de dados.	60
Figura 18. Partícula de origem antropogênica amostrada em D2(1). A. Partícula e seu respectivo espectro. Em destaque, os picos que correspondem ao espectro da base de dados para SI (995-1000 cm^{-1} , 1035 cm^{-1} , 1440 cm^{-1} , 1600 cm^{-1} , 1660 cm^{-1} , 2720 cm^{-1} , 2915-2930 cm^{-1} e 3055 cm^{-1}); B. Foto da partícula após passar pelo teste da agulha quente.	61
Figura 19. Macroplásticos encontrados durante a amostragem. A. Diversas peças de plástico, entre tampa de garrafa e solado de tênis; B. Macroplástico aparentemente resultante de queima.	67
Figura 20. Curvas de frequência acumulada para o tamanho dos grãos – todas as amostras coletadas.	94
Figura 21. Curvas de frequência acumulada para o tamanho dos grãos – amostras coletadas em diferentes ambientes de praia.	94

Figura 22. Exemplo de aplicação do SCS. Código atribuído a micro-fragmentos de polietileno, com 0,8 mm de tamanho e cor azul clara. Adaptado de Crawford e Quinn (2016).96

Figura 23. Sistema Padronizado de Classificação de Cor e Tamanho. Traduzido e adaptado de Crawford e Quinn (2016).97

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Descrição da amostragem realizada nos transectos da ASPA 128. Imagens ilustrativas das áreas no Apêndice A.	41
Tabela 2. Descrição da amostragem realizada nos pontos com influência direta da fauna marinha antártica. Imagens ilustrativas das áreas no Apêndice A.	41
Tabela 3. Descrição da amostragem realizada nos transectos da ASPA 126. Imagens ilustrativas das áreas no Apêndice A.	42
Tabela 4. Classificação nominal e numérica para parâmetros estatísticos sedimentológicos, obtidos dos resultados de análises de sedimentologia. Adaptado de Folk e Ward (1957).	47
Tabela 5. Resultados dos brancos atmosféricos. ENI – Espectro não identificado na base de dados utilizada. EIF – Espectro inconclusivo devido à fluorescência.....	48
Tabela 6. Resultados dos brancos processuais. ENI – Espectro não identificado na base de dados utilizada. EIF – Espectro inconclusivo devido à fluorescência. (*) Espectro igual ao de fibras identificadas em BrA.	51
Tabela 7. Microplásticos identificados por amostra.	55
Tabela 8. Concentração média de microplásticos identificados nas amostras coletadas em linhas de maré e sobre o primeiro nível de terraço marinho na ASPA 128.	56
Tabela 9. Concentração média de microplásticos identificados nas amostras superficiais coletadas em linhas de maré nas ASPAs 128 e 126.	56
Tabela 10. Parâmetros sedimentológicos de amostras coletadas nas linhas de maré e sobre o primeiro nível de terraço marinho na ASPA 128. Dp – Desvio padrão amostral. Médias com mesma letra pertencem ao mesmo grupo (Kruskal-Wallis, $\alpha = 0,05$).	57
Tabela 11. Parâmetros sedimentológicos de amostras superficiais coletadas nas linhas de maré em praias das ASPAs 128 e 126. Dp – Desvio padrão amostral. Médias com asterisco apresentam diferença significativa (Mann-Whitney, $\alpha = 0,05$).	58

Tabela 12. ASPA 128.	89
Tabela 13. ASPA 126.	93
Tabela 14. Análise granulométrica e densidade média de partículas por amostra. C – Cascalho; SA – Silte + Argila.	95

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO.....	15
2	OBJETIVOS.....	17
2.1	Objetivos Gerais	17
2.2	Objetivos específicos	17
3	REVISÃO DE LITERATURA	18
3.1	Plásticos e contaminação plástica	18
3.2	Microplásticos: definições e ocorrência no ambiente.....	19
3.3	Metodologias analíticas para a análise de microplásticos em sedimentos.....	23
3.4	Impactos da interação entre microplásticos e organismos.....	26
3.5	Microplásticos no ecossistema antártico.....	29
4	CARACTERIZAÇÃO DAS ÁREAS DE ESTUDO.....	33
4.1	ASPA 128	33
4.2	ASPA 126	36
5	METODOLOGIA.....	39
5.1	Amostragem.....	39
5.1.1	ASPA 128.....	39
5.1.2	ASPA 126.....	41
5.2	Procedimentos Laboratoriais	43
5.2.1	Fracionamento granulométrico.....	43
5.2.2	Separação por densidade	43
5.2.3	Digestão de material orgânico	44
5.2.4	Análise visual, contagem e descrição morfológica de partículas	44
5.2.5	Identificação dos polímeros: análise de microespectroscopia Raman.....	46
5.2.6	Análise granulométrica do sedimento e parâmetros sedimentológicos.....	46
5.3	Controle de contaminação cruzada em laboratório – BrA e BrP.....	48

6	RESULTADOS	55
6.1	Microplásticos em sedimentos das ASPAs 126 e 128	55
6.2	Análise granulométrica do sedimento e parâmetros sedimentológicos	56
7	DISCUSSÃO	59
8	CONCLUSÃO.....	68
	REFERÊNCIAS	69
	APÊNDICE A – Imagens ilustrativas das áreas amostradas.....	89
	APÊNDICE B – Resultados da análise granulométrica	94
	ANEXO A – Sistema Padronizado de Classificação de Cor e Tamanho (SCS).....	96

1 INTRODUÇÃO

O plástico é um material onipresente e indispensável no cotidiano da sociedade atual. As diversas características atrativas e o baixo custo do material, contribuíram para expansão de sua produção, de 2 milhões de toneladas produzidas em 1950, para 368 milhões de toneladas em 2019 (EUROPE, 2020; GEYER *et al.*, 2017). No entanto, o consumo elevado de plásticos no planeta resulta na geração de resíduos plásticos que tendem a alcançar e se acumular no ambiente marinho após seu descarte e manejo inadequados (BARNES *et al.*, 2009). Os microplásticos, partículas de plástico de tamanho entre 5 mm e 1 µm, já foram detectados em todos os oceanos do planeta (ERIKSEN *et al.*, 2014) e representam uma grande preocupação para o ambiente marinho e áreas costeiras (EUROPEAN COMMISSION, 2019; IVAR DO SUL *et al.*, 2014). A maior parte dos polímeros plásticos utilizados no dia a dia possui densidade específica inferior à da água marinha, o que favorece o transporte por correntes marítimas superficiais e deposição de microplásticos nos pacotes sedimentares de ambientes de praia (GESAMP, 2015). Neste sentido, os sedimentos de praias são compartimentos ambientais frequentemente utilizados em estudos de contaminação por microplásticos (COLE *et al.*, 2011).

Os macro e microplásticos podem ser transportados por longas distâncias através de correntes marinhas com o potencial de contaminar locais remotos (BARNES *et al.*, 2009; WALLER *et al.*, 2017), e o continente antártico, geralmente visto como pristino, não está livre deste tipo de contaminação. Diversos estudos recentes já constataram a presença de microplásticos na Antártica (ABSHER *et al.*, 2019; BARNES; WALTERS; GONÇALVES, 2010; BERGAMI *et al.*, 2020; BESSA *et al.*, 2019; CINCINELLI *et al.*, 2017; KELLY *et al.*, 2020; MUNARI *et al.*, 2017; REED *et al.*, 2018; SFRISO *et al.*, 2020; SUARIA *et al.*, 2020). Mesmo com baixa densidade de navios e pequena população que desenvolve atividades no continente, estudos recentes sugerem que as principais fontes de entrada de microplásticos são locais e que as partículas podem permanecer no ambiente marinho antártico por anos (LACERDA *et al.*, 2019; WALUDA *et al.*, 2020).

O Protocolo ao Tratado da Antártica sobre Proteção ao Meio Ambiente (ou Protocolo de Madri), em vigor desde 1998, traz como princípio a proteção e preservação integral do ecossistema antártico, reforçando seu valor como área destinada à pesquisa científica (CEP, 1991e). No intuito de minimizar os impactos ambientais, o Protocolo de Madri exige das partes signatárias o planejamento das atividades e o monitoramento ambiental das áreas de atuação, além de prever regulações para o gerenciamento e eliminação de resíduos (CEP, 1991a, b, c). Ainda, fica estabelecida a definição das Áreas Antárticas Especialmente Protegidas (*Antartic*

Specially Protected Areas, ASPA), que são áreas dotadas de singularidades geográfica e ambiental, salvas de interferência humana, com exemplos significativos de ecossistemas antárticos e que apresentam particularidades ambientais glacio-geomorfológicas e biológicas (CEP, 1991d).

As ASPAs 128 e 126, localizadas no Arquipélago das Shetlands do Sul, Antártica Marítima, são áreas sensíveis às mudanças climáticas, apresentando extensas zonas livres de gelo com atuação da dinâmica do *permafrost* e de processos periglaciais (LÓPEZ-MARTÍNEZ *et al.*, 2012). As ASPAs abrigam fauna e flora de diversidades excepcionais, representativas do ecossistema da Antártica Marítima (ATCM, 2016, 2014). A ampliação e desenvolvimento de áreas livres de gelo, decorrente do avanço do degelo, promovem a formação de novas paisagens que passam a afetar a estabilidade dos solos, favorecendo ou não o desenvolvimento de vegetação e ocupação pela fauna (FRANCELINO *et al.*, 2011).

A formação gradual de novas paisagens e ambientes terrestres estáveis em áreas de proteção ambiental na Antártica que abrigam fauna abundante e diversa de aves e mamíferos marinhos, sob possível influência da presença de microplásticos, reforça a preocupação com este tipo de contaminação no continente. Neste contexto, o presente estudo propôs, de forma pioneira, a avaliação da contaminação por microplásticos em sedimentos de praias e áreas costeiras influenciadas pela fauna marinha antártica em ASPAs terrestres, buscando traçar relações que auxiliem na compreensão da dinâmica dos microplásticos em ecossistemas costeiros da Antártica Marítima.

2 OBJETIVOS

2.1 Objetivos Gerais

Avaliar a abundância, distribuição, composição e características morfológicas de microplásticos (500 μm a 5 mm) em amostras de sedimento coletadas em praias, terraços marinhos e áreas com influência da fauna marinha antártica, nas ASPAs 128 (Ilha Rei George) e 126 (Ilha Livingston), Arquipélago das Shetlands do Sul, Antártica Marítima, buscando traçar relações entre a abundância e características dos microplásticos e os principais fatores que influenciam sua ocorrência nos diferentes pontos amostrados.

2.2 Objetivos específicos

- Identificar e quantificar microplásticos através de técnicas ópticas e químicas nas amostras de sedimento coletadas.
- Caracterizar morfológicamente os microplásticos encontrados nas amostras.
- Caracterizar quimicamente os microplásticos para identificar os principais polímeros presentes nas amostras coletadas a partir de técnica de espectroscopia Raman.
- Contrastar os resultados obtidos nas amostras coletadas em diferentes ambientes, para relacionar a abundância e características dos microplásticos com fatores que influenciam sua ocorrência e parâmetros sedimentológicos das amostras.

3 REVISÃO DE LITERATURA

3.1 Plásticos e contaminação plástica

O plástico é um material indispensável nas atividades da sociedade contemporânea. Durante toda a história da humanidade moderna, poucas vezes o mundo experienciou a evolução de um material criado pelo homem como a do plástico, de forma que esta representa um importante marco no processo evolutivo do nosso planeta (CRAWFORD; QUINN, 2016). Desde o início da produção em massa em meados do século XX, impulsionada pela Segunda Guerra Mundial, a produção de plásticos passou por um crescimento extraordinário, superando a maioria dos outros materiais sintéticos já produzidos (CRAWFORD; QUINN, 2016; GEYER *et al.*, 2017). Com uma taxa de crescimento de 8,4% ao ano, estima-se que entre 1950 e 2015 tenham sido produzidas 7,8 bilhões de toneladas de material plástico, com metade desse montante tendo sido produzido nos últimos 13 anos da série (GEYER *et al.*, 2017).

O termo “plástico” é utilizado para definir materiais capazes de serem moldados ou de alterar sua forma, entretanto, atualmente este termo tem sido utilizado para nomear uma ampla diversidade de substâncias de características diversas. Embora apresentem propriedades específicas, todos os diferentes tipos de plásticos são materiais sintéticos compostos de macromoléculas de monômeros, denominados polímeros. Os polímeros podem ser de natureza termoplástica, capaz de assumirem uma nova forma quando aquecidos e posteriormente resfriados, e termorrígida, que, na grande maioria, possuem forma permanente e maior dificuldade para serem remoldados (CRAWFORD; QUINN, 2016). Em geral, os polímeros possuem características atrativas para seu uso na indústria de materiais, podendo ser de baixa densidade, impermeáveis, coloridos ou transparentes, com alta resistência a tensões, e à degradação química e biológica (MANO; MENDES, 2004; THOMPSON *et al.*, 2009). Além disso, boa parte dos plásticos comerciais produzidos são acrescidos de substâncias aditivas no intuito de aperfeiçoar as propriedades de uso e processamento, o que configura uma resistência ainda maior aos processos de degradação química, biológica e foto-oxidativa (KATTAS *et al.*, 2000).

A grande disseminação da utilização do plástico em objetos de uso diário e aumento na produção de descartáveis nos últimos anos (BARNES *et al.*, 2009; THOMPSON *et al.*, 2009) têm resultado na geração de grandes quantidades de lixo plástico. O lixo plástico representa aproximadamente 12% do total em massa dos resíduos sólidos municipais gerados no planeta (KAZA *et al.*, 2018). Com uma geração anual de cerca de 181 milhões de toneladas de resíduos

plásticos (modelo com dados de 2015) (LEBRETON; ANDRADY, 2019), estima-se que um total de 6,3 bilhões de toneladas de resíduos plásticos foram gerados no mundo de 1950 até 2015 (GEYER *et al.*, 2017). Além disso, cerca de 47% de todos os resíduos plásticos gerados no planeta não recebem o manejo adequado e correm risco de contaminar o ambiente (LEBRETON; ANDRADY, 2019). Em ecossistemas naturais, resíduos plásticos interagem com vetores de transporte que contribuem para sua transferência do ambiente terrestre para o ambiente marinho, que atua como importante repositório para a contaminação plástica (BANK; HANSSON, 2019; JAMBECK *et al.*, 2015). Cerca de 80% do lixo plástico presente no mar é originado de fontes em terra e estima-se que só em 2010 entre 4,8 e 12,7 milhões de toneladas de resíduos plásticos tenham atingido o oceano (JAMBECK *et al.*, 2015).

As mesmas características e propriedades atrativas que impulsionaram a produção e utilização do plástico nas atividades da sociedade atual, contribuem para a sua persistência e potencial de acumulação no ambiente como contaminante (CRAWFORD; QUINN, 2016; THOMPSON *et al.*, 2009). Acredita-se que a maior parte do plástico já produzido globalmente ainda esteja presente no ambiente (ZALASIEWICZ *et al.*, 2016). Em todas as latitudes do globo, dos polos ao equador, é possível encontrar resíduos plásticos acumulados em matrizes ambientais diversas (BARNES *et al.*, 2009). Tendo em vista o alavancar da produção em massa de polímeros sintéticos em meados do século XX, aliados ao potencial de acumulação do plástico como contaminante no ambiente, a contaminação plástica pode ser considerada produto do proposto período Antropoceno (BANK; HANSSON, 2019). Neste contexto, autores já consideram a utilização de fósseis plásticos como indicadores estratigráficos representativos do Antropoceno (ZALASIEWICZ *et al.*, 2016). Adicionalmente, o plástico atua como componente dos processos sedimentares em ambientes terrestres e marinhos, e o reconhecimento de seu ciclo biogeoquímico auxilia na compreensão das interações dos polímeros com as matrizes ambientais bióticas e abióticas (BANK; HANSSON, 2019; ZALASIEWICZ *et al.*, 2016).

3.2 Microplásticos: definições e ocorrência no ambiente

Resíduos plásticos acumulados no ambiente estão sujeitos a processos que contribuem para a degradação física, química, biológica e foto-oxidativa do material (CRAWFORD; QUINN, 2016). À medida que o plástico se desgasta (físico-quimicamente) no ambiente, itens e materiais de maior tamanho se fragmentam, resultando na formação de partículas de plástico cada vez menores, podendo alcançar a escala do micrômetro (microplásticos; 10^{-6} m) e até do nanômetro (nanoplásticos; 10^{-9} m) (CRAWFORD; QUINN, 2016; GESAMP, 2016). Além disso,

micropartículas de plástico são produzidas intencionalmente para uso na indústria de cosméticos e produtos abrasivos de cuidados pessoais que, potencialmente, atingem ecossistemas aquáticos (GESAMP, 2016).

O termo “microplástico” foi utilizado pela primeira vez na comunidade científica por Thompson *et al.* (2004) para descrever partículas microscópicas de polímeros sintéticos amostrados em sedimentos de praias; Arthur *et al.* 2009 assumiram um limite superior de 5 mm na definição do termo, que geralmente é adotado em definições atuais. No presente estudo, o termo “microplástico” fica definido de acordo com o proposto por Frias *et al.* (2018), sendo “qualquer partículas sólida sintética ou de matriz polimérica, insolúvel em água, de tamanho entre 1 μm e 5 mm, de origem primária ou secundária” (FRIAS *et al.*, 2018, p. 2).

Na literatura, autores ainda propõem diferentes classes de tamanho para análise de partículas de plástico. Crawford e Quinn (2016) e Imhoff *et al.* (2012) segmentam os microplásticos em duas classes: 1 a 5 mm (grandes microplásticos); 1 μm a 1 mm (pequenos ou mini microplásticos). Hidalgo-Ruz *et al.* (2012) também propõem duas classes em função da adequabilidade do tipo de análise: < 500 μm (material não distinguível por microscopia óptica; etapa de separação por densidade obrigatória); 500 μm a 5 mm (passíveis de identificação por microscopia óptica). Já Zhou *et al.* (2019), caracterizando microplásticos em solos, utilizaram cinco categorias diferentes: > 500 μm , 200-500 μm , 100-200 μm , 50-100 μm e 10-50 μm . Além do tamanho, a cor, a forma e o estágio de degradação são outras características geralmente utilizadas para a descrição morfológica dos microplásticos (HIDALGO-RUZ *et al.*, 2012). Quanto à forma, os microplásticos frequentemente são classificados como fragmentos, fibras, *pellets*, filmes e espuma (p.e. isopor) (CRAWFORD; QUINN, 2016; ZHOU *et al.*, 2019).

Assim como os macropelásticos, os microplásticos se apresentam como contaminantes onipresentes nas diversas matrizes ambientais do ecossistema marinho ao redor de todo o planeta (AJITH *et al.*, 2020; LEBRETON *et al.*, 2019). Além disso, os microplásticos já foram reportados como contaminantes em ambiente fluvial (HORTON *et al.*, 2017), solos com atividade agrícola (LIU *et al.*, 2018), como componente da deposição atmosférica em áreas urbanas e rurais (KLEIN; FISCHER, 2019), e conseqüentemente, na biota associada a esses tipos de ambientes (BROWNE *et al.*, 2008a; HUERTA LWANGA *et al.*, 2017; LU *et al.*, 2016)

A distribuição espacial da contaminação por microplásticos no oceano é influenciada pela natureza e localização das potenciais fontes de entrada, além das interações com processos físicos, químicos e biológicos (GESAMP, 2015). A principal via de entrada de microplásticos

para oceanos e zonas costeiras provém de fontes terrestres, através do escoamento superficial, ventos e desaguamento de corpos d'água que eventualmente recebem efluentes de estações de tratamento de esgotos, embora as atividades desenvolvidas no mar atuem como fontes representativas de contaminação plástica (BANK; HANSSON, 2019; JAMBECK *et al.*, 2015). Estima-se que o transporte fluvial seja responsável por exportar 47 mil toneladas de microplásticos dos continentes para os oceanos anualmente (VAN WIJNEN *et al.*, 2019). Autores estimam ainda que o transporte atmosférico de partículas originadas do desgaste de pneus e freios dos carros deposita uma quantidade de microplásticos superior ao transporte fluvial, podendo alcançar cerca de 140 mil toneladas por ano (EVANGELIOU *et al.*, 2020).

A contaminação por microplásticos também é função da densidade e ocupação populacional, entretanto, sob a influência de fatores como intensidade e direção dos ventos, correntes marítimas e movimento das ondas, os microplásticos podem ser transportados por longas distâncias oceânicas (ERIKSEN *et al.*, 2014; TRAINIC *et al.*, 2020). Dessa forma, podem assumir um potencial de contaminação de ambientes remotos e com baixa densidade populacional, de ilhas oceânicas tropicais (IVAR DO SUL *et al.*, 2014) até regiões polares no Ártico (LUSHER *et al.*, 2015) e Antártica (MUNARI *et al.*, 2017; REED *et al.*, 2018). Os microplásticos tendem a se acumular no ambiente marinho e estima-se que entre 290 e 800 mil toneladas de microplásticos estejam flutuando na superfície do oceano, convergindo preferencialmente para os giros oceânicos subtropicais (Figura 1) (VAN SEBILLE *et al.*, 2015; LEBRETON *et al.*, 2019). Modelos sugerem, entretanto, que a maior parte da contaminação por microplásticos é retida nas áreas costeiras, representando um estoque de 22 a 60 milhões de toneladas de microplásticos (LEBRETON *et al.*, 2019).

Sujeitos à dinâmica característica do ambiente em que se encontram, os microplásticos podem ser considerados componentes de processos sedimentares em ambientes marinhos e terrestres, podendo ser contidos em corpos sedimentares tridimensionais (ZALASIEWICZ *et al.*, 2016). Especialmente em áreas costeiras, essas partículas tendem a sofrer processos de transporte seletivo e seleção sedimentar física, semelhantes aos que ocorrem com partículas minerais e orgânicas em depósitos sedimentares (ENDERS *et al.*, 2019; ZALASIEWICZ *et al.*, 2016). A distribuição granulométrica do sedimento de praia é diretamente influenciada pelo regime energético presente no ambiente, ou seja, partículas minerais finas (< 63 μm) são encontradas com maior frequência em ambientes de baixa energia, enquanto partículas grosseiras (> 63 μm) sedimentam em ambientes de elevada energia associada (KERSTEN; SMEDES, 2002). Neste sentido, a relação entre parâmetros sedimentológicos e abundância de microplásticos nos

sedimentos de praias tem sido investigada por alguns autores (ENDERS *et al.*, 2019; VIANELLO *et al.*, 2013).

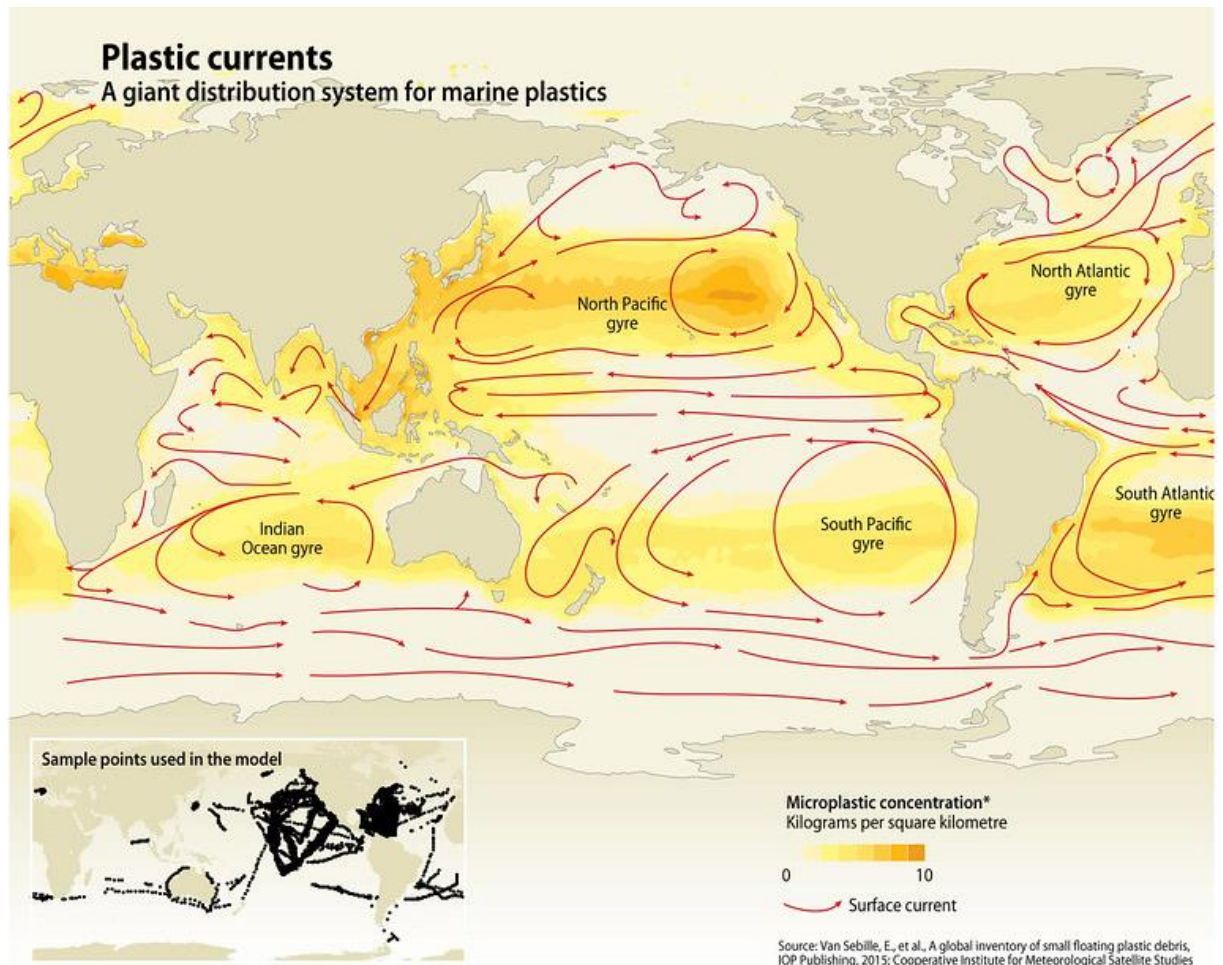


Figura 1. Concentração de microplásticos nas águas superficiais do oceano ao redor do planeta. Destaque para a elevadas concentrações e alta densidade de amostragem em giros oceânicos. Adaptado do modelo de Van Sebille, *et al.* (2015), disponível em: www.grida.no/resources/6913.

No ambiente de praia, a zona intertidal, sujeita a maior dinâmica de deposição e remoção de microplásticos pela ação das ondas, tende a atuar como um ambiente de retrabalhamento e potencial transferência da carga de entrada de microplásticos. Já as áreas mais baixas do terraço marinho, que representam a zona de *backshore*, geralmente atuam como ambientes de acumulação da deposição de microplásticos que ocorrem na zona intertidal (MOREIRA *et al.*, 2016; TURRA *et al.*, 2014). Além disso, a dinâmica da zona intertidal pode ser responsável por variações espaciais e temporais na estimativa da abundância de microplásticos nas linhas de maré (MOREIRA *et al.*, 2016).

3.3 Metodologias analíticas para a análise de microplásticos em sedimentos

Para que os microplásticos amostrados em ambientes naturais sejam quantificados e caracterizados, é necessário separá-los da matriz contendo partículas inorgânicas e orgânicas, preservando os polímeros sintéticos em relação à sua forma, tamanho, abundância e composição química (CRAWFORD; QUINN, 2016; ENDERS *et al.*, 2020). Neste sentido, a principal técnica de separação utilizada usufrui de uma das características dos polímeros que torna o plástico um material atrativo: sua baixa densidade. A densidade dos polímeros plásticos comerciais pode variar de $0,6 \text{ g cm}^{-3}$ a $1,8 \text{ g cm}^{-3}$ dependendo do tipo de polímero, enquanto a densidade típica de areias e outros sedimentos é de aproximadamente $2,65 \text{ g cm}^{-3}$. Entretanto, ressalta-se que a densidade dos principais polímeros plásticos utilizados no cotidiano e, conseqüentemente, encontrados em amostras ambientais (polipropileno (PP), poliestireno (PS), polietileno de alta e baixa densidade (HDPE e LDPE, respectivamente)) varia entre $0,9 \text{ g cm}^{-3}$ e $1,1 \text{ g cm}^{-3}$ (HIDALGO-RUZ *et al.*, 2012). Dessa forma, a diferença de densidade entre os principais componentes da matriz ambiental amostrada e dos principais polímeros encontrados em amostras ambientais é explorada no processo de separação por densidade.

Neste procedimento, adiciona-se à amostra de sedimento uma solução salina saturada com densidade intermediária em relação aos microplásticos e partículas de sedimento. O material é então agitado por um tempo definido e em seguida decanta, sendo esperado que o sedimento decante enquanto os microplásticos permaneçam em suspensão ou flutuando sobre a superfície da solução (HIDALGO-RUZ *et al.*, 2012). A solução contendo o sobrenadante deve ser filtrada e os potenciais microplásticos serão retidos pelo filtro.

Frequentemente utiliza-se a solução salina saturada por NaCl ($d \approx 1,2 \text{ g cm}^{-3}$) para o procedimento de separação por densidade. Entretanto, considerando a possibilidade de encontrar polímeros de densidade superior, como o polietileno tereftalato (PET) ($d \approx 1,4 \text{ g cm}^{-3}$) ou o policloreto de vinila (PVC) ($d \approx 1,5 \text{ g cm}^{-3}$), autores utilizam alternativamente soluções saturadas de cloreto de zinco (ZnCl_2 ; $d \approx 1,8 \text{ g cm}^{-3}$), iodeto de sódio (NaI; $d \approx 1,8 \text{ g cm}^{-3}$), brometo de sódio (NaBr; $d \approx 1,4 \text{ g cm}^{-3}$) ou politungstato de sódio ($3\text{Na}_2\text{WO}_4 \cdot 9\text{WO}_3 \cdot \text{H}_2\text{O}$; $d \approx 1,4 \text{ g cm}^{-3}$) (FRIAS *et al.*, 2018; HANVEY *et al.*, 2017; QIU, *et al.*, 2016). O tempo de agitação e decantação varia nos estudos reportados na literatura, de alguns minutos a horas, de acordo com o volume da amostra de sedimento (HIDALGO-RUZ *et al.*, 2012).

