



UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA
Instituto de química
Curso de Química Tecnológica

Isabella de Oliveira Alves

**PRIMEIRAS EVIDÊNCIAS SOBRE A PRESENÇA DE MICROPLÁSTICOS
NAS ÁGUAS DO LAGO PARANOÁ**

Brasília
2021

UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA
Instituto de Química
Curso de Química Tecnológica

Isabella de Oliveira Alves

**Primeiras evidências sobre a presença de microplásticos
nas águas do Lago Paranoá**

Trabalho de conclusão de curso em Química Tecnológica apresentado ao Instituto de Química - IQ da Universidade de Brasília - UnB, como requisito parcial ao programa de graduação para obtenção do título de Bacharel em Química Tecnológica.

Orientador: Prof. Dr. Fernando Fabríz Sodré

Brasília - DF

2021

Isabella de Oliveira Alves

**Primeiras evidências sobre a presença de microplásticos
nas águas do Lago Paranoá**

Trabalho de conclusão de curso em Química Tecnológica apresentado ao Instituto de Química - IQ da Universidade de Brasília - UnB, como requisito parcial ao programa de graduação para obtenção do título de Bacharel em Química Tecnológica.

BANCA EXAMINADORA

Prof. Dr. Fernando Fabríz Sodré

Prof. Dr. Cyro Lucas Silva Chagas

Prof. Dr. Fábio Moreira da Silva

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus que me amparou durante toda a caminhada da graduação me dando calma e paz em todos os momentos e me dando forças para concluir esta etapa da minha vida.

Agradeço também a minha família que sempre me deu muito suporte emocional, muito carinho e muita ajuda para que eu pudesse manter meu foco nos estudos, deixando a jornada mais tranquila.

Ao meu marido que esteve comigo desde o início desta graduação me ajudando a não desistir nas dificuldades, me dando sempre muito apoio, sendo sempre o melhor amigo que poderia ter.

Aos meus amigos da graduação, em especial a Mariana, Letícia, Rafael, Beatriz, Eloíza e Caio por terem estado presente em todos os momentos bons e ruins dessa trajetória trazendo leveza, amizade e companheirismo.

Agradeço ao meu orientador, Fernando Fabríz Sodré, por me apresentar o tema estudado e por toda ajuda nos desafios de realizar a pesquisa nesses tempos difíceis de pandemia.

Aos colegas do Laboratório de Quimiometria e Química Ambiental, sempre dispostos a ajudar, em especial ao doutorando Imisi Michael Arowojolu, que participou da coleta e do preparo das amostras.

Ao Laboratório de Hidráulica da Faculdade de Tecnologia, em especial ao Prof. Arthur Tavares Schleicher pelo auxílio nos testes hidráulicos realizados e ainda por todo suporte sobre um tema que era novo para mim.

Ao Laboratório de Interface e Nanodispositivos Semicondutores (LINS), em especial ao Prof. Dr. Jorlândio Francisco Felix, pelo apoio no uso do equipamento de microscopia óptica.

Ao Instituto de Geociências, em especial ao Prof. Dr. Luciano Soares da Cunha, por providenciar acesso à embarcação utilizada para coleta das amostras.

Ao Instituto Nacional de Ciências e Tecnologias Analíticas Avançadas (INCTAA) pelo auxílio financeiro e pela organização de reuniões e clubes de leitura sobre microplásticos envolvendo a participação de pesquisadores e estudantes de várias universidades brasileiras.