A natureza da matriz ambiental amostrada e o tamanho dos microplásticos a serem identificados influenciam na eficiência da extração através da separação por densidade. Em matrizes sólidas não homogêneas, como solos e sedimentos, as partículas minerais de granulometria fina e alta capacidade de formação de agregados estáveis contribuem para tornar a extração dos microplásticos uma tarefa desafiadora, em especial quando se objetiva a identificação de microplásticos pequenos (ENDERS *et al.*, 2020; MÖLLER *et al.*, 2020). Neste sentido, alguns autores propõem a utilização de equipamentos específicos para aumentar a eficiência da extração de microplásticos de sedimentos. Imhof *et al.* (2012) aperfeiçoaram a técnica de separação por densidade através da construção do *Munich Plastic Sediment Separator*, alcançando eficiências de recuperação de 100% para microplásticos grandes (1-5 mm) e 95,5% para microplásticos pequenos (< 1 mm). Enders *et al.* (2020) desenvolveram um protocolo de procedimentos para extração de microplásticos de matrizes ricas em partículas sólidas, aprimorando a etapa de separação por densidade utilizando um funil de separação cônico adaptado e acoplado à uma esteira rotativa agitadora, alcançando eficiência de recuperação de 78% (125-150 μm) a 95% (450 μm).

Os solos e sedimentos podem possuir conteúdo expressivo de material orgânico, que interage com as partículas inorgânicas e com os outros componentes do solo de forma complexa, inclusive contribuindo para a formação e estabilidade de agregados (CLAPP *et al.*, 2005). A separação por densidade pode ser ineficiente na extração de material orgânico, uma vez que a densidade típica das partículas de matéria orgânica do solo gira em torno de 1,0 a 1,4 $\text{g}\cdot\text{cm}^{-3}$ (BLÄSING; AMELUNG, 2018). Além disso, há uma tendência de formação de biofilmes microbianos na superfície dos microplásticos, o que pode contribuir para o enclausuramento da partícula por compostos orgânicos, comprometendo etapas posteriores de identificação visual e/ou caracterização química (HANVEY *et al.*, 2017; LÖDER e GERDTS, 2015). Neste sentido, recomenda-se a adoção de uma etapa de digestão, objetivando a remoção do conteúdo de matéria orgânica presente nas amostras.

Para remoção da matéria orgânica, geralmente utiliza-se reagentes químicos oxidantes, ácidos ou básicos para a preparação da solução digestora. As principais soluções utilizadas são de ácido clorídrico (HCl), hidróxido de sódio (NaOH) e peróxido de hidrogênio (H_2O_2) (CLAESSENS *et al.*, 2013; HURLEY *et al.*, 2018). Autores ressaltam a adequabilidade da solução de H_2O_2 (30%) em relação a extrações ácidas e básicas, pois resulta em alterações mínimas nas características dos microplásticos como forma, tamanho e espectro resultante (NUELLE *et al.*, 2014). Alguns autores propõem a utilização do reagente de Fenton, solução

de H₂O₂ adicionada de substância catalisadora, como alternativa de alta eficiência e baixo custo para o tratamento rápido de amostras com alto teor de matéria orgânica (HURLEY *et al.*, 2018; TAGG *et al.*, 2017). Entretanto, considerações quanto ao controle da elevação de temperatura, já que esta é uma reação exotérmica, e do pH podem dificultar a operacionalização do processo de digestão (HURLEY *et al.*, 2018). Ainda, quando trata-se de amostras biológicas, ricas em tecido animal, a utilização de solução digestora de hidróxido de potássio (KOH) e hipoclorito de sódio (NaClO) tem se mostrado adequada como alternativa eficiente e de baixo custo (ENDERS *et al.*, 2017, 2020; STRAND e TAIROVA, 2016).

Após realizados os procedimentos de remoção da matriz amostrada, as partículas potenciais microplásticas devidamente separadas devem ser identificadas, contadas e caracterizadas. O método mais simples e utilizado para identificação de microplásticos é a análise visual, com auxílio de microscopia óptica (CRAWFORD; QUINN, 2016; HIDALGO-RUZ *et al.*, 2012). Embora não permita a classificação dos polímeros constituintes das partículas, podendo resultar na adoção de falsos positivos ou negativos, a análise visual por microscopia possibilita a descrição morfológica e caracterização das partículas em termos de textura e cor, sendo considerada etapa essencial em estudos com microplásticos (HE *et al.*, 2018; HIDALGO-RUZ *et al.*, 2012; SHIM *et al.*, 2017). Como forma de confirmação, alguns autores utilizam a técnica da agulha quente ou do esquentamento rápido para a detecção de polímeros termoplásticos, nesse caso não abrangendo polímeros termorrígidos e de alta densidade (MÖLLER *et al.*, 2020). Dessa forma, vale ressaltar que só é possível confirmar a identificação de microplásticos (principalmente < 500µm) e seus polímeros constituintes através de técnicas de identificação química (SILVA *et al.*, 2018).

Em geral, as técnicas de espectroscopia de infravermelho por transformada de Fourier (FTIR – *Fourier-transform Infrared Spectroscopy*) e espectroscopia Raman são as mais utilizadas para identificação química dos polímeros (ELERT *et al.*, 2017; HANVEY *et al.*, 2017; SHIM *et al.*, 2017). Através da espectroscopia vibracional, as vibrações das moléculas excitadas de um polímero podem ser detectadas na faixa espectral do FTIR ou Raman, de forma que cada polímero possui sua própria assinatura em termos de espectro, em função de sua estrutura molecular (KÄPPLER *et al.*, 2016). Essas técnicas permitem uma análise não destrutiva e rápida identificação dos polímeros presentes nas amostras, através da comparação de espectros obtidos nas partículas amostradas com espectros de bases de dados de polímeros plásticos. Embora sejam consideradas complementares, ambas as técnicas de espectroscopia vibracional

(FTIR e Raman) são adequadas para a identificação de microplásticos (KÄPPLER *et al.*, 2016; QIU, Qiongxuan *et al.*, 2016; SILVA *et al.*, 2018).

Alguns métodos de análises térmicas também têm sido utilizados para a identificação dos polímeros presentes em amostras de microplásticos, utilizando da detecção de mudanças em características físicas e químicas dos polímeros (SHIM *et al.*, 2017). Neste sentido, a análise combinada da cromatografia gasosa de pirólise com espectrometria de massa (Pyr-GC/MS – *Pyrolysis Gas Chromatography/Mass Spectrometry*) tem se mostrado promissora, relacionando os dados da decomposição do polímero na ausência de oxigênio com a temperatura aplicada, para obter assinaturas específicas atribuídas a cada tipo de polímero (HANVEY *et al.*, 2017). Entretanto, apesar de se apresentarem como técnicas robustas para a identificação de polímeros plásticos e até permitirem a análise de aditivos plásticos (QIU, Qiongxuan *et al.*, 2016), as análises térmicas são técnicas destrutivas e, conseqüentemente, não é possível obter informações de parâmetros morfológicos e do número de partículas presentes em uma amostra (CRAWFORD e QUINN, 2016; ELERT *et al.*, 2017; HANVEY *et al.*, 2017).

O sucesso na etapa de identificação dos microplásticos é diretamente dependente da eficiência das etapas prévias de remoção da matriz: separação por densidade e digestão de material orgânico (BLÄSING e AMELUNG, 2018). Embora haja uma ampla gama de técnicas sendo utilizadas para o processamento de amostras e identificação de microplásticos, diversos autores ressaltam a necessidade do desenvolvimento de técnicas analíticas padronizadas para a análise de microplásticos em solos e sedimentos (HANVEY *et al.*, 2017; QIU, *et al.*, 2016; SILVA *et al.*, 2018; VAN CAUWENBERGHE *et al.*, 2015).

3.4 Impactos da interação entre microplásticos e organismos

Considerando a distribuição ubíqua em diversas matrizes ambientais, é provável que os organismos aquáticos e terrestres interajam com microplásticos. Devido ao seu tamanho reduzido, microplásticos são considerados biodisponíveis para diversos organismos na cadeia alimentar, e sua composição e associação com substâncias nocivas representam riscos de toxicidade e bioacumulação (COLE *et al.*, 2011). Geralmente a principal preocupação associada à interação dos microplásticos com a biota geralmente é relacionada à ingestão dessas partículas por diferentes tipos de organismos (VAN CAUWENBERGHE *et al.*, 2015). Tamanho e densidade são fatores determinantes para a dinâmica da interação de microplásticos com a biota (VAN CAUWENBERGHE *et al.*, 2015). Plásticos de baixa densidade apresentam flutuabilidade positiva e maior probabilidade de interagir com organismos que vivem em

suspensão, enquanto plásticos de densidade elevada tendem a submergir lentamente, estando disponíveis para organismos que se alimentam na suspensão bentônica (WRIGHT *et al.*, 2013). O tamanho reduzido favorece a ingestão de microplásticos por organismos planctívoros, que se alimentam de partículas em suspensão com dimensões semelhantes, e pode atuar como um fator limitante para a ingestão por espécies de níveis tróficos inferiores (BOTTERELL *et al.*, 2019; VAN CAUWENBERGHE *et al.*, 2015).

Os impactos da ingestão de microplásticos têm sido investigados em espécies de diferentes níveis da cadeia trófica marinha, incluindo invertebrados, como bivalves (BROWNE *et al.*, 2008; LI *et al.*, 2016), anelídeos marinhos (GREEN *et al.*, 2016) e crustáceos (WATTS *et al.*, 2014), além de vertebrados, como peixes (FERREIRA *et al.*, 2016; LU *et al.*, 2016), aves marinhas (BESSA *et al.*, 2019), tartarugas (DUNCAN *et al.*, 2019) e mamíferos (HERNANDEZ-MILIAN *et al.*, 2019). Efeitos adversos da interação com microplásticos são identificados na alimentação, crescimento, reprodução e sobrevivência de diversos organismos marinhos, sendo variáveis de acordo com a taxa de exposição (FOLEY *et al.*, 2018). Frequentemente, observa-se uma redução no consumo de presas naturais quando microplásticos estão presentes, e uma vez ingeridas, essas partículas podem ficar aderidas à superfície do trato intestinal com o potencial de causar obstrução e danos físicos ao sistema digestivo (FOLEY *et al.*, 2018; VAN CAUWENBERGHE *et al.*, 2015). A bioacumulação de microplásticos em organismos marinhos de diferentes níveis tróficos já foi evidenciada em ambiente natural e laboratorial, sendo organismos consumidores secundários os que apresentam, em média, maiores níveis de bioacumulação (MILLER *et al.*, 2020). Por outro lado, embora a biomagnificação de microplásticos com transferência entre organismos de diferentes níveis na cadeia trófica tenha sido demonstrada em condições laboratoriais (FARRELL; NELSON, 2013), análises de estudos de campo ainda não confirmam a ocorrência do fenômeno em ambiente natural (MILLER *et al.*, 2020).

Devido à natureza hidrofóbica e elevada superfície específica, os microplásticos possuem tendência de adsorção de poluentes químicos e podem atuar como vetor de diversos tipos de contaminantes (AUTA *et al.*, 2017). Características relativas aos microplásticos como tipo e tamanho e estágio de degradação, além de características químicas dos contaminantes, são determinantes para a taxa e magnitude da adsorção (KHALID *et al.*, 2021). A hidrofobicidade e polarização molecular de poluentes orgânicos persistentes (POPs), possivelmente presentes no ambiente aquático, favorece a atração e interação com os microplásticos (KHALID *et al.*, 2021; QIU *et al.*, 2019). Diversos poluentes orgânicos já foram identificados associados aos

microplásticos em ambientes aquáticos, como DDTs (dicloro-difenil-tricloroetano), PAHs (hidrocarbonetos-policíclicos-aromáticos), PCBs (bifenil-policlorados), PDBEs (éster-difenil-polibromados), antibióticos, entre outros (BAKIR *et al.*, 2014; GUO; WANG, 2019; KHALID *et al.*, 2021; MAI *et al.*, 2018; YEO *et al.*, 2020). Analogamente, a interação de microplásticos com metais potencialmente tóxicos pode ser influenciada pela superfície específica, densidade de cargas na superfície das partículas, eletronegatividade dos elementos sorventes e pH do meio (KHALID *et al.*, 2021; ZOU *et al.*, 2020). Neste sentido, estudos têm demonstrado forte interação eletrostática entre microplásticos e o íon Pb^{2+} , apresentando maior afinidade aos microplásticos quando comparado ao Cd^{2+} e Cu^{2+} (TURNER, 2016; ZOU *et al.*, 2020). A associação de alguns metais (p.e. Pb, Cd e Br) com os microplásticos também pode ser relacionada a aditivos incorporados aos plásticos durante sua produção, com funções de estabilizantes, colorantes e retardantes de queima (TURNER, 2016; TURNER, *et al.*, 2020). Autores ainda ressaltam que o risco da exposição de organismos ao Pb e outros metais pela ingestão de microplásticos pode ser mais relevante devido à presença de aditivos, historicamente incorporados à composição dos plásticos, do que a acumulação gradual de íons metálicos presentes na coluna d'água à superfície dos microplásticos (TURNER, *et al.*, 2020).

Além de contribuir para a adsorção de contaminantes químicos, a elevada superfície específica dessas partículas representa um ambiente favorável para a colonização por biofilmes microbianos e outros tipos de organismos que utilizam os microplásticos como substrato para seu desenvolvimento (DA COSTA *et al.*, 2017). Os organismos estabelecidos na superfície dos microplásticos, chamados de organismos “epiplásticos”, constituem um novo ecossistema marinho denominado “plastisfera” (LACERDA *et al.*, 2019; ZETTLER *et al.*, 2013). A comunidade epiplástica pode ser composta por bactérias, fungos, algas, diatomáceas, invertebrados marinhos e diferir da comunidade identificada em bacias oceânicas onde os itens de plástico são amostrados (LACERDA *et al.*, 2019; ZETTLER *et al.*, 2013). A presença da plastisfera pode influenciar na biodisponibilidade dos microplásticos, uma vez que as partículas passam a se assemelhar com alimento quando colonizadas por biofilmes, especialmente para os organismos oligotróficos (AMARAL-ZETTLER *et al.*, 2015). A presença de biofilmes ainda modifica características físico-químicas do plástico, o que influencia diretamente na densidade, fluabilidade e, conseqüentemente, na dinâmica de sedimentação das partículas. Dessa forma, os microplásticos passam a ocupar posições diferenciadas na coluna d'água, o que também afeta sua biodisponibilidade (LOBELLE; CUNLIFFE, 2011; VAN CAUWENBERGHE *et al.*, 2015). Adicionalmente, organismos patogênicos podem estar presentes nos biofilmes aderidos

à superfície dos microplásticos e até apresentarem seletividade pela superfície do plástico em relação a substratos naturais em alguns casos, representando um potencial risco de transmissão de doenças (VIRŠEK *et al.*, 2017; WU *et al.*, 2019).

O transporte oceânico por longas distâncias de itens plásticos colonizados por diversos tipos de organismos oferece a oportunidade de dispersão dessas espécies pelo globo, ressaltando o risco da introdução de espécies exóticas em ecossistemas prístinos (BARNES, 2002). A preocupação é ecologicamente mais significativa quando se trata do Oceano Austral e ecossistema antártico, onde o endemismo de espécies é favorecido pela dinâmica da Corrente Circumpolar Antártica (CCA) e pelas baixas temperaturas (IVAR DO SUL *et al.*, 2011). Embora a presença de itens antrópicos colonizados por organismos no oceano reduza nas latitudes mais elevadas, o aquecimento gradativo das regiões polares pode contribuir para aumentar a abundância desses organismos colonizadores (BARNES, 2002). Estima-se que os itens plásticos elevam a susceptibilidade do transporte de organismos para regiões sub-polares e, aliado à evidências da entrada e acumulação de lixo antrópico em regiões costeiras da Antártica (CONVEY *et al.*, 2002), representam uma possível via de entrada de espécies exóticas ao ecossistema antártico (BARNES, 2002; DO SUL *et al.*, 2011).

3.5 Microplásticos no ecossistema antártico

A Antártica, durante muito tempo visto como prístina, conserva registros da influência humana desde às primeiras expedições datadas do século XIX, destinada à caça de baleias e focas (VILLAGRAN *et al.*, 2013). Embora seja frequentemente considerado um ambiente isolado devido à dinâmica da frente polar, evidências de contaminação plástica no ecossistema antártico remontam da década de 80, associada à ingestão de lixo plástico por espécies de aves marinhas que habitam este ambiente durante todo o período do ano (VAN FRANEKER; BELL, 1988). Mais recentemente, o aumento da preocupação com a contaminação por microplásticos em todos os oceanos do globo tem motivado diversos estudos a investigar a presença deste contaminante no continente antártico e no Oceano Austral (WALLER *et al.*, 2017).

Na última década, estudos reportaram a presença de microplásticos (Figura 2) na água marinha do Oceano Austral (ABSHER *et al.*, 2019; CINCINELLI *et al.*, 2017; ISOBE *et al.*, 2017; LACERDA *et al.*, 2019), em sedimentos marinhos antárticos (MUNARI *et al.*, 2017; REED *et al.*, 2018; WALLER *et al.*, 2017), no gelo marinho (KELLY *et al.*, 2020) e em componentes da cadeia trófica marinha antártica, entre vertebrados (BESSA *et al.*, 2019; LE GUEN *et al.*, 2020) e invertebrados (SFRISO *et al.*, 2020).

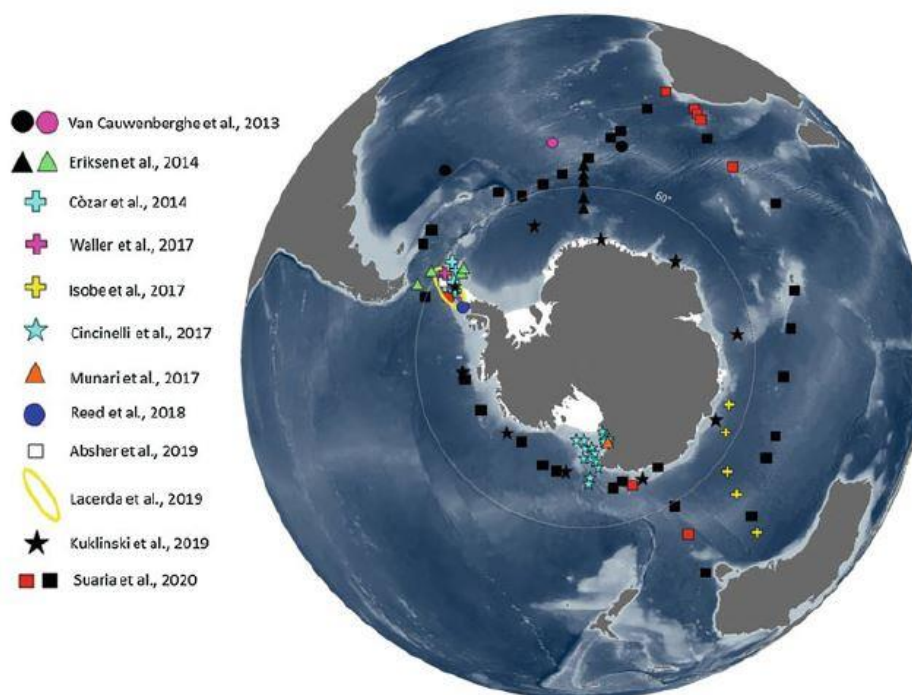


Figura 2. Localização de amostras coletadas para estudos com microplásticos (exceto biota). Símbolos pretos representam amostras em que não foram encontrados microplásticos. Fonte: Tirelli *et al.*, 2020.

Ainda que as concentrações ou abundâncias de microplásticos identificados nesses estudos sejam inferiores ao que geralmente é reportado em outras partes do globo, a presença dessas partículas em áreas próximas à costa é mais frequente (TIRELLI *et al.*, 2020). Mesmo com uma população relativamente pequena realizando atividades anualmente no continente, as atividades desenvolvidas nos navios, estações de pesquisa e os efluentes gerados nessas atividades podem contribuir representativamente como fontes pontuais de contaminação por microplásticos (CINCINELLI *et al.*, 2017; MUNARI *et al.*, 2017). As cargas de entrada de microplásticos no ambiente marinho antártico por fontes locais são consideradas negligenciáveis à escala do Oceano Austral, mas podem ser expressivas em uma escala local (WALLER *et al.*, 2017). A possibilidade da transferência por correntes marítimas de itens plásticos de baixas latitudes também pode ser considerada, especialmente sob a influência de eventos climáticos extremos, conforme demonstrado a partir de modelagem, com dados de circulação oceânica, e observação de material biológico transportado (FRASER *et al.*, 2018; WALLER *et al.*, 2017). Evidências da presença de microplásticos em água doce continental proveniente de canais de degelo em uma ASPA terrestre ainda sugerem a influência de fontes atmosféricas na entrada deste tipo de contaminação para o ecossistema antártico (GONZÁLEZ-PLEITER *et al.*, 2020)

Suaria *et al.* (2020), em expedição circumpolar antártica, identificaram apenas 5 microplásticos (< 5 mm) em 33 amostras coletadas na superfície do mar, resultando em concentrações de 0,00019 a 0,0012 partículas m⁻³ (57 a 353 partículas km⁻²) (SUARIA *et al.*, 2020). Também em expedição circumpolar antártica distante da costa e com amostragem na superfície do oceano, Kuklinski *et al.* (2019) identificaram de 0,002 a 0,037 partículas m⁻³, porém posteriormente identificadas em análise espectroscópica como material silicoso de possível origem biogênica, sugerindo ausência de contaminação por microplásticos. Por outro lado, Cincinelli *et al.* (2017) identificaram uma redução gradual na concentração e diferenças nos tipos de microplásticos com o distanciamento da Estação Antártica Mario Zucchelli, indicando contaminação possivelmente influenciada pelas unidades de tratamento de esgoto da estação. Comportamentos semelhantes foram observados em estudos investigando a presença de microplásticos em sedimentos marinhos nas proximidades de estações de pesquisa, com tendência de redução da concentração a partir do distanciamento das estações (MUNARI *et al.*, 2017; REED *et al.*, 2018).

Autores sugerem que, uma vez transportados além da CCA ou introduzido por fontes locais, os microplásticos se mantêm retidos no ambiente marinho antártico influenciados pelo giro da corrente (ISOBE *et al.*, 2017). Em estudo coletando amostras em água superficial em 12 regiões de amostragem ao redor da Península Antártica, autores identificaram uma média de 1794 partículas km⁻², com predominância de polímeros pouco comuns no oceano (poliuretano (PU) e poliamida (PA)). A partir de modelo de dispersão com dados oceanográficos, foi demonstrado que as partículas amostradas permaneceram no Oceano Austral pelos últimos 7 anos (LACERDA *et al.*, 2019). Tais observações corroboram a tendência de acumulação de resíduos plástico no ambiente antártico sugerida em estudo com 30 anos de monitoramento em duas ilhas do Mar de Scotia (WALUDA *et al.*, 2020), e reforça a hipótese de que as principais fontes de contaminação por microplásticos na região são predominantemente locais (LACERDA *et al.*, 2019; MUNARI *et al.*, 2017; WALLER *et al.*, 2017).

Geralmente a principal preocupação em relação à contaminação por microplásticos está relacionada à ingestão pela biota, e no continente antártico, os impactos deste tipo de contaminação podem ser ainda mais relevantes. Lacerda *et al.* (2019) caracterizou a plastisfera antártica, identificando bactérias, colônias de invertebrados marinhos, microalgas e diatomáceas como parte da comunidade epiplástica. Sfriso *et al.* (2020) observou acumulação de microplásticos em espécies de organismos bentônicos com diferentes estratégias de alimentação, com bivalves e gastrópodes sendo os organismos mais afetados, porém sem

evidências de biomagnificação entre as diferentes espécies. Recentemente, foi demonstrado que o krill antártico (*Euphausia superba*), organismo filtrante e importante produtor primário da cadeia alimentar marinha antártica, pode ingerir e fragmentar microplásticos em condições laboratoriais (DAWSON *et al.*, 2018a). Entretanto, também em ambiente laboratorial, não foi possível obter evidências de toxidez ou bioacumulação na interação de microplásticos com o krill (DAWSON *et al.*, 2018b). Microplásticos também foram detectados na excreta de quatro espécies diferentes de pinguins que habitam o ecossistema antártico (BESSA *et al.*, 2019; FRAGÃO *et al.*, 2021; LE GUEN *et al.*, 2020). No caso do pinguim-rei (*Aptenodytes patagonicus*), a excreta de indivíduos adultos que se alimentam em latitudes além da CCA possuía maior concentração de microfibras em relação a excreta de indivíduos jovens que não saem do ecossistema antártico. A observação sugere que esses organismos podem contribuir para importar microfibras para o ecossistema antártico (LE GUEN *et al.*, 2020). A confirmação da presença de microplásticos relacionada a organismos produtores primários e predadores do ambiente marinho antártico ressaltam a necessidade do monitoramento deste tipo de contaminante nas espécies de diferentes níveis tróficos e nas matrizes ambientais relacionadas ao seu habitat.

O Protocolo de Proteção Ambiental do Tratado da Antártica prevê que os países que desenvolvem atividades no continente se comprometam a realizar o monitoramento de parâmetros ambientais, afim de avaliar os possíveis impactos das atividades humanas no continente, além de exigir o controle do descarte de resíduos e efluentes gerados nas áreas de atuação (CEP, 1991a, b, c). No entanto, o Protocolo não estabelece estratégias de monitoramento periódicas e nem define parâmetros ambientais a serem monitorados. Assim, ainda que a presença de microplásticos na Antártica esteja gradualmente se tornando alvo de investigação, diversos autores ressaltam que informações acerca da abundância, dinâmica e possíveis impactos deste tipo de contaminante no continente e nas águas que o cercam continuam escassos, fomentando o desenvolvimento de novas pesquisas com microplásticos no ecossistema antártico (REED *et al.*, 2018; SFRISO *et al.*, 2020; WALLER *et al.*, 2017).

4 CARACTERIZAÇÃO DAS ÁREAS DE ESTUDO

4.1 ASPA 128

A ASPA 128 (16,8 km²; 58°27'40" W, 62°11'50" S) está localizada na face oeste da entrada da Baía do Almirantado, na Ilha Rei George (Arquipélago das Shetlands do Sul, Antártica Marítima) (Figura 3). A região da Ilha Rei George está situada em zona climática caracterizada por altas temperaturas e alta disponibilidade de água líquida quando comparada à outras zonas climáticas na Antártica (SCHAEFER *et al.*, 2007; TURNER *et al.*, 2004), possuindo clima tipicamente marinho com pequenas variações de temperatura ao longo do ano e alta umidade relativa do ar (FERRON *et al.*, 2004). Entretanto, devido à localização marginal à plataformas de gelo marinho e alta dinâmica atmosférica, as condições climáticas na região são instáveis (BINTANJA, 1995; KEJNA *et al.*, 2013).

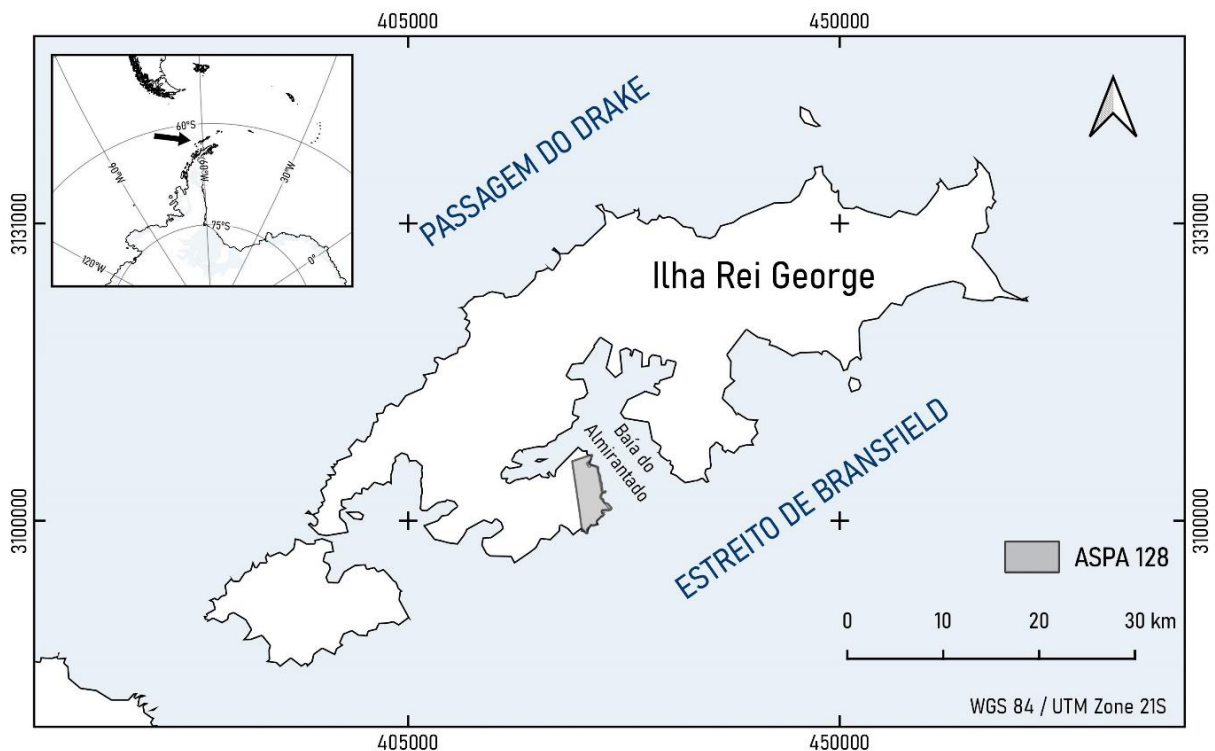


Figura 3. Localização da Ilha Rei George, com destaque para a ASPA 128.

O clima é influenciado pela passagem de sistemas de ciclones que transportam ar relativamente quente e úmido, com ventos fortes e alta precipitação (BINTANJA, 1995; FERRON *et al.*, 2004). A temperatura atmosférica média da região (série 1982-2002 da Estação Antártica Comandante Ferraz) varia de -6,4 °C em julho, a 2,3 °C em fevereiro (SCHAEFER *et al.*, 2007), com precipitação média anual de 506 mm, para o período de 1978-1996 (MARSZ e STYSZYNSKA, 2000). Foi observado aumento significativo de 0,19 °C por década na Ilha Rei

George para o período de 1948-2011, que é principalmente influenciado pelo aquecimento de inverno (KEJNA *et al.*, 2013). Esse aquecimento tem contribuído para a aceleração do recuo das geleiras locais, que cobrem boa parte do interior da ilha, influenciando nos processos glaciofluviais e de dinâmica costeira (BINTANJA, 1995; RACHLEWICZ, 1999). Entre 1979 e 2018, cerca de 6 km² de área glaciada se tornaram áreas livres de gelo que (PUDEŁKO *et al.*, 2018), ao todo, representam mais de 50% da área total da ASPA 128 (ATCM, 2014).

Os principais movimentos de massas de ar que influenciam as condições climáticas da Ilha Rei George estão relacionadas à circulação atmosférica oeste, com movimentos de oeste a leste ao longo da Passagem do Drake (KEJNA *et al.*, 2013). Fluxos de ar inerciais são comuns no Estreito de Bransfield, face leste da ilha (FERRON *et al.*, 2004). Além disso, a parte norte da Península Antártica, com relevo montanhoso, atua como barreira para as massas de ar originadas no Mar de Weddell, contribuindo para formação de uma zona de baixa pressão na face oeste da península, o que faz da região da Antártica Marítima um centro regional de circulação atmosférica (BRAUN *et al.*, 2001; KEJNA *et al.*, 2013).

Com influência de tais condições, as principais direções dos ventos que atingem a Ilha Rei George são oeste, norte, noroeste e sudeste (BINTANJA, 1995; BRAUN *et al.*, 2001). Neste sentido, a ASPA 128 está localizada na costa a sotavento (*leeward*) da ilha, que geralmente apresenta menores quantidades de resíduos plásticos depositados quando comparada a costas a barlavento (*windward*) (IVAR DO SUL *et al.*, 2009).

A costa leste da Ilha Rei George, onde está localizada a ASPA 128, é banhada pelas massas de água que correm no Estreito de Bransfield. As principais correntes do Estreito de Bransfield fluem em direção nordeste, sendo influenciadas principalmente por águas da CCA, na Passagem do Drake, águas superficiais provindas do Mar de Weddell, e pela continuação da principal corrente profunda do Estreito de Gerlache (MOROZOV, 2007; ZHOU *et al.*, 2002). A CCA promove um jato subsuperficial de água salina e relativamente quente na parte norte do Estreito de Bransfield, que se dispersa na costa das ilhas do Arquipélago das Shetlands do Sul (MOROZOV, 2007). Além disso, em virtude da presença das ilhas e cordilheiras marinhas à norte e oeste, que atuam como barreiras restringindo a troca de massas de água mais profundas, o Estreito de Bransfield é considerado semi-fechado (ZHOU *et al.*, 2002).

Numa escala local, a circulação superficial de águas é dependente da direção dos ventos, quando estes são mais fortes que 4 m s⁻¹, vigentes nas campanhas de amostragem, possui como característica marcante um fluxo de saída de águas superficiais da Baía do Almirantado para o

Estreito de Bransfield. (PRUSZAK, 1980). Em correntes subsuperficiais observa-se a preponderância de fluxo de saída da Baía do Almirantado, apresentando baixo movimento transversal em relação às correntes principais (PRUSZAK, 1980). A Baía do Almirantado abriga estações de pesquisa e refúgios de diferentes nacionalidades (Brasil, Polônia, Peru e Equador), e por isso, o fluxo predominante de saída de massas de água da baía pode representar uma potencial fonte de carga poluidora de microplásticos para praias da ASPA 128.

O material de origem dos solos e sedimentos da área de abrangência do estudo é composto por lavas, tufos vulcânicos, conglomerados, aglomerados e rochas vulcanoclásticas de material basáltico e andesítico, constituintes das formações Demay Point, Uchatka e Llano Point (BIRKENMAJER, 1980). São comuns nas áreas próximas à zona costeira feições holocênicas e periglaciais como morainas, depósitos de tálus e terraços marinhos soerguidos devido ao alívio isostático promovido pela deglaciação (BIRKENMAJER, 1980; FRANCELENO *et al.*, 2011). Nessas áreas identifica-se uma sucessão característica da dinâmica de transporte dos sedimentos a partir da escarpa, passando pelo depósito de tálus, com o *landslide* do sedimento até a praia. É possível distinguir as partes superiores e inferiores em relação à inclinação, onde a parte mais baixa é menos inclinada e com maior cobertura e influência da vegetação (DĄBSKI *et al.*, 2017).

A ASPA 128 foi designada visando minimizar os possíveis distúrbios antrópicos à rica fauna e flora presentes na área, representativa do ecossistema terrestre da Antártica Marítima (ATCM, 2014). A fauna diversa é composta por aves e mamíferos, destacando-se na área de abrangência do estudo a presença do pinguim de barbicha (*Pygoscelis antarctica*), pinguim-gentoo (*Pygoscelis papua*), a skua marrom (*Stercorarius lonnbergi*), elefantes-marinhos (*Mirounga leonina*) e lobos-marinhos-antárticos (*Arctocephalus gazela*). Outras aves e mamíferos são presentes ocasionalmente nas praias, como pinguins-Adélia (*Pygoscelis adeliae*), focas de Weddell (*Leptonychotes weddellii*), focas leopardo (*Hydrurga leptonyx*) e algumas espécies de petréis (ATCM, 2014).

As áreas habitadas por aves e mamíferos promovem intensa transferência de carbono e nutrientes para os solos contribuindo para formação de geoformas e solos ornitogênicos (SIMAS *et al.*, 2007). As áreas ornitogênicas possuem maior estabilidade frente aos processos físicos erosivos enquanto o enriquecimento por matéria orgânica permite o desenvolvimento químico dos solos, criando condições que favorecem o desenvolvimento de vegetação (SCHAEFER *et al.*, 2007; SIMAS *et al.*, 2007). Na ASPA 128, as áreas ornitogênicas com ocupação animal e presença de vegetação ocorrem geralmente em terraços marinhos, potenciais

zonas de acumulação de microplásticos. O desenvolvimento químico dos solos promovidos pela influência ornitogênica conduz, entre outras alterações nas características do solo, a redução do pH (SIMAS *et al.*, 2007), o que pode afetar a presença e morfologia superficial de polímeros sensíveis a valores reduzidos de pH (CLAESSENS *et al.*, 2013; COLE *et al.*, 2014). Além disso, sugere-se que a interação dos microplásticos com a biota seja influenciada pela cor e tamanho das partículas (EGBEOCHA *et al.*, 2018; SHAW; DAY, 1994), o que poderia contribuir para maior seleção dos microplásticos amostrados em áreas com ocupação animal.

4.2 ASPA 126

A ASPA 126 (84,7 km²; 62°34'35" S, 61°13'07" W) está localizada na Península Byers, situada na Ilha Livingston (Arquipélago das Shetlands do Sul, Antártica Marítima) (Figura 4). Assim como a Ilha Rei George, a Ilha Livingston fica localizada em uma área sob influência de condições climáticas excepcionais em relação ao restante do continente representando a região mais quente e úmida da Antártica (BAÑÓN *et al.*, 2013; SCHAEFER *et al.*, 2007; TURNER *et al.*, 2004). O clima na Ilha Livingston também é bastante influenciado pela intensa atividade de formação e movimentação de ciclones, com temperaturas médias que vão de 1,0 °C no verão a -6,6 °C no inverno (BAÑÓN *et al.*, 2013). A precipitação média anual (série da Estação Antártica Espanhola Juan Carlos I) é de 444,5 mm, sendo predominantes no verão os dias com precipitação líquida (BAÑÓN *et al.*, 2013).

Em um contexto regional de Antártica Marítima, a Ilha Livingston sofre influências da circulação atmosférica semelhantes às aquelas descritas para a Ilha Rei George (Item 4.1), onde a formação de uma zona de baixa pressão, promovida pela barreira montanhosa da Península Antártica, e a intensa atividade de ciclones na Passagem do Drake, contribuem para a passagem de massas de ar úmidas vindas do oceano e que atingem a região costeira em direção sudeste (BAÑÓN *et al.*, 2013; FERRON *et al.*, 2004). Em uma escala local, na Península Byers, a velocidade dos ventos é considerada moderada, porém raramente baixa, com média de 26 km/h e maior frequência nas direções nordeste e sudoeste (BAÑÓN *et al.*, 2013).

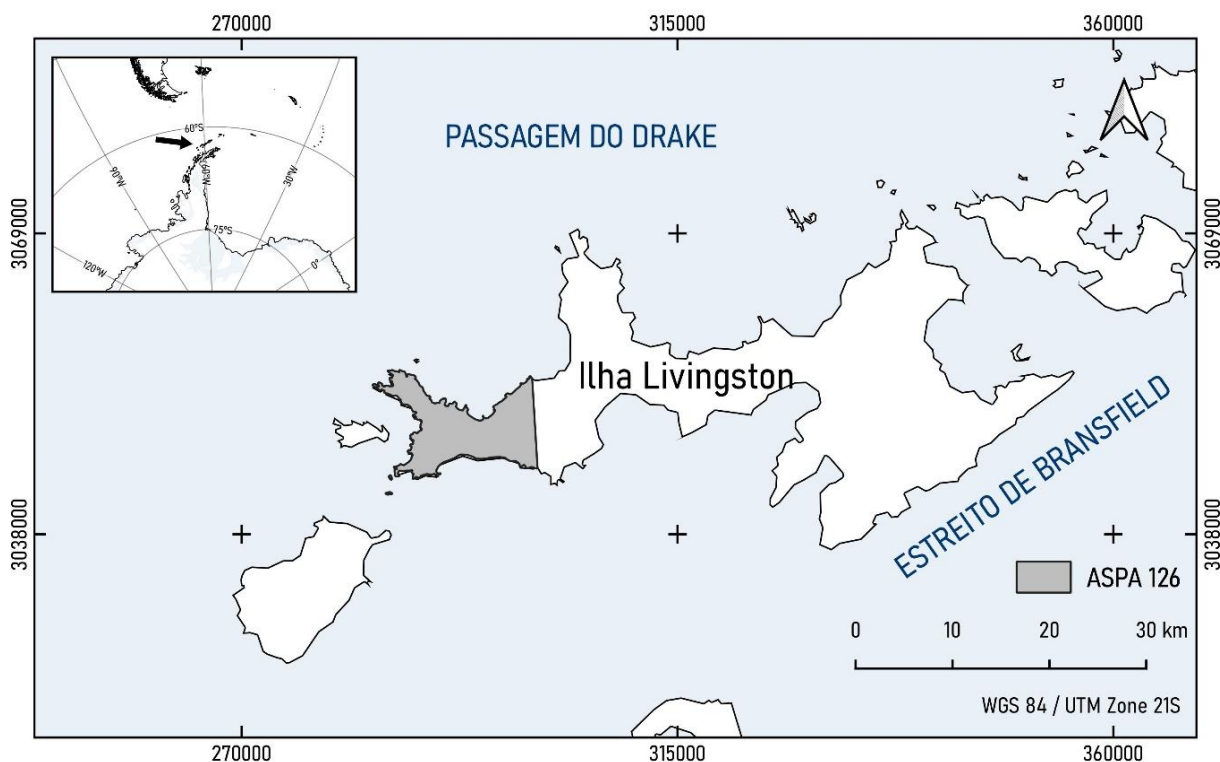


Figura 4. Localização da Ilha Livingston, com destaque para a ASPA 126.

A Península Byers é banhada pelas correntes que fluem na Passagem do Drake, à norte, e pelo Estreito de Bransfield, ao sul (Figura 4). As massas de água que fluem no Estreito de Bransfield, na face sul da Ilha Livingston, sofrem influência de águas provenientes do Mar de Weddel e do Estreito de Gerlache, além da CCA, assim como descrito para a Ilha Rei George (Item 4.1) (MOROZOV, 2007). No entanto, as duas ilhas representam extremos longitudinalmente opostos em relação à principal corrente que flui no Estreito de Bransfield (MOROZOV, 2007; ZHOU *et al.*, 2002). Adicionalmente, a ASPA 126 recebe influência direta das massas de água que correm pela Passagem do Drake com fluxo principal na direção oeste-leste representado pela influência da CCA (CHALLENGER *et al.*, 1996). É importante ressaltar que a CCA circula todo o continente antártico e conecta a maioria dos oceanos do globo, o que destaca seu papel no transporte e mistura de massas de água provenientes de diferentes oceanos (CHERESKIN *et al.*, 2009).

A ASPA 126 representa a maior área livre de gelo da Antártica Marítima (60,6 km²), onde os canais de drenagem desenvolvem relações com a rede de fraturas do material de origem vulcânico (LÓPEZ-MARTÍNEZ *et al.*, 2016; QUESADA *et al.*, 2009; VILLAGRAN *et al.*, 2013). Em decorrência, a paisagem é resultado de sistemas estruturais, periglaciais e de dinâmica marinha, com praias e paleo-praias holocênicas representando até 19% em área entre as unidades geomorfológicas da península (FARIA, 2010; LÓPEZ-MARTÍNEZ, J. *et al.*,

2016). A litologia é basicamente composta por rochas vulcânicas, vulcanoclásticas, sedimentares e corpos ígneos extrusivos, apresentando feições periglaciais como campos de solos poligonais, terraços marinhos soerguidos e depósitos de tálus na parte baixa das escarpas (LÓPEZ-MARTÍNEZ *et al.*, 2012; VILLAGRAN *et al.*, 2013). A presença de canais de drenagem e o baixo teor de sais solúveis nos solos de praia sugerem a ocorrência de lixiviação expressiva através dos perfis do solo, mesmo em solos mais próximos ao mar, onde o aporte de aerossóis marinhos é mais abundante (NAVAS *et al.*, 2008).

Apresentando um dos conjuntos mais completos de unidades paisagísticas da Antártica, com interações biológicas, hidrológicas e geológicas características, a área da ASPA 126 é considerada um sítio de referência para estudos nos ecossistemas terrestres e costeiros do arquipélago (QUESADA *et al.*, 2009).

5 METODOLOGIA

Considerando a carência de metodologias padronizadas para a coleta, processamento e análise de amostras de microplásticos em matrizes ambientais sólidas (CRAWFORD; QUINN, 2016; GESAMP, 2016; HANVEY *et al.*, 2017; HIDALGO-RUZ *et al.*, 2012; MÖLLER *et al.*, 2020; VAN CAUWENBERGHE *et al.*, 2015), a metodologia aqui proposta é baseada em recomendações e adaptações de técnicas utilizadas pela literatura, devidamente referenciada.

5.1 Amostragem

As amostras de sedimento foram coletadas durante a OPERANTAR XXXVIII, no período de 8 de fevereiro a 1 de março de 2020. Todas as amostras foram coletadas utilizando espátula de aço inox em um quadrante com arestas de 15 cm, a uma profundidade média de 5 cm. Antes de cada coleta realizada a espátula foi limpa com álcool e papel toalha, visando evitar a contaminação cruzada das amostras. Todas as amostras coletadas foram armazenadas em saco plástico envoltas por papel alumínio ou papel pardo, evitando o contato direto com material plástico.

As coletas de amostras em transectos foram realizadas seguindo recomendações de Crawford e Quinn (2016), Frias *et al.* (2018) e Hidalgo-Ruz *et al.* (2012). Em cada transecto foram coletadas ao menos 5 amostras, espaçadas por pelo menos 5 metros, em uma extensão de 70 a 300 metros na orientação paralela à costa. As amostras foram coletadas preferencialmente sobre a linha de maré, onde ocorre deposição de material orgânico (*strandline*). Em alguns casos, foram coletadas amostras distanciadas na orientação perpendicular à costa sobre o primeiro nível de terraço marinho e em diferentes linhas de maré (Tabela 1).

5.1.1 ASPA 128

Na ASPA 128, a amostragem se concentrou nas zonas costeiras, em praias, terraços marinhos e lagos de degelo influenciados pela elevação de maré, cobrindo áreas voltadas para a entrada da Baía do Almirantado e áreas voltadas para o Estreito de Bransfield (Figura 5). Foram coletadas amostras compostas de 5 transectos e 2 tipos de ocupação animal (mamíferos e pinguins) (Tabelas 1 e 2). Nos pontos com influência direta da fauna marinha antártica as amostras foram coletadas, em triplicata, em áreas representativas com presença visual de excremento animal. Foram amostrados pontos de influência por lobos-marinhos-antárticos (*Arctocephalus gazela*), pinguins de barbicha (*Pygoscelis antarctica*) e elefantes-marinhos (*Mirounga leonina*).

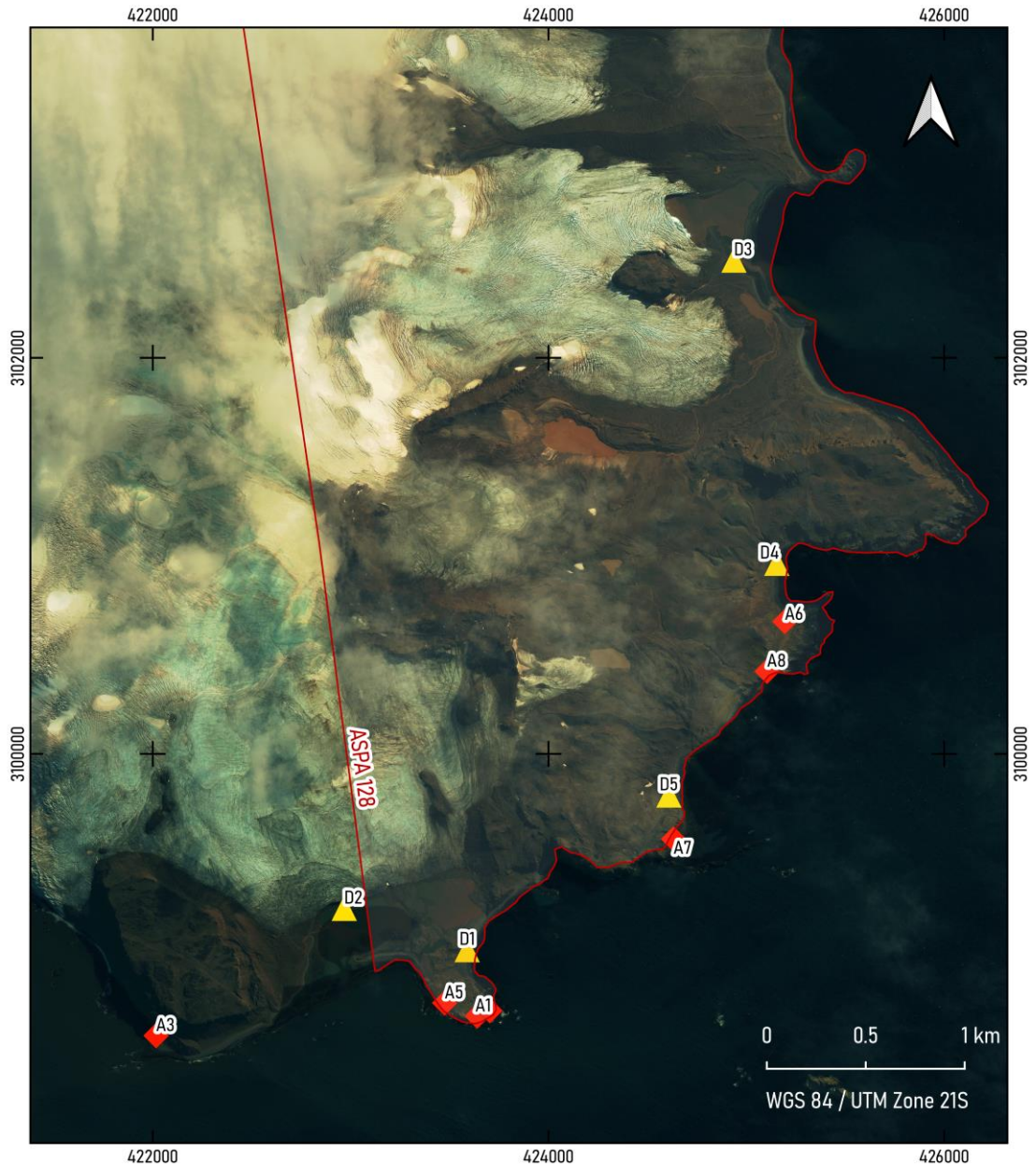


Figura 5. Pontos amostrados na ASPA 128. Os triângulos amarelos representam as coletas em transectos, enquanto os losangos vermelhos representam coletas realizadas em pontos com influência direta da fauna marinha antártica.

As amostras compostas foram obtidas, em laboratório, através da homogeneização de amostras simples dos pontos dos transectos, agrupados pelo tipo de ambiente amostrado (praia atual e terraço marinho, e/ou linhas de maré superior, inferior e única). Para as amostras de áreas com influência da fauna, as amostras simples foram agrupadas pelo tipo de ocupação animal predominante na área (mamíferos e pinguins). O procedimento de homogeneização das amostras simples foi realizado em recipiente de vidro, com posterior quarteamento com auxílio de espátula de aço inoxidável sobre superfície de papel, em ambiente com capela exaustora.

Tabela 1. Descrição da amostragem realizada nos transectos da ASPA 128. Imagens ilustrativas das áreas no Apêndice A.

Amostras	Nº de Pontos	Coord. Ponto Central	Descrição de Coleta
D1	5	21E 423589 3099012	Transecto realizado à beira mar sobre a linha de maré (n = 5), com distanciamento de aproximadamente 15 m de cada ponto.
D2 (1, 2)	6	21E 423033 3099281	Transecto realizado à beira de lago de degelo diretamente influenciado pela elevação de maré, sobre a linha de maré superior (1; n = 3) e inferior (2; n = 3). Pontos distanciados de aproximadamente 20 m entre si. Observou-se a presença de macroplásticos nas imediações do transecto.
D3	5	21E 424886 3102562	Transecto realizado sobre linha de maré única (n = 5) entre mar e lago de degelo influenciado pela elevação de maré. Pontos distanciados de aproximadamente 40 m entre si. Observou-se a presença de resíduos antrópicos (madeira). Área com trânsito de animais (<i>Arctocephalus gazela</i> e <i>Pygoscelis antarctica</i>).
D4 (1, 2, 3)	9	21E 425155 3101011	Transecto realizado com pontos coletados à beira mar sobre a linha de maré superior (1; n = 3), inferior (2; n = 3) e sobre o primeiro nível de terraço marinho (3; n = 3). Área com trânsito de animais (<i>Arctocephalus gazela</i>) e presença de vegetação (<i>Praziola sp.</i>). Pontos distanciados de aproximadamente 40 m no sentido paralelo à praia, e 30 m no sentido perpendicular à praia.
D5 (1, 2)	6	21E 424658 3099566	Transecto realizado com pontos coletados à beira mar em linha de maré única (1; n = 3) e sobre o primeiro nível de terraço marinho (2; n = 3). Pontos distanciados de aproximadamente 70 m no sentido paralelo à praia, e 30 m no sentido perpendicular à praia. Área de trânsito de animais (<i>Mirounga leonina</i> e <i>Arctocephalus gazela</i>).

Tabela 2. Descrição da amostragem realizada nos pontos com influência direta da fauna marinha antártica. Imagens ilustrativas das áreas no Apêndice A.

Amostras	Descrição de Coleta
Ac1 (A1, A3, A6, A7)	Coleta em área ocupada por mamíferos marinhos (<i>Mirounga leonina</i> e <i>Arctocephalus gazela</i>).
Ac2 (A2, A5, A8)	Coleta em pinguineiras ocupadas por <i>Pygoscelis antarctica</i> .

5.1.2 ASPA 126

Na ASPA 126, a amostragem cobriu praias voltadas para o Estreito de Bransfield e para a Passagem do Drake (Figura 6). Foram realizados dois transectos, coletando adicionalmente amostras estratificadas de 0-5 cm e de 5-15 cm (Tabela 3). Neste caso, as amostras compostas foram obtidas através da homogeneização de amostras simples dos pontos dos transectos, agrupados pela profundidade amostrada (0-5 cm e 5-15 cm). O procedimento de

homogeneização das amostras simples foi realizado em laboratório em recipiente de vidro, com posterior quarteamento com auxílio de espátula de aço inoxidável sobre superfície de papel, em ambiente com capela exaustora.

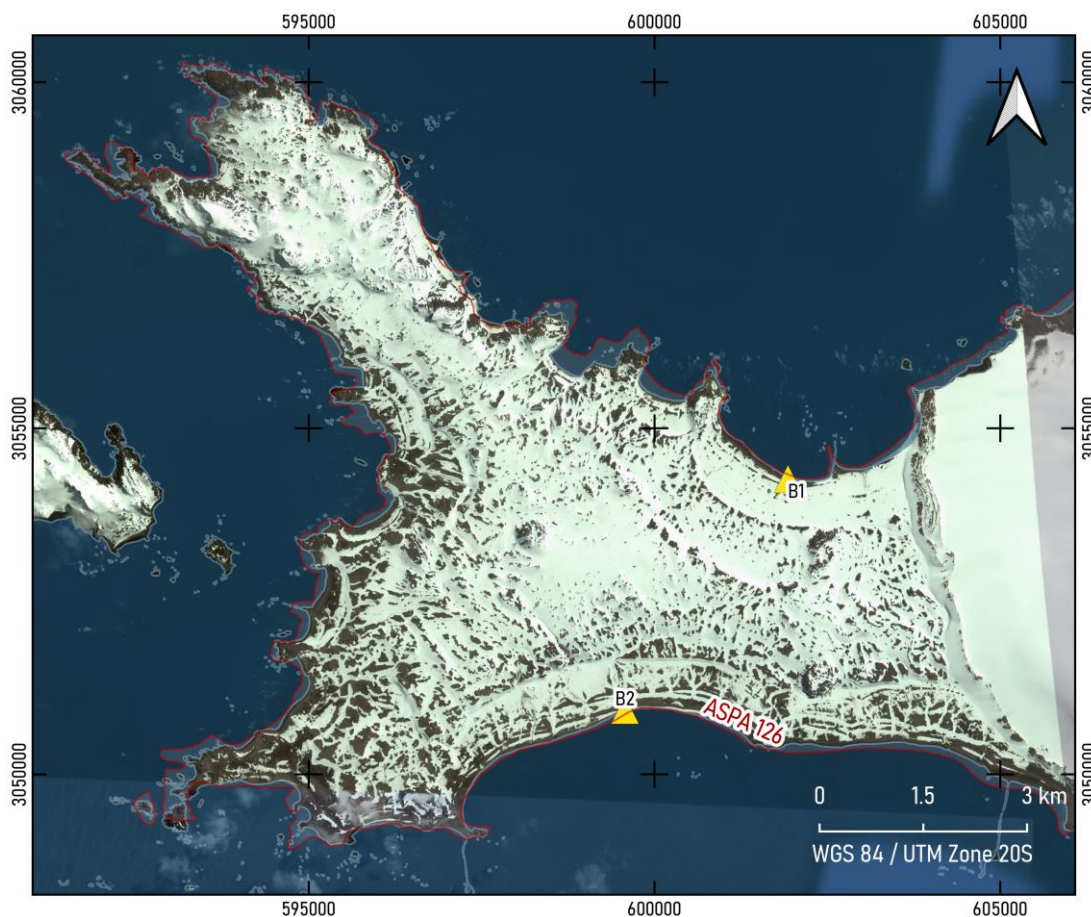


Figura 6. Transectos amostrados na ASPA 126.

Tabela 3. Descrição da amostragem realizada nos transectos da ASPA 126. Imagens ilustrativas das áreas no Apêndice A.

Amostras	Nº de Pontos	Coord. Ponto Central	Descrição de Coleta
B1 (1, 2)	5	20E 601929, 3054267	Transecto realizado sobre a linha de maré em praia voltada para a Passagem do Drake, com distanciamento de aproximadamente 5 m de cada ponto. Amostras coletadas a uma profundidade de 0-5 cm (1; n = 5) e 5-15 cm (2; n = 5).
B2 (1, 2)	5	20E 599573, 3050927	Transecto realizado sobre a linha de maré em praia voltada para o Estreito de Bransfield, com distanciamento de aproximadamente 5 m de cada ponto. Amostras coletadas a uma profundidade de 0-5 cm (1; n = 5) e 5-15 cm (2; n = 5).

5.2 Procedimentos Laboratoriais

Para reduzir o risco de contaminação cruzada em laboratório foram tomadas as seguintes medidas, conforme recomendação de Crawford e Quinn (2016), Frias *et al.* (2018) e Enders *et al.*, (2020): todo o procedimento de manuseio das amostras foi realizado em capela exaustora (exceto filtração); utilizou-se jaleco de algodão (100%) e luvas de nitrila durante todo procedimento de manuseio das amostras; as amostras foram acondicionadas e manuseadas em recipientes de papel, alumínio e vidro, evitando ao máximo o contato com superfícies plásticas; a vidraria utilizada nos procedimentos laboratoriais foi previamente limpa com água filtrada em filtro de papel com poros de diâmetro aproximado de 8 μm ($\text{Ø} \approx 8 \mu\text{m}$); todos os reagentes utilizados foram previamente filtrados em filtro de papel ($\text{Ø} \approx 8 \mu\text{m}$); dentro da capela exaustora, foram posicionados filtros de papel em placas de petri para monitorar a deposição aérea de partículas sempre que as amostras ou reagentes fossem abertos ao ar (branco atmosférico, BrA; Item 5.3); o procedimento contou com acompanhamento de amostras em branco que seguiram os mesmos procedimentos adotados para as amostras coletadas (branco processual, BrP; Item 5.3).

Baseado na temperatura máxima de serviço e temperatura de deflexão térmica dos polímeros comumente encontrados no ambiente (CRAWFORD; QUINN, 2016; QIU *et al.*, 2016) as amostras coletadas foram secas em estufa à 50 °C até atingirem massa constante, objetivando preservar as propriedades dos microplásticos.

5.2.1 Fracionamento granulométrico

Das amostras compostas secas, foi retirada uma alíquota de 100 g que foi submetida à fracionamento granulométrico visando isolar partículas com dimensões entre 500 μm e 5 mm. Este limite define a fração dos “microplásticos grandes”, conforme proposto por Hidalgo-Ruz *et al.*, (2012). Para isso, as amostras foram levemente destorroadas e peneiradas em cascata em malhas de 5 mm e 500 μm . O material na peneira de 5 mm e que ultrapassou a peneira de 500 μm foi descartado. O material retido na peneira de 500 μm foi armazenado e posteriormente analisado.