RESUMO

Devido aos seus inúmeros benefícios, materiais plásticos vêm sendo cada vez mais usados pelas sociedades urbanas, provocando geração de resíduos que são, muitas vezes, destinados de forma indevida ou descartados no ambiente. Neste caso, inúmeros processos de degradação promovem a liberação de detritos de dimensões diminutas, denominados microplásticos, que contaminam ambientes aquáticos marinhos, estuarinos e de água doce. O presente trabalho buscou investigar a presença de microplásticos no Lago Paranoá, um ambiente lântico de água doce, como forma de contribuir para ampliar o conhecimento sobre a presença destes contaminantes de interesse emergente em águas brasileiras. Amostras de foram coletadas em cinco pontos do Lago Paranoá com o auxílio de uma embarcação e de uma rede de amostragem de zooplânctons com 60 μm de malha, 30 cm de diâmetro e 70 cm de comprimento (LTC54, Limnotec) mantida sob arraste por um período de 10 min. As amostras retidas na rede foram transferidas para frascos de vidro e levadas para laboratório, onde foram passadas em peneira de 63 μm de malha, recuperadas em frasco béquer, submetidas à eliminação de matéria orgânica interferente e finalmente separadas por diferenças de densidade. Em seguida, o material remanescente foi retido em membrana de éster de celulose e os microplásticos foram inspecionados visualmente, separados, contados e caracterizados fisicamente por meio de microscopia ótica. Foi observada a presença de microplásticos em todas as amostras, sendo este o primeiro relato da presença destes contaminantes em águas do Distrito Federal, no melhor de nosso conhecimento. Foi identificada a presença de fibras e de fragmentos evidenciando o a influência do consumo e do gerenciamento inadequado de materiais plásticos. Como parte das iniciativas de consolidar uma rede de pesquisa sobre microplásticos capitaneada pelo Instituto Nacional de Ciências e Tecnologias Analíticas Avançadas (INCTAA), este trabalho foi essencial para identificar aspectos a serem considerados para melhoria do protocolo analítico utilizado, notadamente com relação ao uso de fluxômetro mecânico na etapa de amostragem e à etapa de oxidação da matéria orgânica interferente durante o preparo das amostras.

Palavras-chave

Microplásticos; Lago Paranoá; Rede de amostragem; Fluxômetro; Reação de Fenton.

ABSTRACT

Due to their countless benefits, plastic materials have been increasingly used by urban societies, causing the generation of waste that is often improperly disposed of or discarded in the environment. In this case, numerous degradation processes promote the release of tiny debris, called microplastics, which contaminate marine, estuarine and freshwater aquatic environments. The present work sought to investigate the presence of microplastics in Lake Paranoá, a lentic freshwater environment, as a way of contributing to increase knowledge about the presence of these contaminants of emerging interest in Brazilian waters. Samples were collected at five points on Lake Paranoá with the aid of a boat and a zooplankton sampling net with 60 μm mesh, 30 cm in diameter and 70 cm in length (LTC54, Limnotec) kept under drag for a period 10 min. The samples retained in the net were transferred to glass flasks and taken to the laboratory, where they were passed through a 63 μm mesh sieve, recovered in a beaker flask, submitted to the elimination of interfering organic matter and finally separated by density differences. Then, the remaining material was retained in a cellulose ester membrane and the microplastics were visually inspected, separated, counted and physically characterized using optical microscopy. The presence of microplastics was observed in all samples, which is the first report of the presence of these contaminants in waters of the Federal District, to the best of our knowledge. The presence of fibers and fragments was identified, showing the influence of consumption and inadequate management of plastic materials. As part of the initiatives to consolidate a research network on microplastics led by the National Institute of Advanced Analytical Sciences and Technologies (INCTAA), this work was essential to identify aspects to be considered for improving the analytical protocol used, notably in relation to the use of a flowmeter mechanic in the sampling step and the oxidation step of the interfering organic matter during sample preparation.

Key words

Microplastics; Lake Paranoá; Sampling net; Flowmeter; Fenton's reaction.

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	12
2	OBJETIVOS	13
2.1	Objetivos Gerais	13
2.2	Objetivos Específicos	13
3	FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA	13
3.1	Plásticos	13
3.2	Microplásticos	17
4	PARTE EXPERIMENTAL	20
4.1	Planejamento amostral	20
4.1.1	Calibração do fluxômetro mecânico	21
4.1.2	Teste iniciais no Lago Paranoá	23
4.2	Coleta das amostras	25
4.3	Preparação das amostras	28
4.3.1	Peneiramento	28
4.3.2	Eliminação da matéria orgânica	29
4.3.3	Separação por densidade	33
4.3.4	Triagem, contagem e caracterização física dos microplásticos	35
5	RESULTADOS E DISCUSSÃO	35
5.1	Calibração do fluxômetro mecânico	35
5.2	Cálculo da vazão e do volume coletado	37
5.3	Caracterização física dos microplásticos	39
6	DESAFIOS E APRENDIZADOS	42
6.1	Fluxômetro	42
6.2	Amostragem	43
6.3	Preparo de amostra	44
7	CONCLUSÃO	45
8	REFERÊNCIAS	46

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Pontos de coleta e suas coordenadas.