5.2.2 Separação por densidade

Em seguida, as amostras foram submetidas à etapa de separação por densidade utilizando solução salina saturada. Em um béquer de vidro adicionou-se às amostras, em proporção 3:1 (volume:peso) (CLAESSENS *et al.*, 2011; CRAWFORD; QUINN, 2016), solução saturada de

NaCl ($d \approx 1,2 \text{ g cm}^3$). O material foi agitado em agitador magnético por 20 minutos, com agitação manual utilizando bastão de vidro a cada 5 minutos, e posteriormente deixado para decantar por 2 horas. Em seguida, a solução foi filtrada à vácuo em filtro de papel ($\varnothing \approx 28 \mu\text{m}$). A solução filtrada foi reintroduzida ao béquer contendo a matriz sedimento e o procedimento de separação por densidade foi repetido uma vez. Os filtros de papel contendo o material sobrenadante retido foram encaminhados para etapa de digestão.

5.2.3 Digestão de material orgânico

O material retido no filtros obtidos na etapa de separação por densidade foi submetido à digestão oxidativa por peróxido de hidrogênio (H_2O_2 , 30%), conforme descrito por Enders *et al.*, (2020), para reduzir o teor de compostos orgânicos remanescentes nas amostras.

Para isso, as amostras foram depositadas em um béquer de vidro ao qual foi adicionado lentamente 5 ml de H_2O_2 (30%), evitando que a mistura aquecesse bruscamente. Em seguida, adicionou-se mais H_2O_2 até que a amostra estivesse completamente coberta e o béquer foi levemente agitado, buscando proporcionar o maior contato das partículas com a solução digestora. O material foi deixado em processo de digestão por pelo menos 24 h (máximo de 240 h) e posteriormente filtrado à vácuo em papel filtro ($\varnothing \approx 28 \mu\text{m}$).

Nas amostras de áreas com influência da fauna (Ac1 e Ac2), adotou-se uma etapa adicional de digestão por hidróxido de potássio (KOH), conforme proposto por Enders *et al.*, (2020). A solução digestora foi preparada adicionando-se 0,7 partes de água com 0,15 partes de solução de KOH ($1,12 \text{ kg L}^{-1}$) e 0,15 partes de hipoclorito de sódio (NaClO , 14% cloro ativo). No procedimento de digestão, o material digerido por H_2O_2 foi depositado em um béquer ao qual foi adicionado a solução digestora até que a amostra estivesse totalmente coberta. O béquer foi levemente agitado, buscando proporcionar o maior contato das partículas com a solução digestora, deixado em processo de digestão por 5 h, e, posteriormente, filtrado à vácuo em papel filtro ($\varnothing \approx 28 \mu\text{m}$). Nesses casos, a digestão foi uma etapa precedente à separação por densidade.

5.2.4 Análise visual, contagem e descrição morfológica de partículas

Após o procedimento de preparo das amostras, os filtros de papel foram analisados com auxílio de microscópio ZEISS Stemi 2000-C, equipado com AxioCam ERc 5s, em ampliações de 0,65x a 5x, para o procedimento de identificação, contagem e descrição dos microplásticos. Afim de evitar equívocos ou subestimativas na identificação dos microplásticos, utilizou-se os seguintes critérios recomendados por Hidalgo-Ruz *et al.* (2012): estruturas celulares orgânicas

não visíveis; partículas identificadas como fibras devem ter a mesma espessura ao longo de todo o comprimento; as partículas deviam apresentar cores claramente distinguíveis e homogêneas; partículas brancas, pretas, transparentes e vermelhas requerem atenção especial e devem ser analisadas sob magnificação superior. Os microplásticos identificados e contados foram descritos e classificados de acordo com o Sistema Padronizado de Classificação de Cor e Tamanho (SCS), proposto por Crawford e Quinn (2016) (chave de classificação descrita no Anexo A1).

Embora a triagem das partículas por análise visual seja uma técnica amplamente utilizada para a identificação de microplásticos, o processo está sujeito à parcialidade e erro do pesquisador, principalmente em amostras de matriz ambiental complexa (ENDERS *et al.*, 2020). Nas amostras com maiores teores de silte + argila (Tabela 14), por exemplo, não foi possível realizar a triagem por análise visual das partículas no filtro, com o tempo de decantação adotado no processo de separação (1 hora). Nesses casos, o tempo de decantação foi estendido para 24 horas, até que a solução estivesse límpida e permitisse separação eficiente da fase mineral (Figura 7). A identificação visual com auxílio de microscopia para quantificação de microplásticos é recomendada apenas para microplásticos maiores que 0,5 mm (HIDALGO-RUZ *et al.*, 2012).

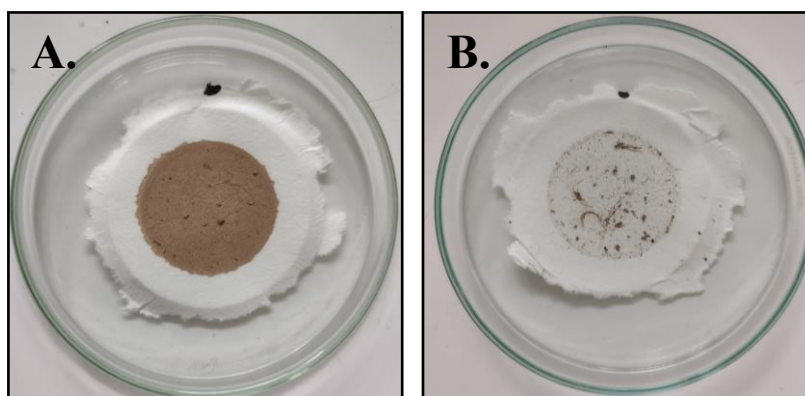


Figura 7. Filtro resultado da separação por densidade da amostra D4(4). A. Separação com 1 hora de decantação; B. Separação com 24 horas de decantação.

Após a identificação visual das partículas potenciais microplásticos, os filtros de papel foram encaminhados para confirmação em análise qualitativa por meio de técnicas de microespectroscopia vibracional, com o objetivo de identificar os tipos de polímeros presentes na amostra. Apenas foram enquadrados como microplásticos, as partículas que foram confirmadas por análise de espectroscopia Raman.

5.2.5 Identificação dos polímeros: análise de microespectroscopia Raman

A caracterização qualitativa dos polímeros que compõem os microplásticos foi realizada por meio do equipamento micro Raman inVia® RENISHAW, disponível no Departamento de Física da Universidade Federal de Viçosa. Os espectros foram obtidos, em geral, a uma magnificação de 50x, utilizando laser de infravermelho próximo de 785 nm a 0,1% de potência, com tempo de aquisição de 10 segundos e 10 acumulações. A obtenção dos espectros foi centrada entre 1100 e 1300 cm^{-1} , cobrindo uma faixa de 700 cm^{-1} a 1800 cm^{-1} de forma a garantir a obtenção da informação da região de *fingerprint* dos principais tipos de polímeros plásticos (ANGER *et al.*, 2018). Sempre que julgado necessário, foram obtidos espectros estendidos, cobrindo uma faixa de 200 cm^{-1} a 3200 cm^{-1} . Para cada partícula, foram obtidos ao menos 3 espectros em diferentes pontos da partícula.

Os espectros obtidos foram analisados através do software Spectragryph-id v1.2.15, sendo processados com correção de linha de base adaptativa e normalização dos picos. As identificações dos polímeros no software se dão através de algoritmo de correlação de Pearson, relacionando todo o espectro, original e 1ª derivada, com a base de dados carregada. Foram aceitas a identificação de polímeros em que o espectro obtido possuísse similaridade de pelo menos 60%, conforme recomendado por Crawford e Quinn (2016). Quando julgado necessário, foram realizadas análises adicionais da posição e intensidade relativa dos picos. Utilizou-se as bases de dados SLoPP e SLoPP-E (*Spectral Library of Plastic Particles* e *Spectral Library of Plastic Particles Aged in Environment*), disponibilizadas gratuitamente pelo Rochman Lab, da Universidade de Toronto (MUNNO *et al.*, 2020). A base de dados contém 261 espectros, de referência e ambientais, de partículas de 18 tipos de polímeros com diferentes morfologias e cores, além de materiais que podem eventualmente ser confundidos com microplásticos na identificação visual, como algodão, celulose e borracha.

5.2.6 Análise granulométrica do sedimento e parâmetros sedimentológicos

Com o objetivo de caracterizar o sedimento coletado e estabelecer relações com os resultados obtidos na análise de microplásticos e com os ambientes amostrados, as amostras coletadas foram submetidas a análise granulométrica, conforme proposto por Folk e Ward (1957).

As amostras brutas foram peneiradas em malha de 2 mm (-1 ϕ) para obtenção da terra fina seca ao ar (TFSA), de onde retirou-se uma alíquota de aproximadamente 100 g que foi posteriormente peneirada em máquina Ro-Tap, por 15 minutos. Foram utilizadas peneiras com malhas de nove diâmetros diferentes em intervalos sucessivos de aproximadamente 0,5 phi (0

ϕ ; 0,5 ϕ ; 1 ϕ ; 1,5 ϕ ; 2 ϕ ; 2,25 ϕ ; 3 ϕ ; 3,75 ϕ ; 4,25 ϕ), e o material retido em cada um desses intervalos foi pesado com precisão de duas casas decimais. Levando em conta a presença de material do tamanho cascalho (> 2 mm) em todas as amostras, a totalidade da fração cascalho, previamente separada, foi peneirada em intervalos sucessivos de 1 phi (-2 ϕ ; -3 ϕ ; -3,75 ϕ).

Os dados obtidos foram analisados através de curvas de frequência cumulativa e obtenção dos parâmetros estatísticos média, mediana, grau de seleção (desvio padrão), assimetria e curtose. As curvas e análises estatísticas foram obtidas com auxílio do software SysGran v3.0. Os resultados dos parâmetros estatísticos foram analisados e classificados conforme proposto por Folk e Ward (1957) e resumido na Tabela 4.

Adicionalmente, foi determinada a densidade média de partículas através do método do balão volumétrico (DONAGEMMA *et al.*, 2011).

Tabela 4. Classificação nominal e numérica para parâmetros estatísticos sedimentológicos, obtidos dos resultados de análises de sedimentologia. Adaptado de Folk e Ward (1957).

Grau de Seleção		Assimetria		Curtose	
Faixa de valores	Classificação	Faixa de valores	Classificação	Faixa de valores	Classificação
0,00 – 0,35 ϕ	Muito bem selecionado	1,00 – 0,30	Assimetria muito positiva	0,41 – 0,67	Muito platicúrtico
0,35 – 0,50 ϕ	Bem selecionado	0,30 – 0,10	Assimetria positiva	0,67 – 0,90	Platicúrtico
0,50 – 0,71 ϕ	Moderadamente bem selecionado	0,10 – -0,10	Quase simétrico	0,90 – 1,11	Mesocúrtico
0,71 – 1,00 ϕ	Moderadamente selecionado	-0,10 – -0,30	Assimetria negativa	1,11 – 1,50	Leptocúrtico
1,00 – 2,00 ϕ	Pobremente selecionado	-0,30 – -1,00	Assimetria muito negativa	1,50 – 3,00	Muito leptocúrtico
2,00 – 4,00 ϕ	Muito pobremente selecionado			> 3,00	Extremamente leptocúrtico
> 4,00 ϕ	Extremamente pobremente selecionado				

5.3 Controle de contaminação cruzada em laboratório – BrA e BrP

Ao longo do processamento das amostras foram gerados 3 brancos atmosféricos (BrA) e 3 brancos processuais (BrP). Cada BrA acompanhou o processamento de aproximadamente 6 amostras, incluindo filtragem e preparo de reagentes. Já os BrP seguiram as mesmas etapas de processamento que as amostras ambientais, com exceção das etapas de destorroamento, homogeneização e fracionamento granulométrico.

Nos BrA foram identificadas por análise visual, 112 fibras aparentemente de origem antropogênica, com tamanho variando de 0,5 a 5 mm e 12 cores diferentes, resultando em média de 6,6 fibras por amostra ambiental acompanhada. Em espectroscopia Raman, foram identificadas 34 dessas fibras (30%), buscando abranger a ampla variedade de tamanho e cores (Tabela 5, Figura 8). Não foram detectadas, na faixa de tamanho proposta pelo presente estudo (0,5 a 5 mm), partículas aparentemente de origem antropogênica apresentando outra morfologia (fragmentos, filmes, etc.).

Tabela 5. Resultados dos brancos atmosféricos. ENI – Espectro não identificado na base de dados utilizada. EIF – Espectro inconclusivo devido à fluorescência.

Branco Atmosférico (BrA)							
Amostra	Fibras	Cores (n)	Identificadas por Raman	Microplásticos [polímero (n)]	Média (Dp) (mm)	Mediana (mm)	Outras fibras identificadas
BrA1	31	Preto (11), Azul (7), Vermelho (4), Cinza (3), Roxo (2), Laranja (1), Azul Claro (1), Bege (1), Transparente/Branco (1)	9	4 [Poliéster (2); PET (2)]	1.8 (1.2)	1.3	ENI (3), Algodão (2)
BrA2	51	Preto (18), Transparente/Branco (10), Cinza (6), Azul (5), Vermelho (3), Rosa (3), Azul Claro (2), Marrom (2), Verde (1), Roxo (1)	11	3 [Poliéster (2), Polietileno (1)]	1.6 (1.2)	1.2	Algodão (5), EIF (2), ENI (1)
BrA3	30	Preto (13), Cinza (8), Azul Claro (3), Vermelho (2), Transparente/Branco (2), Azul (2)	14	2 [Poliéster (1), Polietileno (1)]	1.6 (1.4)	1	Algodão (5), ENI (4), Celulose (2), EIF (1)
Total	112	Preto (42), Cinza (17), Azul (14), Transparente/Branco (13), Vermelho (9), Azul Claro (6), Rosa (3), Roxo (3), Marrom (2), Laranja (1), Verde (1), Bege (1)	34	9 [Poliéster (5), PET (2), Polietileno (2)]	1.7 (1.3)	1.2	Algodão (12), ENI (8), EIF (3), Celulose (2)

A maior parte das fibras de contaminação por deposição atmosférica em laboratório pode ser associada às roupas de usuários do local (HANVEY *et al.*, 2017), e ocupam a menor faixa de tamanho identificada no presente estudo (Figura 8). Durante o processamento das amostras, as roupas tendem a liberar fibras menores (entre 0,5 e 1,0 mm) em maior quantidade,

representando pouco mais de 40% de todas as fibras identificadas. Dessa forma, mesmo com a presença considerável de fibras com dimensões próximas ao limite superior adotado (5 mm), que contribuem para manter a média de tamanho das partículas em 1,7 mm, a frequência elevada de fibras < 1 mm resulta em mediana com valor inferior (1,2 mm). Essa tendência corrobora os resultados obtidos por De Falco *et al.* (2020), quando avaliaram a liberação de microfibras para o ar de 4 tipos diferentes de tecido de poliéster. Nesse caso, os autores observaram médias de aproximadamente 1 mm para três dos tecidos testados, e de aproximadamente 0,5 mm para um deles.

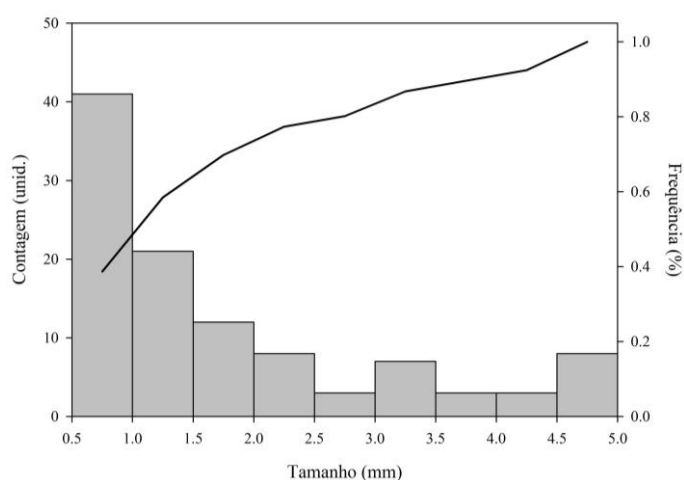


Figura 8. Histograma, com classes de tamanho espaçadas em 0,5 mm, e curva de frequência relativa acumulada do tamanho das fibras identificadas em BrA.

Das 34 fibras identificadas por espectroscopia Raman em BrA, 26% eram microplásticos ($n = 9$), 35% fibras de algodão ($n = 12$) e 6% fibras celulósicas ($n = 2$). Em 24% das fibras identificadas ($n = 8$) o espectro obtido não foi identificado com a base de dados utilizada (ENI). Foram identificados microplásticos compostos de poliéster ($n = 5$), PET ($n = 2$) e PE ($n = 2$). Fibras da cor preta foram observadas em 5 das 7 categorias identificadas, com exceção da celulose e PET, e representam a cor mais frequente observada em BrA (Figura 9). Fibras brancas/transparentes foram identificadas em 3 das 7 categorias (Figura 9). A presença de fibras de diferentes materiais apresentando mesma cor e morfologia ilustra a dificuldade em generalizar a composição das partículas somente por análise visual em microscópio. Avaliando a adequabilidade das técnicas de identificação de microplásticos, Shim *et al.* (2015) identificaram até 22% das partículas em uma amostra como microplásticos por análise visual, que foram posteriormente confirmados pelo mesmo pesquisador como material não plástico em espectroscopia, ressaltando a importância da espectroscopia para confirmação da composição das partículas.

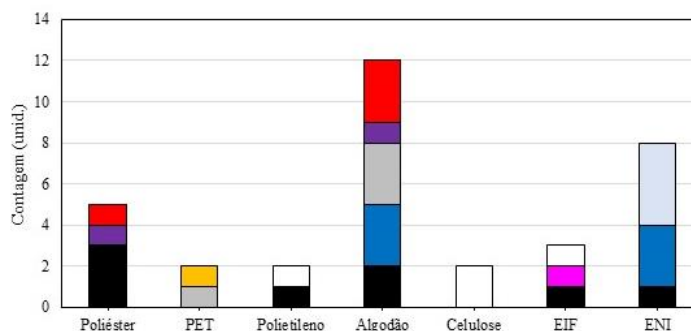


Figura 9. Fibras identificadas por espectroscopia Raman em BrA, com suas respectivas composição e cores.

A identificação de fibras de algodão é importante na avaliação da contaminação cruzada em laboratório, uma vez que sua presença pode representar um indicativo de liberação de microplásticos pelas roupas e, conseqüentemente, auto contaminação das amostras (SCOPELANI *et al.*, 2020). Scopetani et al. (2020) demonstraram que uma jaqueta *fleece*, por exemplo, pode liberar fibras de algodão em uma quantidade 36% superior à quantidade liberada de microplásticos. No presente estudo, observou-se, entre as fibras identificadas, a deposição de fibras de algodão 33% superior à deposição de microplásticos, embora a presença de fibras com espectros não identificados pela base de dados (ENI) possa levar a sub ou superestimação desse resultado.

Todas as fibras de cor azul-clara ($n = 4$) e metade das fibras de cor azul ($n = 3$) produziram espectros que não foram identificados com a base de dados utilizada (Figura 9). Devido a recorrência de fibras não identificadas na base de dados, os espectros de todas as fibras aparentemente de origem antropogênica identificadas por espectroscopia Raman em BrA foram utilizados para criar uma base de dados própria. Com essa base de dados, foi possível comparar as fibras encontradas em amostras ambientais e nos BrP com as fibras depositadas por contaminação atmosférica em laboratório.

Em BrP, foram identificadas por análise visual, 12 fibras aparentemente de origem antropogênica, com tamanho variando de 0,5 a 2 mm e 4 cores diferentes, resultando em média de 4 fibras por amostra. Todas as fibras encontradas na análise visual foram identificadas por espectroscopia Raman. Apenas 1 das fibras (8%) foi identificada como poliéster, enquanto 7 (58%) foram identificadas como algodão. Os espectros de 2 fibras (17%) não foram identificados com a base de dados utilizada, porém são equivalentes a espectros obtidos de fibras em BrA, reforçando o indício de contaminação cruzada em laboratório por deposição atmosférica (Tabela 6). Também não foram detectadas, na faixa de tamanho proposta pelo

presente estudo (0,5 a 5 mm), partículas de origem antropogênica apresentando outra morfologia.

Tabela 6. Resultados dos brancos processuais. ENI – Espectro não identificado na base de dados utilizada. EIF – Espectro inconclusivo devido à fluorescência. (*) Espectro igual ao de fibras identificadas em BrA.

Brancos Processuais (BrP)							
Amostra	Fibras	Cores (n)	Identificadas por Raman	Microplásticos [polímero]	Média (Dp) (mm)	Mediana (mm)	Outras fibras identificadas
BrC1	4	Preto (4)	4	1 [Poliéster]	1.3 (0.6)	1.2	Algodão (3)
BrC2	1	Azul (1)	1	0	1.1	1.1	ENI (1*)
BrC3	7	Preto (4), Cinza (1), Azul (1), Azul Claro (1)	7	0	0.8 (0.3)	0.7	Algodão (4), EIF (2), ENI (1*)
Total	12	Preto (8), Azul (2), Azul Claro (1), Cinza (1)	12	1 [Poliéster]	1.0 (0.4)	0.9	Algodão (7), EIF (2), ENI (2*)

Mesmo com um número menor de fibras identificadas em relação a BrA, foi possível observar a tendência de maior frequência de fibras nas faixas entre 0,5 e 1,1 mm, que, juntas, representam cerca de 60% das fibras identificadas em BrP (Figura 10). A diversidade de cores das fibras identificadas em BrP foi 3 vezes menor que em BrA (Figura 11).

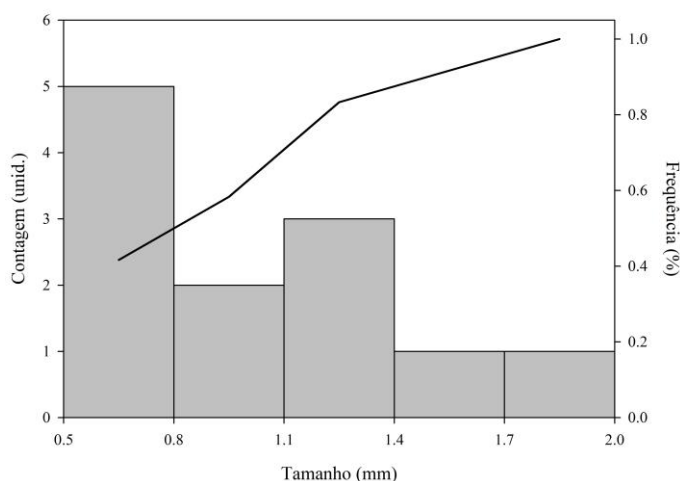


Figura 10. Histograma, com classes de tamanho espaçadas em 0,3 mm, e curva de frequência relativa acumulada do tamanho das fibras identificadas em BrP.

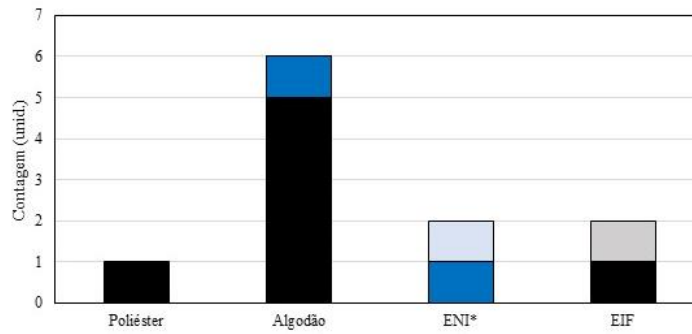


Figura 11. Fibras identificadas por espectroscopia Raman em BrP, com suas respectivas composição e cores.

Em 11% ($n = 5$) de todas as fibras identificadas em BrA e BrP, o espectro obtido foi inconclusivo devido à alta intensidade de fluorescência detectada pelo espectrômetro, excedendo o sinal do espalhamento Raman. A fluorescência é dependente da identidade da amostra e da frequência da radiação de excitação, geralmente ocasionada pela presença de impurezas, revestimento e aditivos nas fibras (ADAR, 2001; KUPTSOV e ZHIZHIN, 1998). A fluorescência pode ser significativa mesmo em um material com baixo grau de impureza, uma vez que a eficiência do sinal geralmente supera, em muitas ordens de magnitude, o sinal do espalhamento Raman (ADAR, 2001). Em alguns casos, o sinal da fluorescência aparenta cobrir o espectro do principal componente da amostra tangenciando os picos de maior intensidade, o que pode resultar em altos valores de correlação com o espectro de materiais conhecidos (Figura 12.A; 12.B). Já em outros casos, a alta intensidade do sinal da fluorescência excede com facilidade o sinal do espalhamento Raman, tornando impossível estabelecer correlações com qualquer espectro presente na base de dados (Figura 12.C).

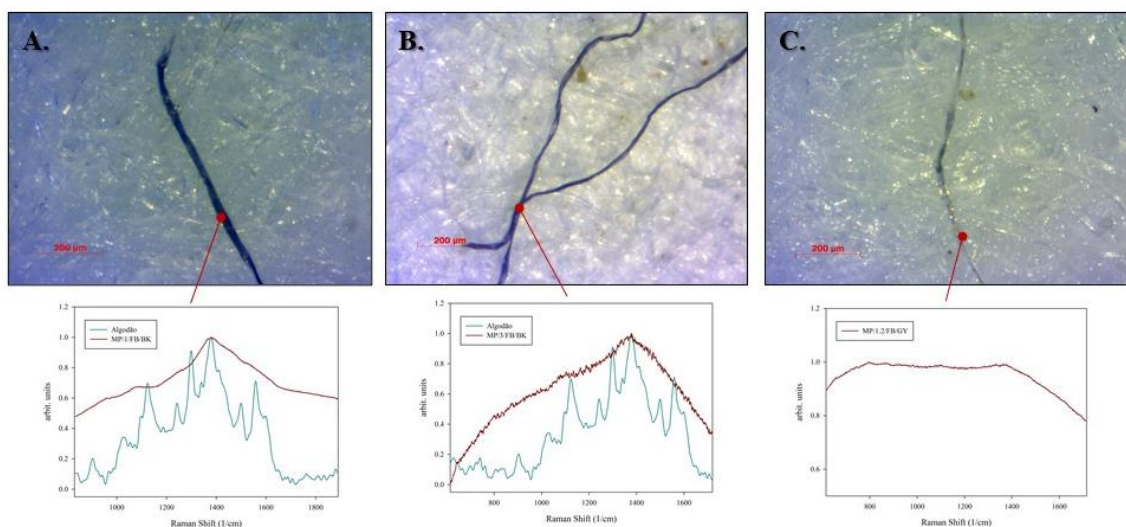


Figura 12. Exemplo de fibras que geram sinal de fluorescência intenso. Os espectros de A e B, apresentaram 84% e 81% de correlação (r , Pearson) com o espectro do algodão. Em C, a fluorescência é intensa e excede qualquer sinal de espalhamento Raman.

Em 14 das 15 amostras ambientais (93%) foram identificadas fibras aparentemente de origem antropogênica apresentando morfologia e composição, confirmada por espectroscopia, iguais às aquelas identificadas em BrA e BrP (Figura 13.A; 13.B). A base de dados própria, criada com espectros identificados em BrA, foi crucial para identificação de algumas dessas fibras, o que sugere contaminação atmosférica em laboratório. Uma média de 3,4 ($D_p = 1,8$) fibras por amostra foi observada. A presença de fibras brancas/transparentes também gerou dificuldades durante a etapa de identificação visual, já que o filtro utilizado era composto de material celulósico fibroso, dando margem para adoção de falsos positivos (Figura 13.C).

A contaminação persistente das amostras ambientais por fibras impossibilitou a distinção de fibras originadas da contaminação cruzada em laboratório das fibras presentes nas amostras ambientais. Portanto, optou-se por desconsiderar a análise de fibras nas amostras ambientais, limitando o presente estudo à identificação e descrição de microplásticos com outros tipos de morfologia (fragmentos, filmes, grânulos, etc.), em conformidade ao critério adotado pela comunidade científica.

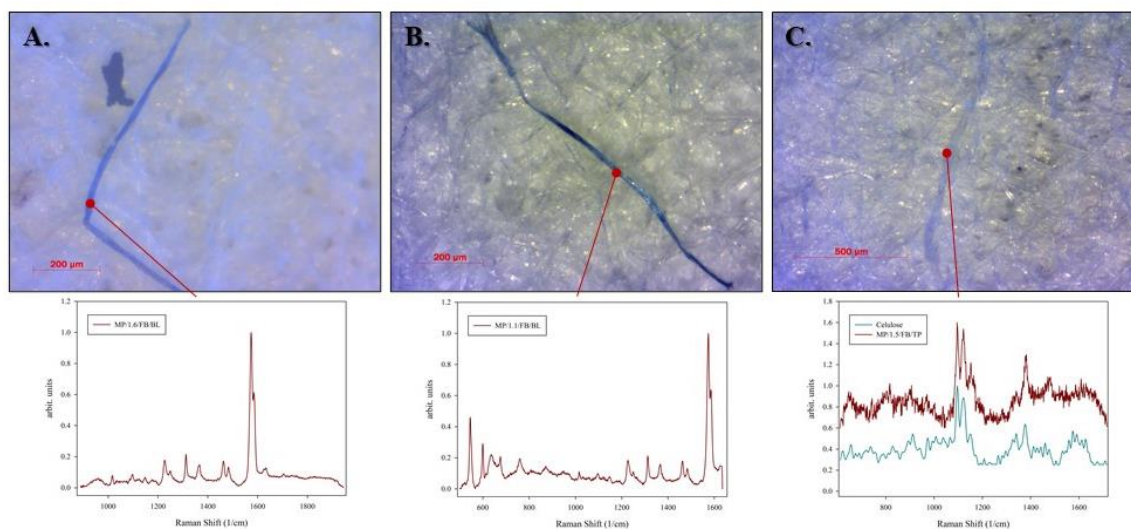


Figura 13. Fibra identificada em amostra ambiental D5(1) (A) que apresenta correlação de 98% com fibra identificada em BrA2 (B). Em C, exemplo de fibra de celulose provavelmente originada do filtro.

Medidas de controle da contaminação cruzada no laboratório e análise detalhada dos dados obtidos em amostras branco são essenciais nas pesquisas com microplásticos. Embora diversos autores ressaltem a importância do controle analítico, parte dos estudos publicados ainda não detalha os parâmetros de medidas de controle de contaminação (HANVEY *et al.*, 2017; PRATA *et al.*, 2021; SILVA *et al.*, 2018). A relevância do controle de contaminação é ainda maior quando se trata de amostras em que se espera encontrar poucos microplásticos, como nos

sedimentos de praias da Antártica. Em vista dos resultados obtidos com as medidas de controle analítico adotadas pelo presente estudo, considera-se as seguintes recomendações:

- A utilização de papel alumínio para acondicionamento das amostras de sedimento se mostrou inadequado no caso do armazenamento por longo período, contribuindo com a produção e contaminação das amostras por micropartículas de alumínio.
- Mesmo utilizando jaleco durante todo o processamento das amostras, deve-se considerar a possibilidade de contaminação por fibras das roupas sob o jaleco. Portanto, garantir a utilização de roupas de algodão e monitorar a cor das roupas utilizadas pode ser uma boa estratégia para reduzir e rastrear a contaminação por microplásticos via deposição atmosférica em laboratório.
- O laboratório utilizado para processamento e análise das amostras deve ser exclusivo, mantido limpo, com janelas fechadas e menor fluxo de pessoas possível, visando reduzir a circulação de ar no ambiente de trabalho.
- Sugere-se, sempre que possível, optar pelo uso de capela de fluxo laminar em relação à capela exaustora, conforme sugerido pela literatura (ENDERS *et al.*, 2020; PRATA *et al.*, 2021), e realizar todos os procedimentos dentro da capela.
- Mesmo dentro da capela, a homogeneização de amostras deve ser realizada preferencialmente em recipientes fechados de vidro ou metal.
- É importante garantir que os brancos atmosféricos fiquem expostos ao ar pelo mesmo período e nas mesmas condições que as amostras ambientais. Monitorar e controlar o tempo de exposição de cada amostra ambiental e amostra branco pode contribuir para obter análises mais conclusivas acerca da contaminação atmosférica em laboratório.
- Filtros de fibra celulósica podem dificultar, ou até comprometer, a análise de fibras brancas/transparentes em uma amostra. Sempre que possível, optar por filtros de aço inoxidável ou, alternativamente, de fibra de vidro.

6 RESULTADOS

6.1 Microplásticos em sedimentos das ASPAs 126 e 128

Este estudo confirma a presença de microplásticos grandes (fibras excluídas) em sedimentos de praia de ASPAs terrestres da Antártica Marítima. Foram identificados um total de 3 microplásticos e 1 partícula de origem antropogênica de composição não identificada (fibras excluídas) em 4 das 15 (27%) amostras compostas analisadas. Em análise por espectroscopia Raman, a composição dos microplásticos foi confirmada como os polímeros polietileno (PE) (n = 1), polietileno tereftalato (PET) (n = 1), polipropileno (PP) (n = 1) e, possivelmente, copolímero estireno-isopreno (SI/SIS) (n = 1). As partículas apresentaram morfologia de fragmento (n = 2; PP e PET), filme (n = 1; PE) e espuma (n = 1; SI/SIS), com tamanhos que variam entre 0,5 e 5 mm e em 3 cores diferentes (Tabela 7).

Tabela 7. Microplásticos identificados por amostra.

Amostra	Microplástico (unid.)	Código SCS	Concentração (partículas kg ⁻¹)	Concentração (partículas L ⁻¹)
ASPA 128				
D1	0	-	0.0	0.0
D2 (1)	1*	MP/5.0/FM/WT/SI-SIS*	9.9*	26.9
D2 (2)	0	-	0.0	0.0
D3	0	-	0.0	0.0
D4 (1)	1	MMP/0.5/MFR/YL-GN/PP	9.8	25.0
D4 (2)	0	-	0.0	0.0
D4 (3)	0	-	0.0	0.0
D5 (1)	0	-	0.0	0.0
D5 (2)	1	MP/2.0/FI/WT/PE	20.7	55.9
ASPA 126				
B1 (1)	1	MMP/0.8/MFR/OR/PET	9.7	28.7
B1 (2)	0	-	0.0	0.0
B2 (1)	0	-	0.0	0.0
B2 (2)	0	-	0.0	0.0
Áreas de ocupação animal				
Ac1	0	-	0.0	0.0
Ac2	0	-	0.0	0.0

*Partícula antropogênica apresentando correlação com espectro da base de dados inferior à 60% (r, Pearson).

O número reduzido de partículas identificadas no presente estudo inviabilizou a comparação da concentração e características de microplásticos nos diferentes ambientes amostrados. Embora

2 das 4 partículas tenham sido identificadas na linha de maré superior em praias da ASPA 128, não foi possível observar diferenças significativas (Kruskal-Wallis, $\alpha = 0,05$) entre as concentrações médias nas diferentes zonas da face praial (Tabela 8). Comparando as concentrações médias de amostras superficiais coletadas nas linhas de maré das duas ASPAs, também não se observa diferenças significativas (Mann-Whitney, $\alpha = 0,05$) (Tabela 9).

Tabela 8. Concentração média de microplásticos identificados nas amostras coletadas em linhas de maré e sobre o primeiro nível de terraço marinho na ASPA 128.

Amostragem	Média (Dp; partículas kg⁻¹)	Média (Dp; partículas L⁻¹)
Linha de maré única <i>D3, D1, D5(1)</i>	0.0a (0.0)	0.0a (0.0)
Linha de maré superior <i>D2(1), D4(1)</i>	9.9a (0.1)	26.0a (1.3)
Linha de maré inferior <i>D2(2), D4(3)</i>	0.0a (0.0)	0.0a (0.0)
Primeiro nível de terraço marinho <i>D4(4), D5(2)</i>	10.3a (14.6)	28.0a (39.6)

Tabela 9. Concentração média de microplásticos identificados nas amostras superficiais coletadas em linhas de maré nas ASPAs 128 e 126.

Amostragem	Média (Dp; partículas kg⁻¹)	Média (Dp; partículas L⁻¹)
ASPAs 128 <i>D1, D2(1), D2(2), D3, D4(1), D4(2), D5(1)</i>	2.8 (4.8)	7.4 (12.7)
ASPAs 126 <i>B1(1), B2(1)</i>	4.9 (6.9)	14.3 (20.3)

6.2 Análise granulométrica do sedimento e parâmetros sedimentológicos

A distribuição granulométrica do sedimento das amostras variou entre grânulo, areia muito grossa e areia grossa, com tamanho médio dos grãos na faixa de $-1,09$ a $0,92 \phi$ (2,13 mm a 0,53 mm) e mediana na faixa de $-0,81$ a $1,18 \phi$ (1,74 a 0,44 mm). O grau de seleção apresentou valores variando entre 1,24 e 2,28 ϕ , classificando o sedimento das amostras coletadas como pobremente selecionado e muito pobremente selecionado apenas para a amostra D4(4) (Apêndice B; Figura 14.A). Foi observada assimetria negativa ou muito negativa em 73% das amostras, indicando redução da cauda dos grãos finos e maior evidência da fração grosseira no sedimento amostrado (Tabela 14). A curtose foi o único parâmetro que apresentou alta correlação (r , Pearson) com a média e mediana das amostras (0,77 e 0,73, respectivamente) indicando que as amostras que apresentam média de grãos mais finos (médias maiores na escala ϕ) tendem a apresentar caráter mais leptocúrtico (Figura 14.B).

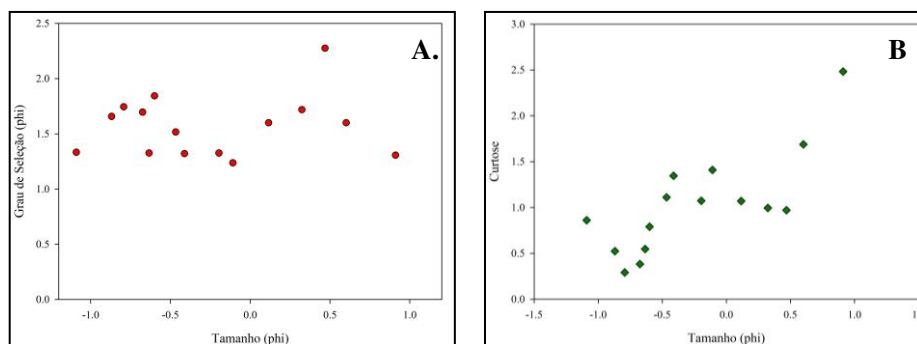


Figura 14. A. Granulometria média e grau de seleção de todas as amostras analisadas; B. Granulometria média e curtose de todas as amostras analisadas.

As amostras coletadas em diferentes zonas no ambiente de praia da ASPA 128, não diferem na média, mediana, assimetria e curtose (Tabela 10). Já para o grau de seleção e densidade de partículas, foi possível detectar diferenças entre as áreas amostradas e tendências diferenciadas nas curvas de frequência cumulativa (Tabela 10, Figura 21) (Kruskal-Wallis, $\alpha = 0,05$).

Tabela 10. Parâmetros sedimentológicos de amostras coletadas nas linhas de maré e sobre o primeiro nível de terraço marinho na ASPA 128. Dp – Desvio padrão amostral. Médias com mesma letra pertencem ao mesmo grupo (Kruskal-Wallis, $\alpha = 0,05$).

Amostragem	Média (Dp; ϕ)	Mediana (Dp; ϕ)	Grau de Seleção (Dp; ϕ)	Assimetria (Dp)	Curtose (Dp)	Dens. Partículas (Dp; g cm ⁻³)
Linha de maré única <i>D1, D3, D5(1)</i>	-0.41a (0.50)	0.06a (0.59)	1.59b (0.07)	-0.31a (0.31)	0.90a (0.33)	2.81a (0.02)
Linha de maré superior <i>D2(1), D4(1)</i>	-0.70a (0.14)	-0.12a (0.51)	1.79a (0.07)	-0.16a (0.52)	0.54a (0.35)	2.63ab (0.10)
Linha de maré inferior <i>D2(2), D4(3)</i>	-0.24a (1.20)	0.19a (1.40)	1.47b (0.19)	-0.44a (0.15)	1.27a (0.58)	2.60b (0.23)
Primeiro nível de terraço marinho <i>D4(3), D5(2)</i>	0.40a (0.10)	0.20a (0.05)	2.00a (0.39)	0.15a (0.07)	0.98a (0.02)	2.46b (0.11)

As curvas de frequência individual das classes de tamanho das partículas (ϕ) das amostras coletadas na linha de maré superior (Figura 15.B) revelam a heterogeneidade do sedimento, corroborando o menor grau de seleção do material (Tabela 10). Em contrapartida, as amostras coletadas em linhas de maré única e inferior (Figura 15.A e 15.C), ainda sujeitas ao retrabalhamento pela ação das ondas, apresentam maior grau de seleção e uma tendência que se aproxima da unimodal. Já as amostras coletadas em terraços marinhos apresentaram tendência próxima da bimodal (Figura 15.D), com o primeiro pico centrado em 0 ϕ e o segundo pico centrado em aproximadamente 3,5 ϕ , sugerindo o depósito de material sedimentar influenciado por fontes mistas.

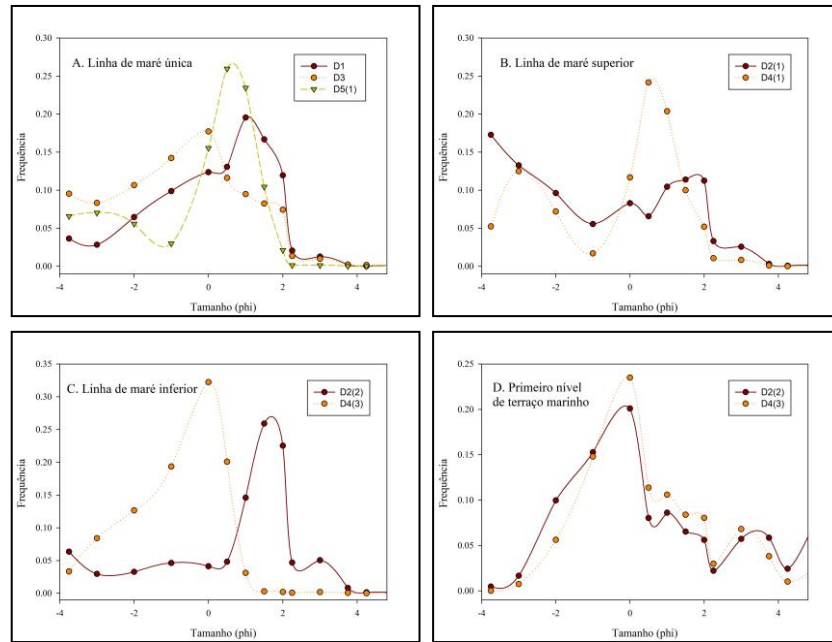


Figura 15. Curvas de frequência individual das classes de tamanho para as zonas amostradas (A. Linha de maré única; B. Linha de maré superior; C. Linha de maré inferior; D. Primeiro nível de terraço marinho).

Comparando as amostras superficiais coletadas nas linhas de maré das ASPAs, o grau de seleção foi o único parâmetro que apresentou diferença estatística (Mann-Whitney, $\alpha = 0,05$) (Tabela 11).

Tabela 11. Parâmetros sedimentológicos de amostras superficiais coletadas nas linhas de maré em praias das ASPAs 128 e 126. Dp – Desvio padrão amostral. Médias com asterisco apresentam diferença significativa (Mann-Whitney, $\alpha = 0,05$).

Amostra	Média (Dp; ϕ)	Mediana (Dp; ϕ)	Grau de Seleção (Dp; ϕ)	Assimetria (Dp)	Curtose (Dp)	Dens. Partículas (Dp; g cm ⁻³)
ASPAs 128 D1, D2(1) D2(2), D3, D4(1), D4(2), D5(1)	-0.41 (0.56)	0.06 (0.66)	1.58* (0.18)	-0.31 (0.29)	0.93 (0.42)	2.69 (0.14)
ASPAs 126 B1(1), B2(1)	0.40 (0.72)	0.60 (0.77)	1.27* (0.05)	-0.45 (0.15)	1.95 (0.76)	2.80 (0.20)

7 DISCUSSÃO

A espectroscopia Raman se mostrou eficiente na identificação dos polímeros, alcançando correlação de 92% (PE), 84% (PET) e 70% (PP) com espectros da base de dados (r, Pearson). Para a partícula MP/2/FI/TP/PE (Figura 16.A), observa-se a presença dos principais picos característicos do PE nas posições 1064 cm^{-1} , 1130 cm^{-1} , associados às vibrações do esqueleto C-C, e em 1296 cm^{-1} , 1418 cm^{-1} , 1442 cm^{-1} e 1459 cm^{-1} , associados à torção, dobra e deformação dos grupos CH_2 (LENZ *et al.*, 2015). Devido à sua ampla utilização e baixa densidade, o polietileno é o tipo de polímero mais abundante na superfície do oceano (42%), mas sua presença em amostras de sedimentos intertidais também é considerável (18%) (ERNI-CASSOLA *et al.*, 2019). Mesmo sujeito a exposição à degradação por radiação UV neste tipo de ambiente, a identificação do polietileno por espectroscopia Raman é pouco afetada, gerando apenas alterações sutis na intensidade dos picos (CAI *et al.*, 2018; LENZ *et al.*, 2015). Portanto, a correlação de espectros obtidos de amostras ambientais com espectros de referência tende a se manter elevada, conforme observado no presente estudo.

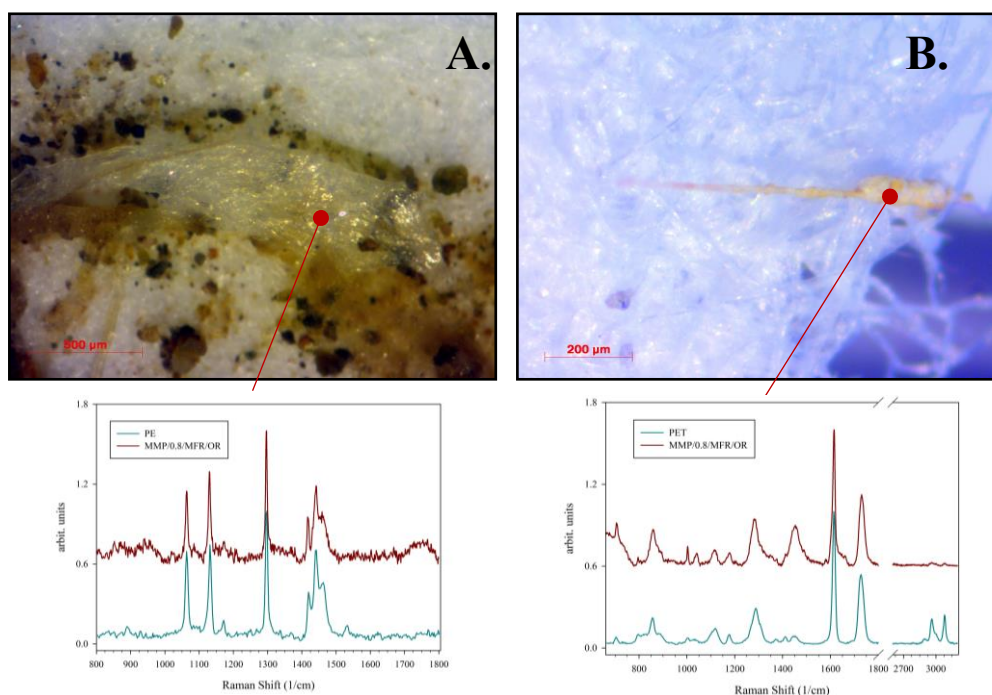


Figura 16. Microplásticos identificados nas amostras D5(2) e B1(1), com seus respectivos espectros Raman e os espectros correlacionados da base de dados. A. MP/2/FI/TP/PE; B. MMP/0,8/MFR/OR/PET.

Para a partícula MMP/0,8/MFR/OR/PET (Figura 16.B) foi possível identificar os picos característicos nas posições 1116 cm^{-1} (ligações C(O)-O e C-C), 1177 cm^{-1} (ligações C-H no plano do anel e estiramento C-C), 1281 cm^{-1} (estiramento C(O)-O), 1453 cm^{-1} (dobras CH_2 e OCH), 1615 cm^{-1} (modo de vibração do anel) e 1730 cm^{-1} (estiramento C=O) (BOERIO *et al.*,

1976). Na partícula amostrada, os picos próximos a 2960 cm^{-1} e 3081 cm^{-1} , associados respectivamente a vibrações de grupos CH_2 e de ligações aromáticas CH , são reduzidos e quase imperceptíveis. É possível observar a redução desses mesmos picos no trabalho de Rebollar *et al.* (2014), que avaliaram alterações físico-químicas promovidas pela incidência de raios UV induzidos em estruturas de polietileno tereftalato.

A partícula de MMP/0,5/MFR/YL-BL/PP apresentava duas cores diferentes, e o sinal Raman obtido em pontos representativos de cada cor geraram espectros distintos (Figura 17). Ambos os espectros possuem picos característicos associados a vibrações das ligações CC , CH_3 e CH_2 do polipropileno (ANDREASSEN, 1999), porém foram correlacionados com espectros da base de dados de partículas ambientais de diferentes cores. Além da degradação, a presença de pigmentos coloridos pode mascarar as bandas características dos polímeros (MUNNO *et al.*, 2020). Nesse caso, o espectro relacionado aos pigmentos azuis da partícula corresponde ao pigmento azul de ftalocianina (Figura 17), que já foi observado em microplástico amostrado em sedimentos subtidais do Oceano Austral (VAN CAUWENBERGHE *et al.*, 2013). A constatação reforça que a utilização de uma base de dados com informações de polímeros virgens e degradados, apresentando cores e morfologias diversas, pode ser crucial para identificação de microplásticos em amostras ambientais.

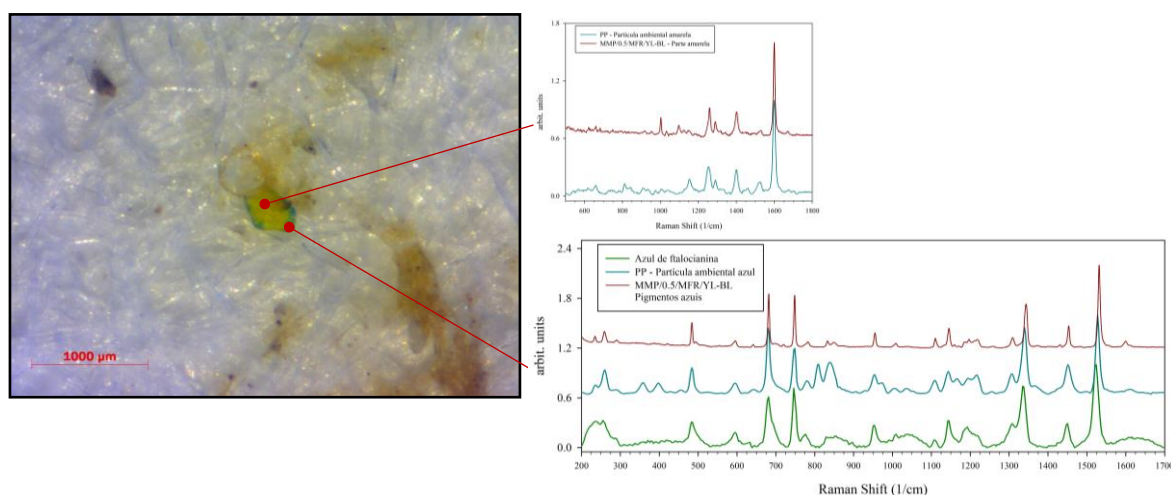


Figura 17. Microplástico identificado em D4(1), com seus respectivos espectros Raman e os espectros correlacionados da base de dados.

A partícula amostrada em D2(1) gerou espectro não identificado pela base de dados utilizada, alcançando correlação de apenas 45% com o copolímero di/tribloco estireno-isopreno (SI/SIS) (Figura 18.A). Embora a correlação não tenha alcançado o mínimo proposto pelo presente estudo (60%), é possível identificar os principais picos do poliestireno e poli-isopreno:

estiramento C=C em 1660 cm^{-1} do poli-isopreno sobrepondo o pico em 1600 cm^{-1} associado à vibração de estiramento ou dobra do anel aromático do poliestireno; deformação CH_2 em 1440 cm^{-1} do poli-isopreno; dobra CH do poliestireno e CH_3 do poli-isopreno em 1035 cm^{-1} ; e vibrações de estiramento do esqueleto C-C em 1000 cm^{-1} para ambos os polímeros (ARJUNAN *et al.*, 2001; SEARS *et al.*, 1981). Copolímeros SI/SIS são resinas termoplásticas frequentemente utilizadas em materiais adesivos, de vedação, elásticos e adicionado em outros termoplásticos para melhorar propriedades físicas do material. A natureza termoplástica da partícula foi confirmada com o teste da agulha quente (Figura 18.B). Contudo, como não foi possível confirmar a composição do material, a partícula foi classificada como “de origem antropogênica”.

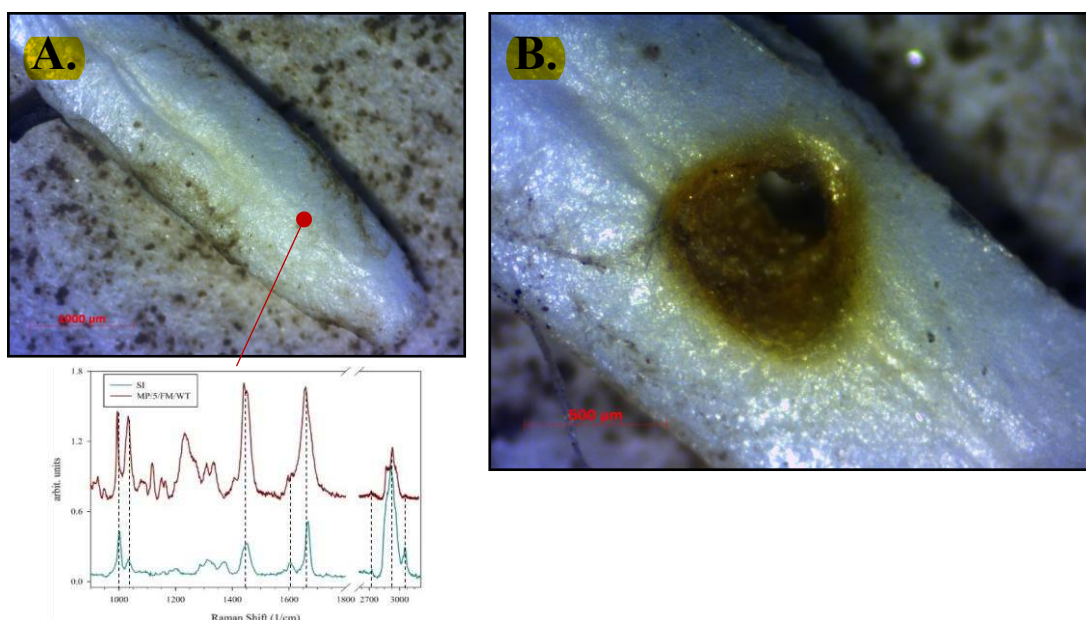


Figura 18. Partícula de origem antropogênica amostrada em D2(1). A. Partícula e seu respectivo espectro. Em destaque, os picos que correspondem ao espectro da base de dados para SI (995-1000 cm^{-1} , 1035 cm^{-1} , 1440 cm^{-1} , 1600 cm^{-1} , 1660 cm^{-1} , 2720 cm^{-1} , 2915-2930 cm^{-1} e 3055 cm^{-1}); B. Foto da partícula após passar pelo teste da agulha quente.

A abundância reduzida de microplásticos nas amostras de sedimento do ambiente de praia das ASPAs 128 e 126 corroboram as baixas concentrações encontradas por diversos autores na água marinha e sedimentos subtidais antárticos, em especial quando se trata de amostras coletadas em áreas distantes das estações de pesquisa (KUKLINSKI *et al.*, 2019; REED *et al.*, 2018; SUARIA *et al.*, 2020). Estudos recentes sugerem que as fontes de entrada de microplásticos para o ambiente marinho antártico são predominantemente locais, e as concentrações observadas nas imediações das estações de pesquisa tendem a ser mais representativas (CINCINELLI *et al.*, 2017; LACERDA *et al.*, 2019; MUNARI *et al.*, 2017). Além disso, as

fibras são o tipo mais frequente de morfologia de partículas identificadas nos estudos com microplásticos nos sedimentos subtidais antárticos (TIRELLI *et al.*, 2020). Reed *et al.* (2018), investigando a presença de microplásticos em sedimentos marinhos subtidais em área próxima à estação de pesquisa antártica Rothera, Ilha Adelaide, identificaram 31 microplásticos em 60 amostras de sedimento marinho, sendo 30 fibras e apenas 1 partícula do tipo fragmento. As maiores concentrações encontradas pelos autores, inferiores a 5 partículas por 10 mL de sedimento, foram observadas nas amostras coletadas mais próximas à estação de pesquisa (0,3 km), enquanto nas amostras distanciadas a 7 km da costa já não foi possível identificar a presença de microplásticos.

A faixa de tamanho adotada pode ser outro fator que contribuiu para as baixas concentrações observadas, tendo em vista que a abundância de microplásticos pequenos (< 0,5 mm) em amostras ambientais, geralmente, é superior à dos microplásticos grandes (entre 0,5 e 5 mm) (ISOBE *et al.*, 2017; PRATA *et al.*, 2021). Contudo, o preparo de amostras e análise de microplásticos pequenos é um processo desafiador, consome muito tempo e requer protocolos de extração eficientes, especialmente nas amostras de matrizes ambientais sólidas como os solos e sedimentos (ENDERS *et al.*, 2020; MÖLLER *et al.*, 2020). A importância do controle analítico de contaminação cruzada aumenta quando se objetiva a identificação de microplásticos menores, exigindo a adoção de práticas mais rígidas de controle e um ambiente de trabalho adequado e exclusivo para este tipo de análise (PRATA *et al.*, 2021). Ressalta-se que ausência geral de microplásticos, conforme observado em 73% das amostras analisadas, não pode ser confirmada para microplásticos pequenos (< 0,5 mm) ou fibras.

A utilização de técnicas totalmente automáticas e destrutivas, que não exigem a preparação e manuseio das amostras, pode ser uma estratégia efetiva para a quantificação de microplásticos em amostras complexas em que se espera uma baixa concentração de partículas. A combinação da extração térmica com análise termogravimétrica (TGA) em adsorventes da fase sólida, com posterior análise desses adsorventes em espectrometria de massa por cromatografia gasosa de dessorção térmica (TDS-GC-MS), é chamada de TED-GC-MS. Esta é uma técnica eficiente para determinação de microplásticos que não exige a preparação de amostras (ZARFL, 2019). No procedimento de análise, toda a amostra é pirolisada a 600 °C e os produtos de degradação térmica específicas de cada polímero ficam presos nos adsorventes de fase sólida. Posteriormente a análise por GC-MS permite a identificação e quantificação dos polímeros (DÜMICHEN *et al.*, 2017). A técnica apresenta vantagem em relação a outras técnicas termogravimétricas como Pyr-GC-MS que exigem o isolamento das partículas a serem

identificadas (ZARFL, 2019). Dessa forma, a combinação de técnicas visuais com a TED-GC-MS permitiria a descrição de parâmetros morfológicos dos microplásticos e a quantificação segura de sua concentração em massa.

A ausência de microplásticos nas amostras coletadas em áreas de ocupadas por pinguins, a princípio, não corrobora os resultados obtidos por Bessa *et al.* (2019), Le Guen *et al.* (2020) e Fragão *et al.* (2021) que identificaram microplásticos na excreta de pinguins que habitam o ecossistema antártico. Vale ressaltar que as fibras, desconsideradas da análise no presente estudo, representam a morfologia encontrada com maior frequência pelos autores (58% e 100%, respectivamente), enquanto os fragmentos identificados possuíam uma média de 312 μm . Por outro lado, a ausência de microplásticos em amostras coletadas em áreas ocupadas por mamíferos marinhos antárticos corrobora os resultados obtidos por Garcia-Garin *et al.* (2020), que constataram ausência de microplásticos nas excretas de lobos-marinhos-antárticos (*Arctocephalus gazella*) em amostras coletadas na Ilha Deception.