Tabela 2 - Medidas para o cálculo da velocidade do leito.

Tabela 3 - Valores calculados para n e para velocidade do micromolinete.

Tabela 4 - Vazões encontradas a partir da quantidade de giros (N) do fluxômetro.

Tabela 5 - Vazões encontradas a partir das informações do aplicativo *Geo Tracker*.

Tabela 6 - Volume total de água filtrada.

Tabela 7 - Concentração de microplásticos nas amostras.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Cadeia produtiva da indústria de plástico.

Figura 2 - Principais polímeros, identificação e simbologia, percentual de consumo e principais aplicações.

Figura 3 - Publicações por ano, entre 1970 e julho de 2014.

Figura 4 - Rede de arraste utilizada na coleta de amostras e fluxômetro mecânico.

Figura 5 - Micromolinete acoplado na haste de medidas e contador OTT Hydrometrie Z30.

Figura 6 - Canal com declividade variável (a) com controlador de declividade (b) e acessório utilizado para alterar a profundidade e velocidade do fluido (c).

Figura 7 - Bote motorizado utilizado durante a coleta das amostras.

Figura 8 - Trilha percorrida durante teste inicial no Lago Paranoá, registrada pelo aplicativo *Geo tracker* (1) e informações fornecidas pelo aplicativo (2).

Figura 9 - Posicionamento da rede durante a amostragem e detalhe do reservatório do contador do fluxômetro mecânico.

Figura 10 - Localização dos pontos de amostragem no Lago Paranoá.

Figura 11 - Trajetos percorridos em cada ponto amostral.

Figura 12 - Lavagem da rede de coleta (a) e detalhe do aparato de coleta com material e microplástico preso na rede.

Figura 13 - Aspecto das amostras coletadas do Lago Paranoá antes do processamento.

Figura 14 - Peneiramento das amostras. 1) Mesoplásticos presentes na amostra RB; 2) Transferência da amostra para o béquer com o auxílio de um funil.

Figura 15 - Amostras na placa de aquecimento para digestão da matéria orgânica interferente.

Figura 16 - Amostras na estufa após redução de volume.

Figura 17 - 1) Vista superior das amostras; 2) Vista frontal das amostras: TB1, TB2, LD; 3) Vista frontal das amostras BB e RB.

Figura 18 - Aparato usado para filtração a vácuo das amostras em membrana de éster de celulose.

Figura 19 - Aparatos usados para separação por densidade dos microplásticos.

Figura 20 - Amostras pós filtragem.

Figura 21 - Curva de calibração para o fluxômetro manual.

Figura 22 - Microplásticos triados da amostra RB.

Figura 23 - Fibras e fragmentos observados com objetiva de 5X nas amostras do Lago Paranoá.

Figura 24 - Fragmento presente na amostra LD com as objetivas 5X e 10X.

Figura 25 - Varredura nos filtros das amostras.

Figura 26 - Sugestão de alteração nas hélices do fluxômetro.

LISTA DE ABREVIATURAS E SÍMBOLOS

MP – Microplásticos

DF – Distrito Federal

INCTAA – Instituto Nacional de Ciências e Tecnologias Analíticas Avançadas

PE – Polietileno

PP – Polipropileno

PET – Politereftalato de etileno

PVC – Policloreto de vinila

PS – Poliestireno

PU – Poliuretano

PEAD – Polietileno de alta densidade

PEBD – Polietileno de baixa densidade

NOAA – *National Oceanic and Atmospheric Administration*

POP – Poluente orgânico persistente

POA – Processo Oxidativo Avançado

ETE – Estação de tratamento de esgoto

BB – Braço do Bananal

RB – Braço do Riacho Fundo

LD – Represa do Lago

TB2 – Braço do Torto 2

TB1 – Braço do Torto 1

1 INTRODUÇÃO

Os plásticos são materiais vantajosos devido ao baixo custo e por serem muito versáteis substituem vários materiais, como, vidro, madeira, sendo então usados em todos os setores da atual sociedade. Com o aumento do consumo de materiais plásticos há um conseqüente aumento na geração de resíduos que acabam sendo gerenciados de forma imprópria (Olivatto et al. 2018; Montagner et al. 2021).