A abundância dos microplásticos em ambientes de praia é influenciada pela distâncias das fontes de contaminação e pela dinâmica e regime energético atuantes no ambiente sedimentar, que também reflete na granulometria do sedimento (ENDERS *et al.*, 2019; MENDES *et al.*, 2021). A granulometria e variáveis estatísticas associadas à análise granulométrica como a média, mediana, grau de seleção (desvio padrão), assimetria e curtose são parâmetros texturais que retratam influências dos processos deposicionais e a evolução de ambientes sedimentares costeiros (EDWARDS, 2001; FOLK, ROBERT L., 1966). O grau de seleção e assimetria, geralmente, são considerados fatores ambientalmente sensíveis que refletem a variedade de fontes e intensidade dos processos de mistura do sedimento, enquanto a média reflete a energia associada aos mecanismos de transporte (ABDULKARIM *et al.*, 2015; EDWARDS, 2001).

As linhas de maré são representadas pelo produto da dinâmica de deposição de material com fluatibilidade positiva nos últimos ciclos de maré. Durante a elevação de maré, as linhas são suspensas pela ação cíclica das ondas e movem-se para a parte superior da praia, concentrando material depositado no último ciclo em uma linha de maré única. Quando o nível da água começa a baixar, as linhas de maré vão sendo depositadas conforme o mar recua, estratificando em linha superior e inferior (TURRELL, 2018). Dessa forma, os resultados sugerem que durante o recuo do mar, o sedimento retrabalhado na linha inferior é mais bem selecionado em relação àquele depositado anteriormente na linha superior (Tabela 10). As praias que apresentam linha de maré única, aparentemente, concentram a deposição de sedimento mais denso em comparação ao ambiente de linha de maré inferior, provavelmente associada à

dinâmica mais energética de ação das ondas durante a elevação de maré (Tabela 10). As partículas de sedimento mais pesadas são transportadas por rolamento ou arraste em um regime mais energético, enquanto as partículas mais leves são constantemente transportadas em suspensão mesmo quando a energia associada diminui. Grãos intermediários, muito pesados para se manter em suspensão, são suspensos temporariamente pela ação das ondas e, posteriormente, decantados (STANICA; UNGUREANU, 2010). Na dinâmica de ação das ondas o material é submetido a forças opostas e com intensidades diferentes, a mais forte na subida da onda, e a mais fraca na descida da onda. Assim, o material mais grosseiro e pesado pode ser transportado e depositado na praia, enquanto o material mais fino é carregado de volta para a água (MARTINS, 1965).

Ocasionalmente, parte do material sujeito à dinâmica sedimentar da face praial é transportado acima da crista de berma, que marca o início da zona de *backshore*, e passa a contribuir para a formação do primeiro nível de terraço marinho (STANICA; UNGUREANU, 2010). O *landslide* de sedimentos das escarpas e depósitos de tálus das áreas costeiras peri e paraglaciais também contribui para a entrada de material sedimentar no ambiente de terraço marinho (DĄBSKI *et al.*, 2017). Neste sentido, a ausência do processo de retrabalhamento constante promovido pela ação das ondas, aliada à influência da dinâmica de transporte de sedimentos continentais nos terraços marinhos, podem favorecer para a formação de um pacote sedimentar superficial de menor grau de seleção (Tabela 10). Por outro lado, a densidade de partículas com valor mais baixo nessas áreas mais estáveis pode ser promovida pela presença de vegetação, que contribui para o incremento de matéria orgânica ao sedimento grosseiro (FRANCELINO *et al.*, 2011).

Os resultados sugerem que a dinâmica de sedimentação atuante na face praial da ASPA 126 seleciona melhor o sedimento depositado do que na 128. A ASPA 126, na península Byers, é um dos conjuntos mais antigos de paisagens livre de gelo da Antártica Marítima, apresentando sistemas hidrográficos bem desenvolvidos e níveis sucessivos de terraços marinhos colonizados por vegetação (FARIA, 2010; QUESADA *et al.*, 2009). Com um ambiente costeiro com feições geomorfológicas mais estáveis e caracterizado por evolução periglacial antiga (FARIA, 2010), espera-se que aporte sedimentar continental seja mais homogêneo, o que favorece a formação de um pacote sedimentar mais bem selecionado na face praial (Tabela 11). A ausência de diferença significativa entre a média dos grãos e densidade de partículas nas amostras coletadas nas duas ASPAs indica que, mesmo com a ASPA 126 sofrendo maior influência direta da CCA, a competência de transporte do sedimento se assemelha no contraste entre duas áreas.

A assimetria negativa, observada na maior parte das amostras (73%), é predominante em praias holocênicas e tem relação com a intensidade e duração da ação de um agente deposicional de alta energia, como a ação das ondas, podendo ainda ser acentuada pela adição de materiais grosseiros ao pacote sedimentar (MARTINS, 2003). Em áreas mais protegidas da ação hidrodinâmica, a assimetria tende a ser positiva (MARTINS, 2003), conforme observado nas amostras de terraço marinho (D4(4) e D5(2)). A curtose geralmente é relacionada com a polimodalidade do sedimento, de forma que sedimentos unimodais tendem a apresentar caráter leptocúrtico. Com aparecimento de mais picos modais o valor de curtose diminui a valores inferiores a unidade, resultando em um caráter platicúrtico (CRONAN, 1972). Dessa forma, os resultados sugerem que as amostras que apresentam média de grãos mais finos e caráter leptocúrtico, provavelmente, apresentam tendência mais próxima da unimodal (Figura 14.B).

Embora o grau de seleção de diferentes ambientes tenha apresentado diferenças significativas (Tabelas 10 e 11), revelando a possibilidade da atuação de processos diferenciados de mistura do sedimento, em um contexto geral, os sedimentos amostrados nas duas ASPAs são predominantemente grosseiros e classificados como pobremente selecionados (Figura 14.A; Tabela 14). No processo de seleção dos grãos do sedimento, as partículas maiores e mais pesadas tendem a ser transportadas por correntes de maior energia, e, conforme a energia diminui, os grãos mais pesados são depositados, enquanto partículas mais leves continuam sendo transportadas. Na dinâmica sedimentar do ambiente de praia, espera-se que o processo cíclico de retrabalhamento pela ação das ondas forneça energia de transporte constante ao meio e, conseqüentemente, a seleção eficiente dos grãos de sedimento (STANICA; UNGUREANU, 2010). Entretanto, a Antártica Marítima é uma região que possui o clima bastante influenciado por passagens sucessivas de sistemas de ciclones e correntes marítimas turbulentas dotadas de elevada energia cinética associada (CHERESKIN *et al.*, 2009; FERRON *et al.*, 2004). Mesmo em ambientes de praia sujeitos à ação seletiva das ondas, é possível que a susceptibilidade dessas áreas frente a eventos climáticos extremos e de alta energia contribua para a formação de um pacote sedimentar grosseiro e pobremente selecionado na face praial.

A carga de entrada e acumulação de microplásticos no ambiente de praia são afetadas pela ação dos ventos e pela dinâmica energética da variação diária do nível do mar, de forma que praias mais protegidas e sujeitas a dinâmica menos energética tendem a apresentar maiores concentrações de microplásticos (PINHEIRO *et al.*, 2019; TURRELL, 2018). Recentemente foi demonstrada a ocorrência de correlação positiva e significativa entre a abundância de microplásticos de alta densidade com ambientes sedimentares de baixa energia associada e

maior proporção de partículas finas (ENDERS *et al.*, 2019). Analogamente, autores sugerem que praias com sedimentos mais finos ($< 63 \mu\text{m}$) retêm mais microplásticos do que as que apresentam sedimentos grosseiros (MENDES *et al.*, 2021). Neste sentido, os resultados obtidos no presente estudo sugerem que a dinâmica sedimentar do ambiente de praia das ASPAs 128 e 126, que favorece a formação de um pacote sedimentar grosseiro e pobremente selecionado, não favorece a acumulação de microplásticos ($> 0,5 \text{ mm}$; fibras excluídas). Ressalta-se que a escolha do local de coleta em amostras de sedimento de praia para análise de microplásticos pode impactar nos resultados obtidos (MENDES *et al.*, 2021), e talvez resultados mais conclusivos poderiam ser obtidos com coletas em ambientes onde há deposição de partículas mais finas, como ambientes de maré e frentes de geleira.

Embora a dinâmica do ambiente sedimentar das duas ASPAs, aparentemente, não favoreça a acumulação de microplásticos, itens macroplásticos foram identificados com frequência durante a campanha de amostragem (Figura 19) e supostamente suportam à retirada promovida pela dinâmica sedimentar de elevada energia associada. Comportamento semelhante foi observado em estudo que documentou a presença de resíduos antropogênicos na ASPA terrestre nº133 (Harmony Point, Ilha Nelson) (FINGER *et al.*, 2021). Neste caso, os autores identificaram que nas imediações de um refúgio antártico a predominância de itens menores que 5 cm é evidente (92,5%), enquanto em ambiente de praia essa fração representa menos de 15% dos resíduos amostrados. Microplásticos são preferencialmente originados da fragmentação de itens de plástico maiores e a presença de macroplásticos no ambiente de praia de ASPAs fortalece os indícios da ocorrência da contaminação por microplásticos no ecossistema marinho da Antártica.

Os resultados apresentados no presente estudo reforçam que mesmo nas áreas terrestres especialmente protegidas pelo Tratado da Antártica a ocorrência de microplásticos (e macroplásticos) não está ausente. Evidências de que as fontes de contaminação são predominantemente locais e do potencial de acumulação de microplásticos no ecossistema marinho antártico (ISOBE *et al.*, 2017; LACERDA *et al.*, 2019) ressaltam a necessidade da adoção de medidas, por parte do Tratado da Antártica, para mitigar e reduzir a entrada de contaminação plástica neste ambiente. Mesmo que o Tratado da Antártica preveja normas para regulamentar o manejo de resíduos e efluentes (CEP, 1991b), sugere-se intensificar a fiscalização do cumprimento dessas normas pelas estações de pesquisa, refúgios e navios que transitam no ambiente antártico. O desenvolvimento de estratégias de monitoramentos específicos e periódicos, por parte do Tratado da Antártica, acerca da contaminação por micro

e macrolásticos também é fomentada, no sentido de fortalecer o entendimento da dinâmica de transporte, entrada e possíveis impactos deste tipo de contaminação no continente. Adicionalmente, é necessário conscientizar a população que desempenha atividades no continente Antártico (pesquisadores, militares, turistas, etc.) a respeito do consumo e descarte adequado de resíduos plásticos.



Figura 19. Macrolásticos encontrados durante a amostragem. A. Diversas peças de plástico, entre tampa de garrafa e solado de tênis; B. Macrolástico aparentemente resultante de queima.

8 CONCLUSÃO

O presente estudo confirmou a presença de partículas de microplásticos grandes (entre 0,5 e 5 mm) em amostras de sedimentos do ambiente de praia nas ASPAs 128 e 126, com abundância máxima de 1 partícula de microplástico por amostra, resultando assim em baixas concentrações (máx. 20,7 partículas kg^{-1}). Na maior parte das amostras (75%), a contaminação por microplásticos grandes é indetectável ao procedimento analítico adotado. Com os resultados obtidos, não foi possível identificar diferenças significativas entre a concentração e características de microplásticos com os diferentes ambientes amostrados. Embora os resultados revelem baixas concentrações e ausência da contaminação por microplásticos grandes na maioria dos casos, não é possível confirmar a ausência total de fibras e microplásticos pequenos ($< 0,5$ mm) nas amostras de sedimento das ASPAs 128 e 126 com a metodologia utilizada.

A comparação entre os ambientes amostrados, no entanto, revelou diferenças significativas em parâmetros estatísticos sedimentológicos, indicando que as áreas estão sujeitas a dinâmicas sedimentares diferenciadas. O sedimento amostrado nas praias das duas ASPAs é predominantemente grosseiro e pobremente selecionado. Os resultados sugerem que os mesmos fatores que contribuem para a dinâmica de alta energia e formação de um pacote sedimentar grosseiro e pobremente selecionado nas áreas amostradas, podem favorecer as concentrações inexpressivas de microplásticos encontradas.

O controle analítico de contaminação cruzada pode ser um fator limitante para a análise de amostras em que se espera encontrar concentrações reduzidas de microplásticos. Como forma de garantir a quantificação segura de microplásticos em sedimentos de praia da Antártica, em todas as faixas de tamanho, recomenda-se a combinação de técnicas visuais com técnicas termogravimétricas que não exigem preparação minuciosa e manuseio de amostras.

Os resultados obtidos no presente estudo contribuem para o monitoramento de indicadores ambientais em áreas especialmente protegidas da Antártica Marítima, conforme previsto no Protocolo de Proteção Ambiental do Tratado da Antártica. Além disso, a análise apresentada fomenta o desenvolvimento de novos estudos investigando a presença de microplásticos em sedimentos de praia e áreas costeiras da Antártica, ainda escassos na literatura.

REFERÊNCIAS

- ABDULKARIM, R.; AKINNIGBAGBE, E.A.; IMO, D.O.; IMHANSOLOEVA, M.T.; ANIEBONE, V.O.; IBITOLA, M.P.; FALEYE, B.R.; SHONDE, O.; APPIA, Y.J. Grain size analysis of beach sediment along the barrier bar lagoon coastal system, Lagos, Nigeria; its implication on coastal erosion. **Global Journal of Geological Sciences**, vol. 12, no. 1, p. 31, 2015. <https://doi.org/10.4314/gjgs.v12i1.4>.
- ABSHER, T. M.; FERREIRA, S. L.; KERN, Y.; FERREIRA, A. L.; CHRISTO, S. W.; ANDO, R. A. Incidence and identification of microfibers in ocean waters in Admiralty Bay, Antarctica. **Environmental Science and Pollution Research**, vol. 26, no. 1, p. 292–298, 2019. <https://doi.org/10.1007/s11356-018-3509-6>.
- ADAR, F. Evolution and revolution of Raman instrumentation-application of available technologies to spectroscopy and microscopy. **Handbook of Raman Spectroscopy: From the Research Laboratory to the Process Line**. [S. l.]: CRC press, 2001.
- AJITH, N.; ARUMUGAM, S.; PARTHASARATHY, S.; MANUPOORI, S.; JANAKIRAMAN, S. Global distribution of microplastics and its impact on marine environment—a review. **Environmental Science and Pollution Research**, vol. 27, no. 21, p. 25970–25986, 2020. <https://doi.org/10.1007/s11356-020-09015-5>.
- AMARAL-ZETTLER, L. A.; ZETTLER, E. R.; SLIKAS, B.; BOYD, G. D.; MELVIN, D. W.; MORRALL, C. E.; PROSKUROWSKI, G.; MINCER, T. J. The biogeography of the Plastisphere: Implications for policy. **Frontiers in Ecology and the Environment**, vol. 13, no. 10, p. 541–546, 2015. <https://doi.org/10.1890/150017>.
- ANDREASSEN, E. Infrared and Raman spectroscopy of polypropylene. [S. l.: s. n.], 1999. p. 320–328. DOI 10.1007/978-94-011-4421-6_46.
- ANGER, P. M.; VON DER ESCH, E.; BAUMANN, T.; ELSNER, M.; NIESSNER, R.; IVLEVA, N. P. Raman microspectroscopy as a tool for microplastic particle analysis. **TrAC - Trends in Analytical Chemistry**, vol. 109, p. 214–226, 2018. DOI 10.1016/j.trac.2018.10.010.
- ARJUNAN, V.; SUBRAMANIAN, S.; MOHAN, S. Fourier transform infrared and Raman spectral analysis of trans-1,4-polyisoprene. **Spectrochimica Acta Part A: Molecular and Biomolecular Spectroscopy**, vol. 57, no. 13, p. 2547–2554, Nov. 2001. DOI 10.1016/S1386-1425(01)00426-7.

ARTHUR, C.; BAKER, J.; BAMFORD, H. **Proceedings of the International Research Workshop on the Occurrence, Effects, and Fate of Microplastic Marine Debris**. NOAA Technical Memorandum NOS- OS&R-30. Washington, Tacoma: [s. n.], 2009.

ATCM, (Antarctic Treaty Consultative Meeting). **Management Plan for Antarctic Specially Protected Area No 126 Byers Peninsula, Livingston Island, South Shetland Islands**. Measure 4, XXXIX Antarctic Treaty Consultative Meeting, Santiago: [s. n.], 2016.

ATCM, (Antarctic Treaty Consultative Meeting). **Management Plan for Antarctic Specially Protected Area No 128 Western Shore of Admiralty Bay, King George Island, South Shetlands Island**. Measure 4, XXXVII Antarctic Treaty Consultative Meeting, Brasília: [s. n.], 2014.

AUTA, H. S.; EMENIKE, C. U.; FAUZIAH, S. H. Distribution and importance of microplastics in the marine environment: A review of the sources, fate, effects, and potential solutions. **Environment International**, vol. 102, 2017. <https://doi.org/10.1016/j.envint.2017.02.013>.

BAKIR, A.; ROWLAND, S. J.; THOMPSON, R. C. Transport of persistent organic pollutants by microplastics in estuarine conditions. **Estuarine, Coastal and Shelf Science**, vol. 140, p. 14–21, 2014. DOI 10.1016/j.ecss.2014.01.004.

BANK, M. S.; HANSSON, S. V. The Plastic Cycle: A Novel and Holistic Paradigm for the Anthropocene. **Environmental Science and Technology**, vol. 53, no. 13, p. 7177–7179, 2019. <https://doi.org/10.1021/acs.est.9b02942>.

BAÑÓN, M.; JUSTEL, A.; VELÁZQUEZ, D.; QUESADA, A. Regional weather survey on byers peninsula, livingston island, south shetland islands, antarctica. **Antarctic Science**, vol. 25, no. 2, p. 146–156, 2013. <https://doi.org/10.1017/S0954102012001046>.

BARNES, D. K. A. Invasions by marine life on plastic debris. **Nature**, vol. 416, p. 808–809, 2002. <https://doi.org/10.1080/00785236.1995.10422039>.

BARNES, D. K. A.; GALGANI, F.; THOMPSON, R. C.; BARLAZ, M. Accumulation and fragmentation of plastic debris in global environments. **Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences**, vol. 364, no. 1526, p. 1985–1998, 2009. <https://doi.org/10.1098/rstb.2008.0205>.

BARNES, D. K.A.; WALTERS, A.; GONÇALVES, L. Macroplastics at sea around Antarctica. **Marine Environmental Research**, vol. 70, no. 2, p. 250–252, 2010. DOI

10.1016/j.marenvres.2010.05.006.

BERGAMI, E.; ROTA, E.; CARUSO, T.; BIRARDA, G.; VACCARI, L.; CORSI, I. Plastics everywhere : first evidence of polystyrene fragments inside the common Antarctic collembolan *Cryptopygus antarcticus*. **Biology Letters**, 2020.

BESSA, F.; RATCLIFFE, N.; OTERO, V.; SOBRAL, P.; MARQUES, J. C.; WALUDA, C. M.; TRATHAN, P. N.; XAVIER, J. C. Microplastics in gentoo penguins from the Antarctic region. **Scientific Reports**, vol. 9, no. 1, p. 1–7, 2019. <https://doi.org/10.1038/s41598-019-50621-2>.

BINTANJA, R. The Local Surface Energy Balance of the Ecology Glacier, King George Island, Antarctica: Measurements and modelling. **Antarctic Science**, vol. 7, no. 3, p. 315–325, 1995. <https://doi.org/10.1017/S0954102095000435>.

BIRKENMAJER, K. Geology of Admiralty Bay , King George Island (South Shetland Islands) — An outline. **Polish Polar Research**, vol. 1, no. 1, p. 29–54, 1980. .

BLÄSING, M.; AMELUNG, W. Plastics in soil: Analytical methods and possible sources. **Science of the Total Environment**, vol. 612, p. 422–435, 2018. DOI 10.1016/j.scitotenv.2017.08.086.

BOERIO, F. J.; BAHL, S. K.; MCGRAW, G. E. Vibrational analysis of polyethylene terephthalate and its deuterated derivatives. **Journal of Polymer Science: Polymer Physics Edition**, vol. 14, no. 6, p. 1029–1046, Jun. 1976. DOI 10.1002/pol.1976.180140607.

BOTTERELL, Z. L.R.; BEAUMONT, N.; DORRINGTON, T.; STEINKE, M.; THOMPSON, R. C.; LINDEQUE, P. K. Bioavailability and effects of microplastics on marine zooplankton: A review. **Environmental Pollution**, vol. 245, p. 98–110, 2019. DOI 10.1016/j.envpol.2018.10.065.

BRAUN, M.; SAURER, H.; VOGT, S.; SIMÕES, J. C.; GOSSMANN, H. The influence of large-scale atmospheric circulation on the surface energy balance of the King George island ice cap. **International Journal of Climatology**, vol. 21, no. 1, p. 21–36, 2001. <https://doi.org/10.1002/joc.563>.

BROWNE, M. A.; DISSANAYAKE, A.; GALLOWAY, T. S.; LOWE, D. M.; THOMPSON, R. C. Ingested microscopic plastic translocates to the circulatory system of the mussel, *Mytilus edulis* (L.). **Environmental Science and Technology**, vol. 42, no. 13, p. 5026–5031, 2008a.

<https://doi.org/10.1021/es800249a>.

BROWNE, M. A.; DISSANAYAKE, A.; GALLOWAY, T. S.; LOWE, D. M.; THOMPSON, R. C. Ingested Microscopic Plastic Translocates to the Circulatory System of the Mussel, *Mytilus edulis* (L.). **Environmental Science & Technology**, vol. 42, no. 13, p. 5026–5031, Jul. 2008b. DOI 10.1021/es800249a.

CAI, L.; WANG, J.; PENG, J.; WU, Z.; TAN, X.. Observation of the degradation of three types of plastic pellets exposed to UV irradiation in three different environments. **Science of the Total Environment**, vol. 628–629, p. 740–747, 2018. DOI 10.1016/j.scitotenv.2018.02.079.

CEP, (Committee of Environmental Protection). **Annex I to the Protocol on Environmental Protection to the Antarctic Treaty - Environmental Impact Assessment**. Antarctic Treaty: [s. n.], 1991a. Available at: <https://www.ats.aq/e/protocol.html>.

CEP, (Committee of Environmental Protection). **Annex III to the Protocol on Environmental Protection to the Antarctic Treaty - Waste Disposal and Waste Management**. Antarctic Treaty: [s. n.], 1991b. Available at: <https://www.ats.aq/e/protocol.html>.

CEP, (Committee of Environmental Protection). **Annex IV to the Protocol on Environmental Protection to the Antarctic Treaty - Prevention of Marine Pollution**. Antarctic Treaty: [s. n.], 1991c. Available at: <https://www.ats.aq/e/protocol.html>.

CEP, (Committee of Environmental Protection). **Annex V to the Protocol on Environmental Protection to the Antarctic Treaty - Area Protection and Management**. Antarctic Treaty: [s. n.], 1991d. Available at: <https://www.ats.aq/e/protocol.html>.

CEP, (Committee of Environmental Protection). **Protocol on Environmental Protection to the Antarctic Treaty**. Antarctic Treaty: [s. n.], 1991e.

CHALLENGER, P. G.; READ, J. F.; POLLARD, R. T.; TOKMAKIAN, R. T. Measuring Surface Currents in Drake Passage from Altimetry and Hydrography. **Journal of Physical Oceanography**, vol. 26, no. 12, p. 2748–2759, Dec. 1996. DOI 10.1175/1520-0485(1996)026<2748:MSCIDP>2.0.CO;2.

CHERESKIN, T. K.; DONOHUE, K. A.; WATTS, D. R.; TRACEY, K. L.; FIRING, Y. L.; CUTTING, A. L. Strong bottom currents and cyclogenesis in Drake Passage. **Geophysical Research Letters**, vol. 36, no. 23, p. 1–5, 2009. <https://doi.org/10.1029/2009GL040940>.

CINCINELLI, A.; SCOPETANI, C.; CHELAZZI, D.; LOMBARDINI, E.; MARTELLINI, T.;

KATSOYIANNIS, A.; FOSSI, M. C.; CORSOLINI, S. Microplastic in the surface waters of the Ross Sea (Antarctica): Occurrence, distribution and characterization by FTIR. **Chemosphere**, vol. 175, p. 391–400, 2017. DOI 10.1016/j.chemosphere.2017.02.024.

CLAESSENS, M.; MEESTER, S. D.; LANDUYT, L. V.; CLERCK, K. D.; JANSSEN, C. R. Occurrence and distribution of microplastics in marine sediments along the Belgian coast. **Marine Pollution Bulletin**, vol. 62, no. 10, p. 2199–2204, 2011. DOI 10.1016/j.marpolbul.2011.06.030.

CLAESSENS, M.; VAN CAUWENBERGHE, L.; VANDEGEHUCHTE, M. B.; JANSSEN, C. R. New techniques for the detection of microplastics in sediments and field collected organisms. **Marine Pollution Bulletin**, vol. 70, no. 1–2, p. 227–233, 2013. DOI 10.1016/j.marpolbul.2013.03.009.

COLE, M.; LINDEQUE, P.; HALSBAND, C.; GALLOWAY, T. S. Microplastics as contaminants in the marine environment: A review. **Marine Pollution Bulletin**, vol. 62, no. 12, p. 2588–2597, 2011. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2011.09.025>.

CONVEY, P.; BARNES, D. K.A.; MORTON, A. Debris accumulation on oceanic island shores of the Scotia Arc, Antarctica. **Polar Biology**, vol. 25, no. 8, p. 612–617, 2002. <https://doi.org/10.1007/s00300-002-0391-x>.

CRAWFORD, C. B.; QUINN, B. **Microplastic Pollutants**. [*S. l.: s. n.*], 2016. <https://doi.org/10.1016/c2015-0-04315-5>.

D. S. CRONAN. Skewness and Kurtosis in Polymodal Sediments from the Irish Sea. **SEPM Journal of Sedimentary Research**, vol. Vol. 42, no. 1, p. 102–106, 1972. DOI 10.1306/74D724A0-2B21-11D7-8648000102C1865D.

DA COSTA, J. P.; DUARTE, A. C.; ROCHA-SANTOS, T. A. P. **Microplastics – Occurrence, Fate and Behaviour in the Environment**. [*S. l.*]: Elsevier Ltd, 2017. vol. 75, . DOI 10.1016/bs.coac.2016.10.004.

DĄBSKI, M.; ZMARZ, A.; PABJANEK, P.; KORCZAK-ABSHIRE, M.; KARSZNIA, I.; CHWEDORZEWSKA, K. J. UAV-based detection and spatial analyses of periglacial landforms on Demay Point (King George Island, South Shetland Islands, Antarctica). **Geomorphology**, vol. 290, no. November 2016, p. 29–38, 2017. <https://doi.org/10.1016/j.geomorph.2017.03.033>.

DAWSON, A.; HUSTON, W.; KAWAGUCHI, S.; KING, C.; CROPP, R.; WILD, S.; EISENMANN, P.; TOWNSEND, K.; BENGTSON NASH, S. M. Uptake and Depuration Kinetics Influence Microplastic Bioaccumulation and Toxicity in Antarctic Krill (*Euphausia superba*). **Environmental Science and Technology**, vol. 52, no. 5, p. 3195–3201, 2018. <https://doi.org/10.1021/acs.est.7b05759>.

DAWSON, A. ; KAWAGUCHI, S.; KING, C. K.; TOWNSEND, K. A.; KING, R.; HUSTON, W. M.; BENGTSON NASH, S. M. Turning microplastics into nanoplastics through digestive fragmentation by Antarctic krill. **Nature Communications**, vol. 9, no. 1, p. 1–8, 2018. DOI 10.1038/s41467-018-03465-9.

DE FALCO, F.; COCCA, M.; AVELLA, M.; THOMPSON, R. C. Microfiber Release to Water, Via Laundering, and to Air, via Everyday Use: A Comparison between Polyester Clothing with Differing Textile Parameters. **Environmental Science and Technology**, vol. 54, no. 6, p. 3288–3296, 2020. <https://doi.org/10.1021/acs.est.9b06892>.

DONAGEMMA, G. K.; CAMPOS, D. V. B.; CALDERANO, S. B.; TEIXEIRA, W. G.; VIANA, J. H. M. Manual de Métodos de Análise de Solo. **Embrapa**, no. ISSN 1517-2627, p. 230, 2011.

DÜMICHEN, E.; EISENTRAUT, P.; BANNICK, C. G.; BARTHEL, A. K.; SENZ, R.; BRAUN, U. Fast identification of microplastics in complex environmental samples by a thermal degradation method. **Chemosphere**, vol. 174, p. 572–584, 2017. DOI 10.1016/j.chemosphere.2017.02.010.

DUNCAN, E. M.; BRODERICK, A. C.; FULLER, W. J.; GALLOWAY, T. S.; GODFREY, M. H.; HAMANN, M.; LIMPUS, C. J.; LINDEQUE, P. K.; MAYES, A. G.; OMEYER, L. C. M.; SANTILLO, D.; SNAPE, R. T. E.; GODLEY, B. J. Microplastic ingestion ubiquitous in marine turtles. **Global Change Biology**, vol. 25, no. 2, p. 744–752, 2019. <https://doi.org/10.1111/gcb.14519>.

EDWARDS, A. C. Grain size and sorting in modern beach sands. **Journal of Coastal Research**, vol. 17, no. 1, p. 38–52, 2001. .

ELERT, A. M.; BECKER, R.; DUEMICHEN, E.; EISENTRAUT, P.; FALKENHAGEN, J.; STURM, H.; BRAUN, U. Comparison of different methods for MP detection: What can we learn from them, and why asking the right question before measurements matters? **Environmental Pollution**, vol. 231, p. 1256–1264, 2017.

<https://doi.org/10.1016/j.envpol.2017.08.074>.

ENDERS, K.; KÄPPLER, A.; BINIASCH, O.; FELDENS, P.; STOLLBERG, N.; LANGE, X.; FISCHER, D.; EICHHORN, K. J.; POLLEHNE, F.; OBERBECKMANN, S.; LABRENZ, M. Tracing microplastics in aquatic environments based on sediment analogies. **Scientific Reports**, vol. 9, no. 1, p. 1–15, 2019. <https://doi.org/10.1038/s41598-019-50508-2>.

ENDERS, K.; LENZ, R.; BEER, S.; STEDMON, C. A. Extraction of microplastic from biota: Recommended acidic digestion destroys common plastic polymers. **ICES Journal of Marine Science**, vol. 74, no. 1, p. 326–331, 2017. <https://doi.org/10.1093/icesjms/fsw173>.

ENDERS, K.; LENZ, R.; IVAR DO SUL, J. A.; TAGG, A. S.; LABRENZ, M. When every particle matters: A QuEChERS approach to extract microplastics from environmental samples. **MethodsX**, vol. 7, p. 100784, 2020. DOI 10.1016/j.mex.2020.100784.

ERIKSEN, M.; LEBRETON, L. C. M.; CARSON, H. S.; THIEL, M.; MOORE, C. J.; BORERRO, J. C.; GALGANI, F.; RYAN, P. G.; REISSER, J. Plastic Pollution in the World's Oceans: More than 5 Trillion Plastic Pieces Weighing over 250,000 Tons Afloat at Sea. **PLoS ONE**, vol. 9, no. 12, p. 1–15, 2014. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0111913>.

ERNI-CASSOLA, G.; ZADJELOVIC, V.; GIBSON, M. I.; CHRISTIE-OLEZA, J. A. Distribution of plastic polymer types in the marine environment; A meta-analysis. **Journal of Hazardous Materials**, vol. 369, no. February, p. 691–698, 2019. DOI 10.1016/j.jhazmat.2019.02.067.

EUROPE, Plastics - Association of Plastic Manufacturers (Organization). Plastics – the Facts 2020. **PlasticEurope**, p. 16, 2020.

EUROPEAN COMMISSION, Group of Chief Scientific Advisors. **Environmental and Health risks of Microplastic pollution**. [S. l.: s. n.], 2019. DOI 10.2777/54199.

EVANGELIOU, N.; GRYPHE, H.; KLIMONT, Z.; HEYES, C.; ECKHARDT, S.; LOPEZ-APARICIO, S.; STOHL, A. Atmospheric transport is a major pathway of microplastics to remote regions. **Nature Communications**, vol. 11, no. 1, 2020. DOI 10.1038/s41467-020-17201-9.

FARIA, André Luiz Lopes. **Solos, geomorfologia e relações ecológicas na parte sudoeste da Península de Byers, Ilha Livingston, Antártica Marítima**. 2010. 96 f. 2010.

FARRELL, P.; NELSON, K. Trophic level transfer of microplastic: *Mytilus edulis* (L.) to

Carcinus maenas (L.). **Environmental Pollution**, vol. 177, p. 1–3, 2013. DOI 10.1016/j.envpol.2013.01.046.

FERREIRA, P.; FONTE, E.; SOARES, M. E.; CARVALHO, F.; GUILHERMINO, L. Effects of multi-stressors on juveniles of the marine fish *Pomatoschistus microps*: Gold nanoparticles, microplastics and temperature. **Aquatic Toxicology**, vol. 170, p. 89–103, 2016. <https://doi.org/10.1016/j.aquatox.2015.11.011>.

FERRON, F. A.; SIMÕES, J. C.; AQUINO, F. E.; SETZER, A. W. Air temperature time series for King George Island, Antarctica. **Pesquisa Antártica Brasileira**, vol. 4, no. January, p. 155–169, 2004.

FINGER, J. V. G.; CORÁ, D. H.; CONVEY, P.; CRUZ, F. S.; PETRY, M. V.; KRÜGER, L. Anthropogenic debris in an Antarctic Specially Protected Area in the maritime Antarctic. **Marine Pollution Bulletin**, vol. 172, no. September, 2021. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2021.112921>.

FOLEY, C. J.; FEINER, Z. S.; MALINICH, T. D.; HÖÖK, T. O. **A meta-analysis of the effects of exposure to microplastics on fish and aquatic invertebrates**. [*S. l.: s. n.*], 2018. vol. 631–632, . <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2018.03.046>.

FOLK, R. L. a Review of Grain-Size Parameters. **Sedimentology**, vol. 6, no. 2, p. 73–93, 1966. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3091.1966.tb01572.x>.

FOLK, R. L.; WARD, W. C. Brazos River bar [Texas]; a study in the significance of grain size parameters. **Journal of Sedimentary Research**, vol. 27, no. 1, p. 3–26, 1957. <https://doi.org/10.1306/74d70646-2b21-11d7-8648000102c1865d>.

FRAGÃO, J.; BESSA, F.; OTERO, V.; BARBOSA, A.; SOBRAL, P.; WALUDA, C. M.; GUÍMARO, H. R.; XAVIER, J. C. Microplastics and other anthropogenic particles in Antarctica: Using penguins as biological samplers. **Science of the Total Environment**, vol. 788, p. 147698, 2021. DOI 10.1016/j.scitotenv.2021.147698.

FRANCELINO, M. R.; SCHAEFER, C. E. G. R.; SIMAS, F. N. B.; FILHO, E. I. F.; DE SOUZA, J. J. L. L.; DA COSTA, L. M. Geomorphology and soils distribution under paraglacial conditions in an ice-free area of Admiralty Bay, King George Island, Antarctica. **Catena**, vol. 85, no. 3, p. 194–204, 2011. DOI 10.1016/j.catena.2010.12.007.

FRASER, C. I.; MORRISON, A. K.; HOGG, A. M. C.; MACAYA, E. C.; VAN SEBILLE, E.;

RYAN, P. G.; PADOVAN, A.; JACK, C.; VALDIVIA, N.; WATERS, J. M. Antarctica's ecological isolation will be broken by storm-driven dispersal and warming. **Nature Climate Change**, vol. 8, no. 8, p. 704–708, 2018. DOI 10.1038/s41558-018-0209-7.

FRIAS, J.; PAGTER, E.; NASH, R.; O'CONNOR, I.; CARRETERO, O.; FILGUEIRAS, A.; VIÑAS, L.; GAGO, J.; ANTUNES, J.; BESSA, F.; SOBRAL, P.; GORUPPI, A.; TIRELLI, V.; PEDROTTI, M. L.; SUARIA, G.; ALIANI, S.; LOPES, C.; RAIMUNDO, J.; CAETANO, M.; GERDTS, G. Standardised protocol for monitoring microplastics in sediments. **JPI-Oceans BASEMAN project**, no. May, p. 33, 2018. <https://doi.org/10.13140/RG.2.2.36256.89601/1>.

GARCIA-GARIN, O.; GARCÍA-CUEVAS, I.; DRAGO, M.; RITA, D.; PARGA, M.; GAZO, M.; CARDONA, L. No evidence of microplastics in Antarctic fur seal scats from a hotspot of human activity in Western Antarctica. **Science of the Total Environment**, vol. 737, p. 140210, 2020. DOI 10.1016/j.scitotenv.2020.140210.

GESAMP, Joint Group of Experts on the Scientific Aspects of Marine Environmental Protection. Sources, fate and effects of microplastics in the marine environment: part 2 of a global assessment. **Reports and Studies GESAMP**, vol. 93, p. 221, 2016. .

GESAMP, Joint Group of Experts on the Scientific Aspects of Marine Environmental Protection. Sources, fate and effects of MP in the marine environment. **Reports and Studies GESAMP**, vol. 90, p. 96, 2015. .

GEYER, R.; JAMBECK, J. R.; LAW, K. L. Production, use, and fate of all plastics ever made. **Science Advances**, vol. 3, no. 7, p. 25–29, 2017. <https://doi.org/10.1126/sciadv.1700782>.

GONZÁLEZ-PLEITER, M.; EDO, C.; VELÁZQUEZ, D.; CASERO-CHAMORRO, M. C. ; LEGANÉS, F.; QUESADA, A.; FERNÁNDEZ-PIÑAS, F.; ROSAL, R. First detection of microplastics in the freshwater of an Antarctic Specially Protected Area. **Marine Pollution Bulletin**, vol. 161, no. October, p. 1–6, 2020. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2020.111811>.

GREEN, D. S.; BOOTS, B.; SIGWART, J.; JIANG, S.; ROCHA, C. Effects of conventional and biodegradable microplastics on a marine ecosystem engineer (*Arenicola marina*) and sediment nutrient cycling. **Environmental Pollution**, vol. 208, p. 426–434, 2016. DOI 10.1016/j.envpol.2015.10.010.

GUO, X.; WANG, J.. Sorption of antibiotics onto aged microplastics in freshwater and seawater. **Marine Pollution Bulletin**, vol. 149, no. July, p. 110511, 2019. DOI

10.1016/j.marpolbul.2019.110511.

HANVEY, J. S.; LEWIS, P. J.; LAVERS, J. L.; CROSBIE, N. D.; POZO, K.; CLARKE, B. O. A review of analytical techniques for quantifying microplastics in sediments. **Analytical Methods**, vol. 9, no. 9, p. 1369–1383, 2017. DOI 10.1039/c6ay02707e.

HE, D.; LUO, Y.; LU, S.; LIU, M.; SONG, Y.; LEI, L. Microplastics in soils: Analytical methods, pollution characteristics and ecological risks. **TrAC - Trends in Analytical Chemistry**, vol. 109, p. 163–172, 2018. DOI 10.1016/j.trac.2018.10.006.

HERNANDEZ-MILIAN, G.; LUSHER, A.; MACGABBAN, S.; ROGAN, E. Microplastics in grey seal (*Halichoerus grypus*) intestines: Are they associated with parasite aggregations? **Marine Pollution Bulletin**, vol. 146, no. June, p. 349–354, 2019. DOI 10.1016/j.marpolbul.2019.06.014.

HIDALGO-RUZ, V.; GUTOW, L.; THOMPSON, R. C.; THIEL, Martin. Microplastics in the marine environment: A review of the methods used for identification and quantification. **Environmental Science and Technology**, vol. 46, no. 6, p. 3060–3075, 2012. <https://doi.org/10.1021/es2031505>.

HORTON, A. A.; SVENDSEN, C.; WILLIAMS, R. J.; SPURGEON, D. J.; LAHIVE, E. Large microplastic particles in sediments of tributaries of the River Thames, UK – Abundance, sources and methods for effective quantification. **Marine Pollution Bulletin**, vol. 114, no. 1, p. 218–226, 2017. DOI 10.1016/j.marpolbul.2016.09.004.

HUERTA LWANGA, E.; MENDOZA VEGA, J.; KU QUEJ, V.; CHI, J. L. A.; SANCHEZ DEL CID, L.; CHI, C.; ESCALONA SEGURA, G.; GERTSEN, H.; SALÁNKI, T.; VAN DER PLOEG, M.; KOELMANS, A. A.; GEISSEN, V. Field evidence for transfer of plastic debris along a terrestrial food chain. **Scientific Reports**, vol. 7, no. 1, p. 1–7, 2017. <https://doi.org/10.1038/s41598-017-14588-2>.

HURLEY, R. R.; LUSHER, A. L.; OLSEN, M.; NIZZETTO, L. Validation of a Method for Extracting Microplastics from Complex, Organic-Rich, Environmental Matrices. **Environmental Science and Technology**, vol. 52, no. 13, p. 7409–7417, 2018. <https://doi.org/10.1021/acs.est.8b01517>.

IMHOF, H. K.; SCHMID, J.; NIESSNER, R.; IVLEVA, N. P.; LAFORSCH, C. A novel, highly efficient method for the separation and quantification of plastic particles in sediments of aquatic environments. **Limnology and Oceanography: Methods**, vol. 10, no. JULY, p. 524–537,

2012. <https://doi.org/10.4319/lom.2012.10.524>.

ISOBE, A.; UCHIYAMA-MATSUMOTO, K.; UCHIDA, K.; TOKAI, T. Microplastics in the Southern Ocean. **Marine Pollution Bulletin**, vol. 114, no. 1, p. 623–626, 2017. DOI 10.1016/j.marpolbul.2016.09.037.

IVAR DO SUL, J. A.; BARNES, D. K. A.; COSTA, M. F.; CONVEY, P.; COSTA, E. S.; CAMPOS, L. Plásticos no ecossistema Antártico: Será que estamos vendo somente a ponta do iceberg? **Oecologia Australis**, vol. 15, no. 1, p. 150–170, 2011. <https://doi.org/10.4257/oeco.2011.1501.11>.

IVAR DO SUL, J. A.; COSTA, M. F. The present and future of microplastic pollution in the marine environment. **Environmental Pollution**, vol. 185, p. 352–364, 2014. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2013.10.036>.

IVAR DO SUL, J. A.; COSTA, M. F.; FILLMANN, G. Microplastics in the pelagic environment around oceanic islands of the western Tropical Atlantic Ocean. **Water, Air, and Soil Pollution**, vol. 225, no. 7, 2014. <https://doi.org/10.1007/s11270-014-2004-z>.

JAMBECK, J. R.; JI, Q.; ZHANG, Y.-G.; LIU, D.; GROSSNICKLE, D. M.; LUO, Z.-X. Plastic waste inputs from land into the ocean. **Science**, vol. 347, no. 6223, p. 764–768, 2015. DOI 10.1126/science.1260879.

KÄPPLER, A.; FISCHER, D.; OBERBECKMANN, S.; SCHERNEWSKI, G.; LABRENZ, M.; EICHHORN, K. J.; VOIT, B.. Analysis of environmental microplastics by vibrational microspectroscopy: FTIR, Raman or both? **Analytical and Bioanalytical Chemistry**, vol. 408, no. 29, p. 8377–8391, 2016. DOI 10.1007/s00216-016-9956-3.

KATTAS, L.; GASTROCK, F.; LEVIN, I.; CACCIATORE, A. Plastic Additives. **Modern Plastics Handbook**. 1st ed. [S. l.]: McGraw-Hill Professional, 2000.

KAZA, S.; YAO, L. C.; BHADA-TATA, P.; VAN WOERDEN, F. **What a Waste 2.0: A Global Snapshot of Solid Waste Management to 2050**. Urban Deve. Washington, DC: The World Bank, 2018.

KEJNA, M.; ARAZNY, A.; SOBOTA, I. Climatic change on King George Island (West Antarctica) in the years 1948– 2011. **Polish Polar Research**, vol. 34, no. 2, p. 213–235, 2013. <https://doi.org/10.2478/popore-2013-0004>.

KELLY, A.; LANNUZEL, D.; RODEMANN, T.; MEINERS, K. M.; AUMAN, H. J.

Microplastic contamination in east Antarctic sea ice. **Marine Pollution Bulletin**, vol. 154, no. March, p. 111130, 2020. DOI 10.1016/j.marpolbul.2020.111130.

KERSTEN, M.; SMEDES, F. Normalization procedures for sediment contaminants in spatial and temporal trend monitoring. **Journal of Environmental Monitoring**, vol. 4, no. 1, p. 109–115, 2002. <https://doi.org/10.1039/b108102k>.

KHALID, N.; AQEEL, M.; NOMAN, A.; HASHEM, M.; MOSTAFA, Y. S.; ALHAITHLOUL, H. A. S.; ALGHANEM, S. M. Linking effects of microplastics to ecological impacts in marine environments. **Chemosphere**, vol. 264, p. 128541, 2021. DOI 10.1016/j.chemosphere.2020.128541.

KLEIN, M.; FISCHER, E. K. Microplastic abundance in atmospheric deposition within the Metropolitan area of Hamburg, Germany. **Science of the Total Environment**, vol. 685, p. 96–103, 2019. DOI 10.1016/j.scitotenv.2019.05.405.

KUKLINSKI, P.; WICIKOWSKI, L.; KOPER, M.; GRALA, T.; LENIEC-KOPER, H.; BARASIŃSKI, M.; TALAR, M.; KAMIŃSKI, I.; KIBART, R.; MAŁECKI, W. Offshore surface waters of Antarctica are free of microplastics, as revealed by a circum-Antarctic study. **Marine Pollution Bulletin**, vol. 149, no. June, p. 110573, 2019. DOI 10.1016/j.marpolbul.2019.110573.

KUPTSOV, A. H.; ZHIZHIN, G. N. **Handbook of Fourier transform Raman and infrared spectra of polymers**. Amsterdam: Elsevier Science B.V., 1998. vol. 122, .

LACERDA, A. L. F.; RODRIGUES, L. S.; VAN SEBILLE, E.; RODRIGUES, F. L.; RIBEIRO, L.; SECCHI, E. R.; KESSLER, F.; PROIETTI, M. C. Plastics in sea surface waters around the Antarctic Peninsula. **Scientific Reports**, vol. 9, no. 1, p. 1–12, 2019. <https://doi.org/10.1038/s41598-019-40311-4>.

LE GUEN, C.; SUARIA, G.; SHERLEY, R. B.; RYAN, P. G.; ALIANI, S.; BOEHME, L.; BRIERLEY, A. S. Microplastic study reveals the presence of natural and synthetic fibres in the diet of King Penguins (*Aptenodytes patagonicus*) foraging from South Georgia. **Environment International**, vol. 134, no. November 2019, p. 105303, 2020. DOI 10.1016/j.envint.2019.105303.

LEBRETON, L.; ANDRADY, A. Future scenarios of global plastic waste generation and disposal. **Palgrave Communications**, vol. 5, no. 1, p. 1–11, 2019. DOI 10.1057/s41599-018-0212-7.

- LEBRETON, L.; EGGER, M.; SLAT, B.. A global mass budget for positively buoyant macroplastic debris in the ocean. **Scientific Reports**, vol. 9, no. 1, p. 1–10, 2019. <https://doi.org/10.1038/s41598-019-49413-5>.
- LENZ, R.; ENDERS, K.; STEDMON, C. A.; MACKENZIE, D. M. A.; NIELSEN, T. G. A critical assessment of visual identification of marine microplastic using Raman spectroscopy for analysis improvement. **Marine Pollution Bulletin**, vol. 100, no. 1, p. 82–91, 2015. DOI 10.1016/j.marpolbul.2015.09.026.
- LI, J.; SONG, Y.; CAI, Y. Focus topics on microplastics in soil: Analytical methods, occurrence, transport, and ecological risks. **Environmental Pollution**, vol. 257, p. 113570, 2020. DOI 10.1016/j.envpol.2019.113570.
- LI, J.; QU, X.; SU, L.; ZHANG, W.; YANG, D.; KOLANDHASAMY, P.; LI, D.; SHI, H. Microplastics in mussels along the coastal waters of China. **Environmental Pollution**, vol. 214, p. 177–184, 2016. DOI 10.1016/j.envpol.2016.04.012.
- LIU, M.; LU, S.; SONG, Y.; LEI, L.; HU, J.; LV, W.; ZHOU, W.; CAO, C.; SHI, H.; YANG, X.; HE, D. Microplastic and mesoplastic pollution in farmland soils in suburbs of Shanghai, China. **Environmental Pollution**, vol. 242, p. 855–862, 2018. DOI 10.1016/j.envpol.2018.07.051.
- LOBELLE, D.; CUNLIFFE, M. Early microbial biofilm formation on marine plastic debris. **Marine Pollution Bulletin**, vol. 62, no. 1, p. 197–200, 2011. DOI 10.1016/j.marpolbul.2010.10.013.
- LÖDER, M. G. J.; GERDTS, G. Methodology Used for the Detection and Identification of Microplastics—A Critical Appraisal. *In*: BERGMANN, M.; GUTOW, L.; KLAGES, M. (eds.). **Marine Anthropogenic Litter**. [S. l.]: Springer International Publishing, 2015. p. 201–227. DOI 10.1007/978-3-319-16510-3_8.
- LÓPEZ-MARTÍNEZ, J.; SCHMID, T.; SERRANO, E.; MINK, S.; NIETO, A.; GUILLASO, S. Geomorphology and surface landforms distribution in selected ice-free areas in the south Shetland Islands, northern Antarctic Peninsula region. **Cuadernos de Investigación Geográfica**, vol. 42, no. 2, p. 435–455, 2016. <https://doi.org/10.18172/cig.2965>.
- LÓPEZ-MARTÍNEZ, J.; SERRANO, E.; SCHMID, T.; MINK, S.; LINÉS, C. Periglacial processes and landforms in the South Shetland Islands (northern Antarctic Peninsula region). **Geomorphology**, vol. 155–156, p. 62–79, 2012. DOI 10.1016/j.geomorph.2011.12.018.

LU, Y.; ZHANG, Y.; DENG, Y.; JIANG, W.; ZHAO, Y.; GENG, J.; DING, L.; REN, H. Uptake and Accumulation of Polystyrene Microplastics in Zebrafish (*Danio rerio*) and Toxic Effects in Liver. **Environmental Science and Technology**, vol. 50, no. 7, p. 4054–4060, 2016. <https://doi.org/10.1021/acs.est.6b00183>.

LUSHER, A. L.; TIRELLI, V.; O'CONNOR, I.; OFFICER, R.. Microplastics in Arctic polar waters: The first reported values of particles in surface and sub-surface samples. **Scientific Reports**, vol. 5, no. June, p. 1–9, 2015. <https://doi.org/10.1038/srep14947>.

MAI, L.; BAO, L. J.; SHI, L.; LIU, L. Y.; ZENG, E. Y. Polycyclic aromatic hydrocarbons affiliated with microplastics in surface waters of Bohai and Huanghai Seas, China. **Environmental Pollution**, vol. 241, p. 834–840, 2018. DOI 10.1016/j.envpol.2018.06.012.

MANO, E. B.; MENDES, L. C. **Introdução a polímeros**. [S. l.: s. n.], 2004. vol. 1. DOI 04-0197.

MARQUES MENDES, A.; GOLDEN, N.; BERMEJO, R.; MORRISON, L. Distribution and abundance of microplastics in coastal sediments depends on grain size and distance from sources. **Marine Pollution Bulletin**, vol. 172, no. July, p. 112802, 2021. DOI 10.1016/j.marpolbul.2021.112802.

MARTINS, L. R. Significance of skewness and kurtosis in environmental interpretation. **Journal of Sedimentary Research**, vol. 35, no. 3, p. 768–770, 1965. <https://doi.org/10.1306/74d7135c-2b21-11d7-8648000102c1865d>.

MARTINS, L R. Recent sediments and grain-size analysis. **Gravel**, vol. 1, p. 90–105, 2003. .

MILLER, M. E.; HAMANN, M.; KROON, F. J. Bioaccumulation and biomagnification of microplastics in marine organisms: A review and meta-analysis of current data. **PLoS ONE**, vol. 15, no. 10 October, p. 1–25, 2020. DOI 10.1371/journal.pone.0240792.

MÖLLER, J. N.; LÖDER, M. G. J.; LAFORSCH, C. **Finding Microplastics in Soils: A Review of Analytical Methods**. [S. l.: s. n.], 2020. vol. 54. <https://doi.org/10.1021/acs.est.9b04618>.

MOROZOV, E. G. Currents in Bransfield Strait. **Doklady Earth Sciences**, vol. 415, no. 2, p. 984–986, 2007. <https://doi.org/10.1134/S1028334X07060347>.

MUNARI, C.; INFANTINI, V.; SCOPONI, M.; RASTELLI, E.; CORINALDESI, C.; MISTRI, M. Microplastics in the sediments of Terra Nova Bay (Ross Sea, Antarctica). **Marine Pollution**

Bulletin, vol. 122, no. 1–2, p. 161–165, 2017. DOI 10.1016/j.marpolbul.2017.06.039.

MUNNO, K.; DE FROND, H.; O'DONNELL, B.; ROCHMAN, C. M. Increasing the Accessibility for Characterizing Microplastics: Introducing New Application-Based and Spectral Libraries of Plastic Particles (SLoPP and SLoPP-E). **Analytical Chemistry**, vol. 92, no. 3, p. 2443–2451, 2020. <https://doi.org/10.1021/acs.analchem.9b03626>.

NAVAS, A.; LÓPEZ-MARTÍNEZ, J.; CASAS, J.; MACHÍN, J.; DURÁN, J. J.; SERRANO, E.; CUCHI, J. A.; MINK, S. Soil characteristics on varying lithological substrates in the South Shetland Islands, maritime Antarctica. **Geoderma**, vol. 144, no. 1–2, p. 123–139, 2008. <https://doi.org/10.1016/j.geoderma.2007.10.011>.

NUELLE, M. T.; DEKIFF, J. H.; REMY, D.; FRIES, E. A new analytical approach for monitoring microplastics in marine sediments. **Environmental Pollution**, vol. 184, p. 161–169, 2014. DOI 10.1016/j.envpol.2013.07.027.

PINHEIRO, L. M.; MONTEIRO, R. C. P.; IVAR DO SUL, J. A.; COSTA, M. F. Do beachrocks affect microplastic deposition on the strandline of sandy beaches? **Marine Pollution Bulletin**, vol. 141, no. March, p. 569–572, 2019. DOI 10.1016/j.marpolbul.2019.03.010.

PRATA, J. C.; REIS, V.; DA COSTA, J. P.; MOUNEYRAC, C.; DUARTE, A. C.; ROCHA-SANTOS, T. Contamination issues as a challenge in quality control and quality assurance in microplastics analytics. **Journal of Hazardous Materials**, vol. 403, no. June 2020, 2021. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2020.123660>.

PRUSZAK, Z. Currents circulation in the waters of Admiralty Bay (region of Arctowski Station on King George Island). **Pol Polar Res**, vol. 1, no. 1, p. 55–74, 1980. .

PUDEŁKO, R.; ANGIEL, P. J.; POTOCKI, M.; JĘDREJEK, A.; KOZAK, M. Fluctuation of glacial retreat rates in the eastern part of Warszawa icefield, King George Island, Antarctica, 1979-2018. **Remote Sensing**, vol. 10, no. 6, 2018. <https://doi.org/10.3390/rs10060892>.

QIU, Q.; TAN, Z.; WANG, J.; PENG, J.; LI, M.; ZHAN, Z. Extraction, enumeration and identification methods for monitoring microplastics in the environment. **Estuarine, Coastal and Shelf Science**, vol. 176, p. 102–109, 2016. DOI 10.1016/j.ecss.2016.04.012.

QIU, Y.; ZHENG, M.; WANG, L.; ZHAO, Q.; LOU, Y.; SHI, L.; QU, L. Sorption of polyhalogenated carbazoles (PHCs) to microplastics. **Marine Pollution Bulletin**, vol. 146, no. June, p. 718–728, 2019. DOI 10.1016/j.marpolbul.2019.07.034.

QUESADA, A.; CAMACHO, A.; ROCHERA, C.; VELÁZQUEZ, D. Byers Peninsula: A reference site for coastal, terrestrial and limnetic ecosystem studies in maritime Antarctica. **Polar Science**, vol. 3, no. 3, p. 181–187, 2009. DOI 10.1016/j.polar.2009.05.003.

RACHLEWICZ, G. Glacial relief and deposits of the western coast of Admiralty Bay , King George Island , South Shetland Islands Glaciated areas throughout the globe undergo transformations strictly con -. **Polish Polar Research**, vol. 20, no. 2, p. 89–130, 1999. .

REBOLLAR, E.; PÉREZ, S.; HERNÁNDEZ, M.; DOMINGO, C.; MARTÍN, M.; EZQUERRA, T. A.; GARCÍA-RUIZ, J. P.; CASTILLEJO, M. Physicochemical modifications accompanying UV laser induced surface structures on poly(ethylene terephthalate) and their effect on adhesion of mesenchymal cells. **Physical Chemistry Chemical Physics**, vol. 16, no. 33, p. 17551–17559, 2014. <https://doi.org/10.1039/c4cp02434f>.

REED, S.; CLARK, M.; THOMPSON, R.; HUGHES, K. A. Microplastics in marine sediments near Rothera Research Station, Antarctica. **Marine Pollution Bulletin**, vol. 133, 2018. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2018.05.068>.

SCHAEFER, C. E. G. R.; ALBUQUERQUE, M. A.; CALIJURI, M. L.; FERNANDES FILHO, E. I.; FRANCELINO, M. R; RAYMOND, C.; SANTANA, R. M.; SIMAS, F. N. B.; INTERNATIONAL SYMPOSIUM ON ANTARCTIC EARTH, Sciences. Geoenvironments from the vicinity of Arctowski Station, Admiralty Bay, King George Island, Antarctica; vulnerability and valuation assessment. **Open-File Report - U. S. Geological Survey**, no. Figure 1, p. Short Research Paper 015, 2007. <https://doi.org/10.3133/of2007-1047.srp015>.

SCOPETANI, C.; ESTERHUIZEN-LONDT, M.; CHELAZZI, D.; CINCINELLI, A.; SETÄLÄ, H.; PFLUGMACHER, S. Self-contamination from clothing in microplastics research. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, vol. 189, no. November 2019, 2020. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2019.110036>.

SEARS, W. M.; HUNT, J. L.; STEVENS, J. R. Raman scattering from polymerizing styrene. I. Vibrational mode analysis. **The Journal of Chemical Physics**, vol. 75, no. 4, p. 1589–1598, 1981. <https://doi.org/10.1063/1.442262>.

SFRISO, A. A.; TOMIO, Y.; ROSSO, B.; GAMBARO, A.; SFRISO, A.; CORAMI, F.; RASTELLI, E.; CORINALDESI, C.; MISTRI, M.; MUNARI, C. Microplastic accumulation in benthic invertebrates in Terra Nova Bay (Ross Sea, Antarctica). **Environment International**, vol. 137, no. February, p. 105587, 2020. DOI 10.1016/j.envint.2020.105587.

SHIM, W. J.; HONG, S. H.; EO, S. E. Identification methods in microplastic analysis: A review. **Analytical Methods**, vol. 9, no. 9, p. 1384–1391, 2017. <https://doi.org/10.1039/c6ay02558g>.

SILVA, A. B.; BASTOS, A. S.; JUSTINO, C. I. L.; DA COSTA, J. P.; DUARTE, A. C.; ROCHA-SANTOS, T. A. P. Microplastics in the environment: Challenges in analytical chemistry - A review. **Analytica Chimica Acta**, vol. 1017, p. 1–19, 2018. <https://doi.org/10.1016/j.aca.2018.02.043>.

SIMAS, F. N. B.; SCHAEFER, C. E. G. R.; MELO, V. F.; ALBUQUERQUE-FILHO, M. R.; MICHEL, R. F. M.; PEREIRA, V. V.; GOMES, M. R. M.; DA COSTA, L. M. Ornithogenic cryosols from Maritime Antarctica: Phosphatization as a soil forming process. **Geoderma**, vol. 138, no. 3–4, p. 191–203, 2007. <https://doi.org/10.1016/j.geoderma.2006.11.011>.

STANICA, A.; UNGUREANU, V. Understanding coastal morphology and sedimentology. **Terre et Environnement**, vol. 88, no. 1992, p. 105–111, 2010.

STRAND, J.; TAIROVA, Z. Microplastic particles in North Sea sediments 2015. **DCE - Danish Centre for Environment and Energy**, no. 178, p. 1–24, 2016.

SUARIA, G.; PEROLD, V.; LEE, J. R.; LÉBOUARD, F.; ALIANI, S.; RYAN, P. G. Floating macro- and microplastics around the Southern Ocean: Results from the Antarctic Circumnavigation Expedition. **Environment International**, vol. 136, no. January, p. 105494, 2020. DOI 10.1016/j.envint.2020.105494.

TAGG, A. S.; HARRISON, J. P.; JU-NAM, Y.; SAPP, M.; BRADLEY, E. L.; SINCLAIR, C. J.; OJEDA, J. J. Fenton's reagent for the rapid and efficient isolation of microplastics from wastewater. **Chemical Communications**, vol. 53, no. 2, p. 372–375, 2017. <https://doi.org/10.1039/c6cc08798a>.

THOMPSON, R. C.; OLSEN, Y.; MITCHELL, R. P.; DAVIS, A.; ROWLAND, S. J.; JOHN, A. W. G.; MCGONIGLE, D.; RUSSELL, A. Lost at Sea: Where is All the Plastic? **Science (Washington)**, vol. 304, no. 5672, p. 838, 2004. <https://doi.org/10.1126/science.1094559>.

THOMPSON, R. C.; SWAN, S. H.; MOORE, C. J.; VOM SAAL, F. S. Our plastic age. **Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences**, vol. 364, no. 1526, p. 1973–1976, 2009. <https://doi.org/10.1098/rstb.2009.0054>.

TIRELLI, V.; SUARIA, G.; LUSHER, A. L. Microplastics in Polar Samples. **Handbook of**

Microplastics in the Environment. Cham: Springer International Publishing, 2020. p. 1–42. DOI 10.1007/978-3-030-10618-8_4-1.

TRAINIC, M.; FLORES, J. M.; PINKAS, I.; PEDROTTI, M. L.; LOMBARD, F.; BOURDIN, G.; GORSKY, G.; BOSS, E.; RUDICH, Y.; VARDI, A.; KOREN, I. Airborne microplastic particles detected in the remote marine atmosphere. **Communications Earth & Environment**, vol. 1, no. 1, p. 1–9, 2020. DOI 10.1038/s43247-020-00061-y.

TURNER, A. Heavy metals, metalloids and other hazardous elements in marine plastic litter. **Marine Pollution Bulletin**, vol. 111, no. 1–2, p. 136–142, 2016. DOI 10.1016/j.marpolbul.2016.07.020.

TURNER, A.; HOLMES, L.; THOMPSON, R. C.; FISHER, A. S. Metals and marine microplastics: Adsorption from the environment versus addition during manufacture, exemplified with lead. **Water Research**, vol. 173, p. 115577, 2020. DOI 10.1016/j.watres.2020.115577.

TURNER, J.; PENDLEBURY, S. **The International Antarctic Weather Forecasting Handbook.** [S. l.: s. n.], 2004.

TURRELL, W. R. A simple model of wind-blown tidal strandlines: How marine litter is deposited on a mid-latitude, macro-tidal shelf sea beach. **Marine Pollution Bulletin**, vol. 137, no. October, p. 315–330, 2018. DOI 10.1016/j.marpolbul.2018.10.024.

VAN CAUWENBERGHE, L.; DEVRIESE, L.; GALGANI, F.; ROBBENS, J.; JANSSEN, C. R. Microplastics in sediments: A review of techniques, occurrence and effects. **Marine Environmental Research**, vol. 111, p. 5–17, 2015. DOI 10.1016/j.marenvres.2015.06.007.

VAN CAUWENBERGHE, L.; VANREUSEL, A.; MEES, J.; JANSSEN, C. R. Microplastic pollution in deep-sea sediments. **Environmental Pollution**, vol. 182, p. 495–499, 2013. DOI 10.1016/j.envpol.2013.08.013.

VAN FRANEKER, J. A.; BELL, P. J. Plastic ingestion by petrels breeding in Antarctica. **Marine Pollution Bulletin**, vol. 19, no. 12, p. 672–674, 1988. [https://doi.org/10.1016/0025-326X\(88\)90388-8](https://doi.org/10.1016/0025-326X(88)90388-8).

VAN SEBILLE, E.; WILCOX, C.; LEBRETON, L.; MAXIMENKO, N.; HARDESTY, B. D.; VAN FRANEKER, J. A.; ERIKSEN, M.; SIEGEL, D.; GALGANI, F.; LAW, K. L. A global inventory of small floating plastic debris. **Environmental Research Letters**, vol. 10, no. 12,

2015. <https://doi.org/10.1088/1748-9326/10/12/124006>.

VAN WIJNEN, J.; RAGAS, A. M. J.; KROEZE, C. Modelling global river export of microplastics to the marine environment: Sources and future trends. **Science of the Total Environment**, vol. 673, p. 392–401, 2019. DOI 10.1016/j.scitotenv.2019.04.078.

VIANELLO, A.; BOLDRIN, A.; GUERRIERO, P.; MOSCHINO, V.; RELLA, R.; STURARO, A.; DA ROS, L. Microplastic particles in sediments of Lagoon of Venice, Italy: First observations on occurrence, spatial patterns and identification. **Estuarine, Coastal and Shelf Science**, vol. 130, p. 54–61, 2013. DOI 10.1016/j.ecss.2013.03.022.

VILLAGRAN, X. S.; SCHAEFER, C. E. G. R.; LIGOUIS, B. Living in the cold: Geoarchaeology of sealing sites from Byers Peninsula (Livingston Island, Antarctica). **Quaternary International**, vol. 315, p. 184–199, 2013. DOI 10.1016/j.quaint.2013.07.001.

VIRŠEK, M. K.; LOVŠIN, M. N.; KOREN, Š.; KRŽAN, A.; PETERLIN, M. Microplastics as a vector for the transport of the bacterial fish pathogen species *Aeromonas salmonicida*. **Marine Pollution Bulletin**, vol. 125, no. 1–2, p. 301–309, 2017. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2017.08.024>.

WALLER, C. L.; GRIFFITHS, H. J.; WALUDA, C. M.; THORPE, S. E.; LOAIZA, I.; MORENO, B.; PACHERRES, C. O.; HUGHES, K. A. Microplastics in the Antarctic marine system: An emerging area of research. **Science of the Total Environment**, vol. 598, p. 220–227, 2017. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2017.03.283>.

WALUDA, C. M.; STANILAND, I. J.; DUNN, M. J.; THORPE, S. E.; GRILLY, E.; WHITELOW, M. ; HUGHES, K. A. Thirty years of marine debris in the Southern Ocean: Annual surveys of two island shores in the Scotia Sea. **Environment International**, vol. 136, no. December 2019, p. 105460, 2020. DOI 10.1016/j.envint.2020.105460.

WATTS, A. J. R.; LEWIS, C.; GOODHEAD, R. M.; BECKETT, S. J.; MOGER, J.; TYLER, C. R.; GALLOWAY, T. S. Uptake and retention of microplastics by the shore crab *Carcinus maenas*. **Environmental Science and Technology**, vol. 48, no. 15, p. 8823–8830, 2014. <https://doi.org/10.1021/es501090e>.

WIT, W.; HAMILTON, A.; SCHEER, R.; STAKES, T.; ALLAN, S. **Solucionar a poluição plástica: Transparência e responsabilização**. Suíça, Fundo Mundial para a Natureza, 2019.

WRIGHT, S. L.; THOMPSON, R. C.; GALLOWAY, T. S. The physical impacts of

microplastics on marine organisms: A review. **Environmental Pollution**, vol. 178, p. 483–492, 2013. DOI 10.1016/j.envpol.2013.02.031.

WU, X.; PAN, J.; LI, M.; LI, Y.; BARTLAM, M.; WANG, Y.. Selective enrichment of bacterial pathogens by microplastic biofilm. **Water Research**, vol. 165, p. 114979, 2019. DOI 10.1016/j.watres.2019.114979.

YEO, B. G.; TAKADA, H.; YAMASHITA, R.; OKAZAKI, Y.; UCHIDA, K.; TOKAI, T.; TANAKA, K.; TRENHOLM, N. PCBs and PBDEs in microplastic particles and zooplankton in open water in the Pacific Ocean and around the coast of Japan. **Marine Pollution Bulletin**, vol. 151, no. October 2019, p. 110806, 2020. DOI 10.1016/j.marpolbul.2019.110806.

ZALASIEWICZ, J.; WATERS, C. N.; IVAR DO SUL, J. A.; CORCORAN, P. L.; BARNOSKY, A. D.; CEARRETA, A.; EDGEWORTH, M.; GAŁUSZKA, A.; JEANDEL, C.; LEINFELDER, R.; MCNEILL, J. R.; STEFFEN, W.; SUMMERHAYES, C.; WAGREICH, M.; WILLIAMS, M.; WOLFE, A. P.; YONAN, Y. The geological cycle of plastics and their use as a stratigraphic indicator of the Anthropocene. **Anthropocene**, vol. 13, p. 4–17, 2016. <https://doi.org/10.1016/j.ancene.2016.01.002>.

ZARFL, C. Promising techniques and open challenges for microplastic identification and quantification in environmental matrices. **Analytical and Bioanalytical Chemistry**, , p. 3743–3756, 2019. <https://doi.org/10.1007/s00216-019-01763-9>.

ZETTLER, E. R.; MINCER, T. J.; AMARAL-ZETTLER, L. A. Life in the “plastisphere”: Microbial communities on plastic marine debris. **Environmental Science and Technology**, vol. 47, no. 13, p. 7137–7146, 2013. <https://doi.org/10.1021/es401288x>.

ZHOU, M. ; NIILER, Pearn P.; HU, Jian Hwa. Surface currents in the Bransfield and Gerlache Straits, Antarctica. **Deep-Sea Research Part I: Oceanographic Research Papers**, vol. 49, no. 2, p. 267–280, 2002. [https://doi.org/10.1016/S0967-0637\(01\)00062-0](https://doi.org/10.1016/S0967-0637(01)00062-0).

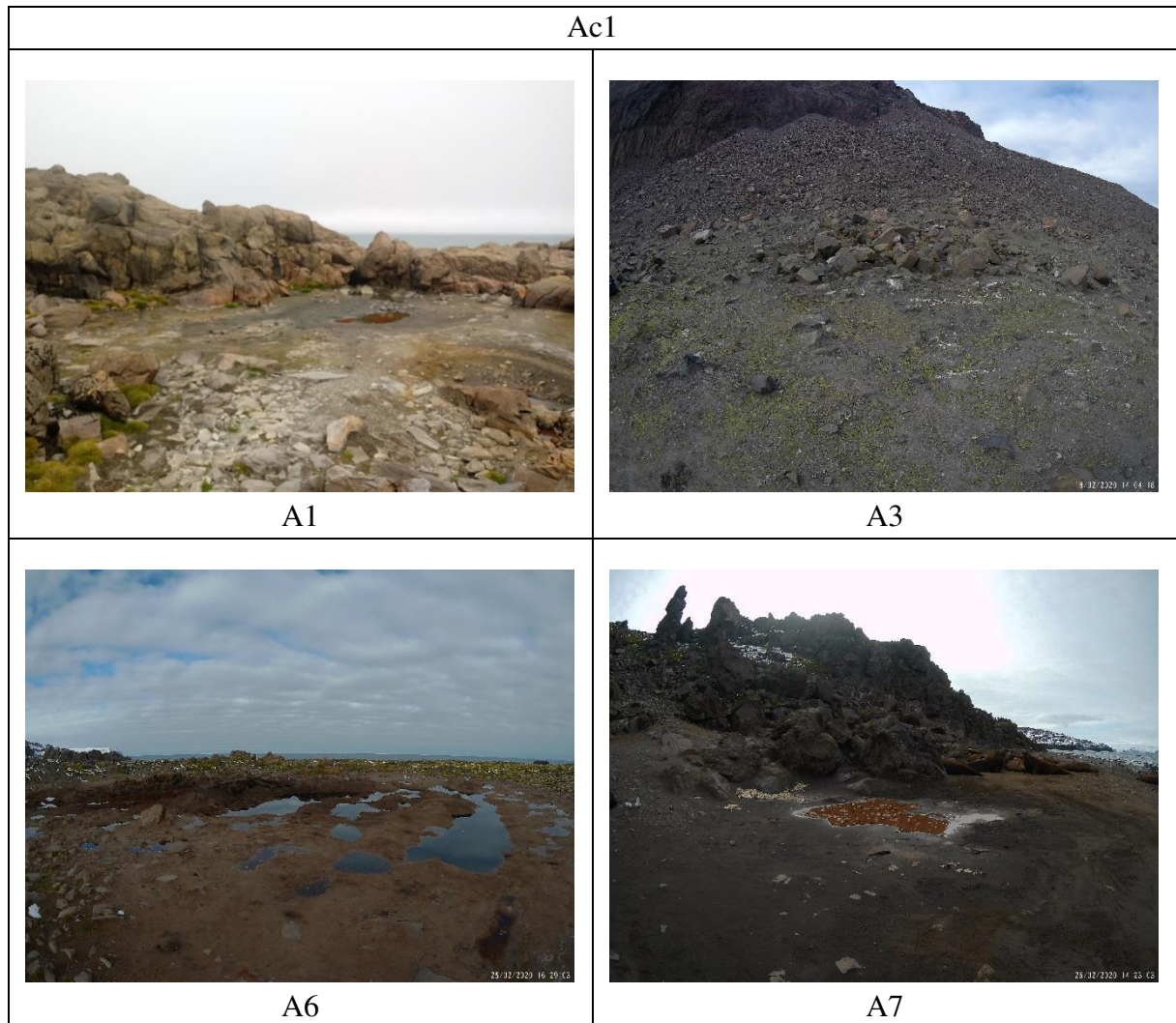
ZHOU, Y.; LIU, X.; WANG, J. Characterization of microplastics and the association of heavy metals with microplastics in suburban soil of central China. **Science of the Total Environment**, vol. 694, 2019. DOI 10.1016/j.scitotenv.2019.133798.

ZOU, J.; LIU, X.; ZHANG, D.; YUAN, X. Adsorption of three bivalent metals by four chemical distinct microplastics. **Chemosphere**, vol. 248, p. 126064, 2020. DOI 10.1016/j.chemosphere.2020.126064.

APÊNDICE A – Imagens ilustrativas das áreas amostradas

Fotos tiradas pelo autor no momento das coletas.

Tabela 12. ASPA 128.



Ac2



A2



A5



A8

D2



(2)



(1)

D3



D4



(1, 2)



(1, 2)



(3)

D5



(1)



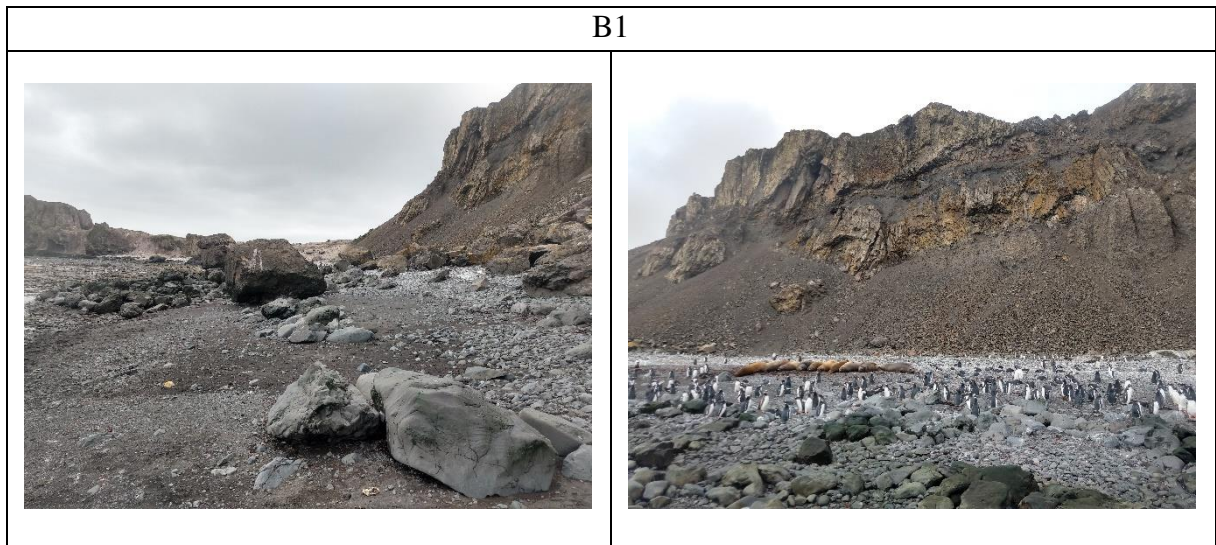
(1)



(2)



(2)

Tabela 13. ASPA 126.

APÊNDICE B – Resultados da análise granulométrica

Resumo dos resultados da análise granulométrica, densidade média de partículas por amostra e respectivas curvas de frequência acumulada.

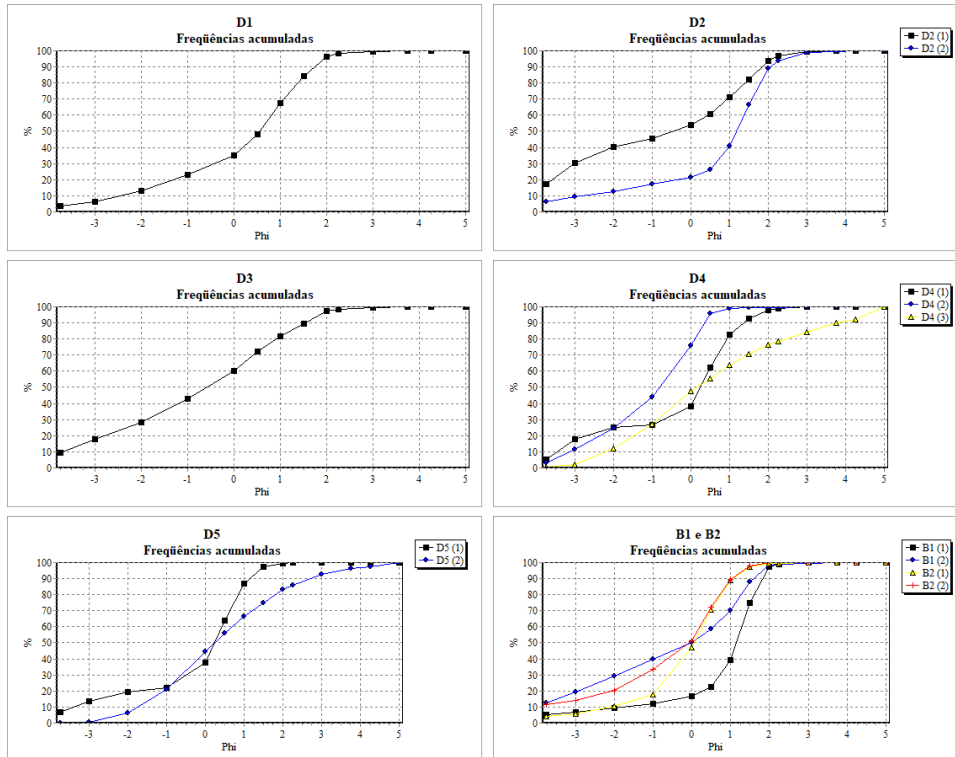


Figura 20. Curvas de frequência acumulada para o tamanho dos grãos – todas as amostras coletadas.

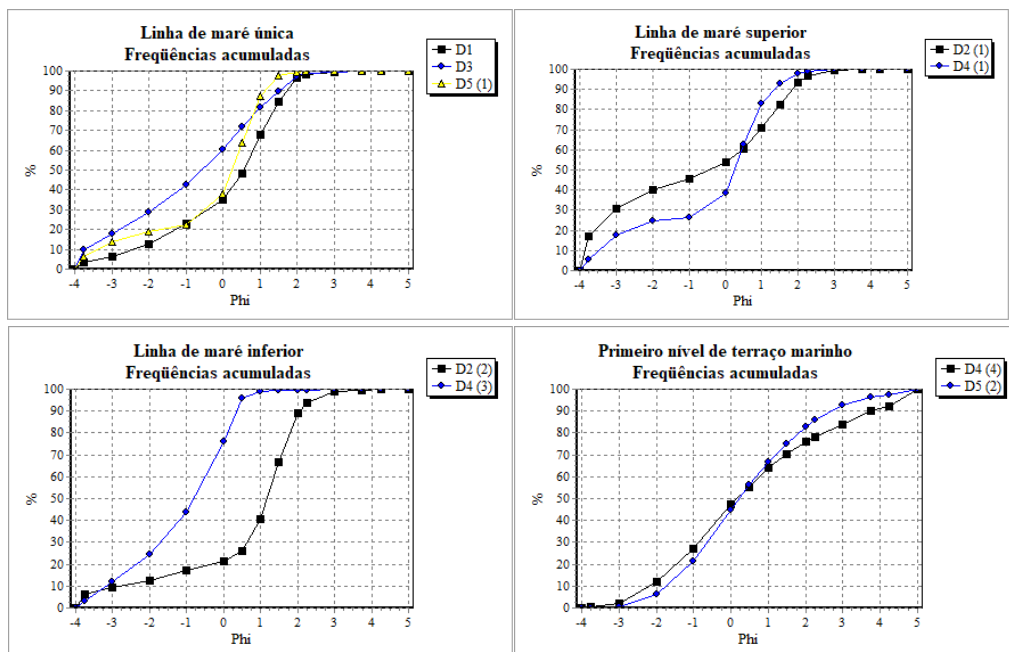


Figura 21. Curvas de frequência acumulada para o tamanho dos grãos – amostras coletadas em diferentes ambientes de praia.

Tabela 14. Análise granulométrica e densidade média de partículas por amostra. C – Cascalho; SA – Silte + Argila.

Amostra	Média (ϕ)	Mediana (ϕ)	Grau de Seleção (ϕ)	Assimetria	Curtose	% C	% Areia	% SA	Dens. Partículas (g/cm ³)	Classificação
ASPA 128										
D3	-0.87	-0.59	1.66	0.04	0.52	43	57	0	2.80	Areia muito grossa, Pobremente selecionado, Aproximadamente simétrica, Muito platicúrtica
D4 (1)	-0.60	0.24	1.84	-0.53	0.79	27	73	0	2.56	Areia muito grossa, Pobremente selecionado, Muito negativa, Platicúrtica
D4 (2)	-1.09	-0.81	1.33	-0.33	0.86	44	56	0	2.77	Granulo, Pobremente selecionado, Muito negativa, Platicúrtica
D4 (3)	0.47	0.16	2.28	0.20	0.97	27	63	10	2.38	Areia grossa, Muito pobremente selecionado, Positiva, Mesocúrtica
D5 (1)	-0.47	0.24	1.52	-0.53	1.11	22	78	0	2.83	Areia muito grossa, Pobremente selecionado, Muito negativa, Leptocúrtica
D5 (2)	0.32	0.24	1.72	0.10	1.00	21	75	3	2.54	Areia grossa, Pobremente selecionado, Positiva, Mesocúrtica
D1	0.12	0.55	1.60	-0.44	1.07	23	77	0	2.79	Areia grossa, Pobremente selecionado, Muito negativa, Mesocúrtica
D2 (1)	-0.79	-0.48	1.75	0.22	0.29	46	54	0	2.71	Areia muito grossa, Pobremente selecionado, Positiva, Muito platicúrtica
D2 (2)	0.60	1.18	1.60	-0.54	1.69	17	82	0	2.44	Areia grossa, Pobremente selecionado, Muito negativa, Muito leptocúrtica
ASPA 126										
B1 (1)	0.91	1.15	1.31	-0.55	2.5	12	88	0.0	2.94	Areia grossa, Pobremente selecionado, Muito negativa, Muito leptocúrtica
B1 (2)	-0.67	-0.04	1.70	-0.14	0.4	40	60	0.2	3.01	Areia muito grossa, Pobremente selecionado, Negativa, Muito platicúrtica
B2 (1)	-0.11	0.06	1.24	-0.35	1.4	18	82	0.1	2.66	Areia muito grossa, Pobremente selecionado, Muito negativa, Leptocúrtica
B2 (2)	-0.63	-0.06	1.33	-0.27	0.5	33	67	0.0	2.53	Areia muito grossa, Pobremente selecionado, Negativa, Muito platicúrtica

ANEXO A – Sistema Padronizado de Classificação de Cor e Tamanho (SCS)

Como forma de padronizar a categorização e classificação das partículas de plástico, além de prover uma forma otimizada de tratar um grande conjunto de dados gerados em análises de microplásticos, Crawford e Quinn (2016) propuseram o sistema padronizado de classificação de cor e tamanho (*standardised size and colour sorting*, SCS). O sistema de categorização opera através de cinco etapas ou (aqui denominados) níveis categóricos, que são aplicados para descrição de cada partícula ou conjunto homogêneo de partículas de microplástico, gerando códigos únicos para as unidades descritas. O 1º nível trata da categoria referente ao tamanho; o 2º nível trata da categorização da morfologia; o 3º nível é referente à codificação da cor da partícula, de acordo com a Figura A1.2; o 4º nível é dependente da aplicação de métodos espectroscópicos e trata do tipo de polímero que compõe a partícula descrita, de acordo com codificação ASTM aqui apresentada; o 5º e último nível referente à quantidade de partículas igualmente descritas. Os códigos atribuídos para cada nível categórico são escritos sequencialmente, separado por barras, produzindo um código simples e único que contém informações detalhadas a respeito das partículas de plástico descritas (exemplo Figura A1.1) e as informações podem ser organizadas em forma de tabela, facilitando a análise de dados computacional (CRAWFORD; QUINN, 2016).

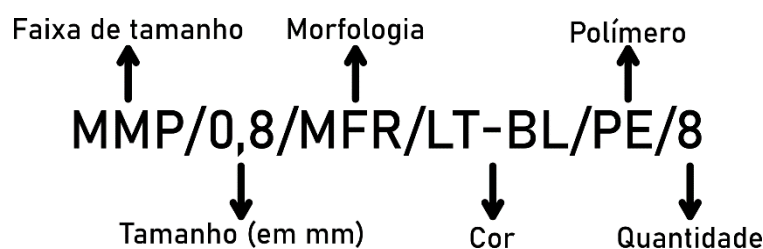


Figura 22. Exemplo de aplicação do SCS. Código atribuído a micro-fragmentos de polietileno, com 0,8 mm de tamanho e cor azul clara. Adaptado de Crawford e Quinn (2016).

SISTEMA PADRONIZADO DE CLASSIFICAÇÃO DE COR E TAMANHO (SCS)

C. B. Crawford © 2014

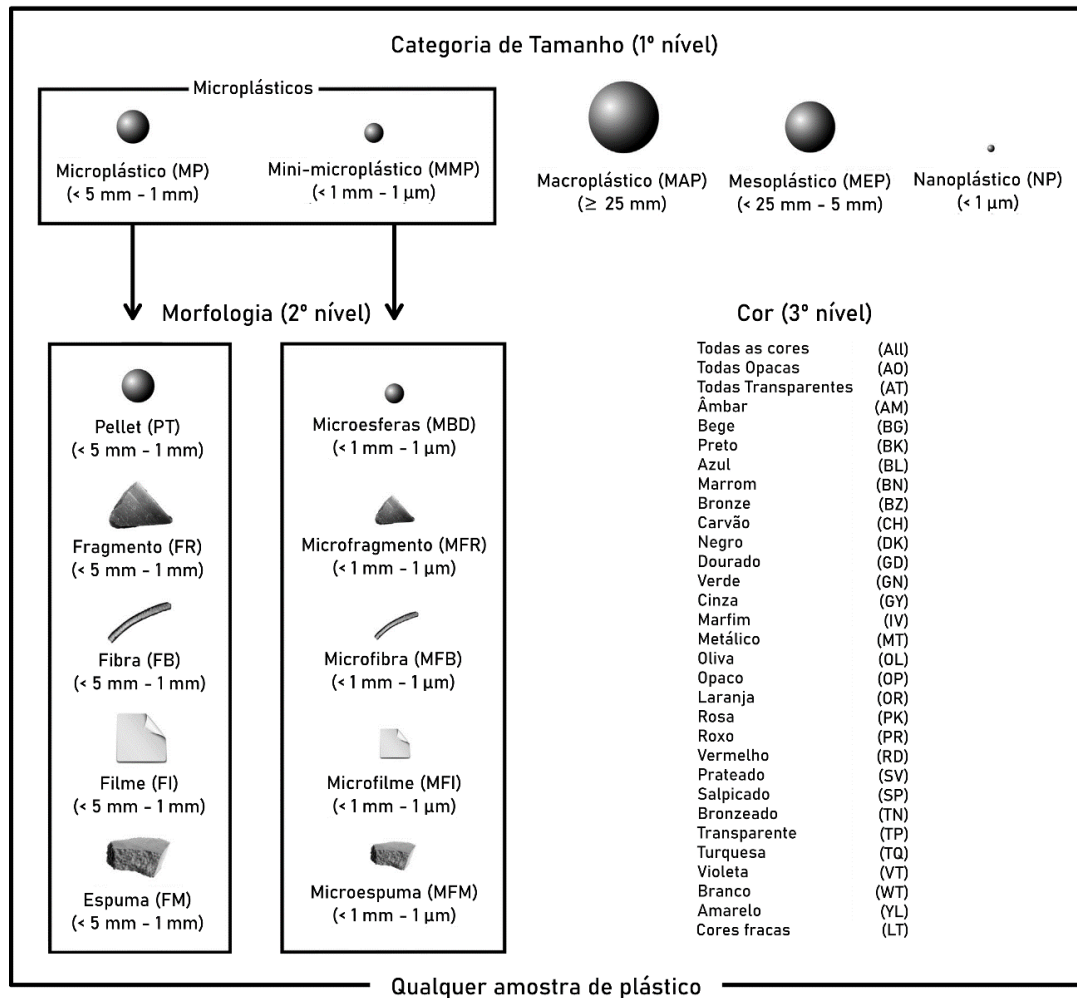


Figura 23. Sistema Padronizado de Classificação de Cor e Tamanho. Traduzido e adaptado de Crawford e Quinn (2016).