Além de resíduos plásticos de tamanho elevado, há uma preocupação ambiental emergente sobre contaminantes denominados microplásticos, ou seja, partículas plásticas de tamanho reduzido, menores que 5 mm (Olivatto et al. 2018; Montagner et al. 2021). Já existem estudos que evidenciam a absorção de MPs em mexilhões, peixes e outros organismos aquáticos (Eerkes-Medrano et al. 2015) e os potenciais riscos destes resíduos a organismos vivos. Assim, sua presença e distribuição em diferentes compartimentos ambientais ainda precisa de maiores esclarecimentos, o que explica o aumento das pesquisas sobre este tema em todo mundo (Montagner et al. 2021).

O estudo dos impactos dos microplásticos sobre sistemas de águas superficiais continentais é ainda relativamente recente já que os rios, lagos e córregos eram considerados apenas como uma rota de transporte dos microplásticos para ambientes costeiros e marítimos. Entretanto, já é sabido que plásticos também sofrem degradação em sistemas de água doce (Andrady 2011).

Os efluentes domésticos produzidos nas cidades são impactados por produtos de higiene pessoal que já possuem microesferas plásticas em sua composição, como cremes dentais e esfoliantes. A estes, se somam outros microplásticos, como as fibras geradas durante a lavagem de roupas, ou ainda oriundos de materiais plásticos maiores degradados no ambiente ou em estações de tratamento de esgoto (ETE) não preparadas para lidar, especificamente, com a presença destes microplásticos que podem ser lançados em lagos e rios receptores (Teotônio 2020). No Distrito Federal (DF), o Lago Paranoá, um ambiente de água estacionária, ambiente lântico (ANA) é usado para muitos objetivos como o lazer e geração de energia, e também recebe efluentes advindos de duas ETEs, sendo então possível a presença de microplásticos neste corpo aquático, o que evidencia a importância de um estudo nesse sistema a fim de serem obtidos dados sobre a presença e caracterização de MPs para subsidiar medidas efetivas de controle caso sejam necessárias.

2 OBJETIVOS

O presente trabalho faz parte de uma pesquisa realizada em rede que visa o monitoramento de microplásticos em diferentes corpos aquáticos no Brasil, no campo das atividades de pesquisa desenvolvidas pelo Instituto Nacional de Ciências e Tecnologias Analíticas Avançadas (INCTAA) que financia pesquisas em rede sobre a presença de poluentes de interesse emergente no ambiente (Canela et al. 2014; Machado et al. 2016).

2.1 Objetivos Gerais

O objetivo do presente estudo é a produção de dados, de forma integrada, em rede, visando a construção de cenários sobre a existência de MPs nos ambientes de água doce brasileiros. Sistemas lênticos e lóticos, ambientes aquáticos de água corrente (ANA), de vários estados, como o Distrito Federal, São Paulo, Pernambuco, Rio Grande do Sul e Rio de Janeiro, serão investigados visando cobrir as lacunas sobre a distribuição da poluição por MPs nas águas superficiais doces brasileiras.

2.2 Objetivos Específicos

Realizar campanhas amostrais na Bacia do Lago Paranoá, coletando microplásticos de diferentes faixas de tamanho e caracterizando-os com o auxílio de técnicas microscópicas assim como, avaliar o protocolo proposto pelo grupo INCTAA para amostragem, preparo de amostras e caracterização de microplásticos.

3 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

3.1 Plásticos

O processo de polimerização se dá quando monômeros, menor unidade química, reagem entre si através de ligações covalentes (Olivatto 2017) formando uma longa cadeia de unidades repetitivas. Os polímeros podem ser naturais ou sintéticos, além de serem classificados em termoplásticos, que podem ser moldados, ou termorrígidos, que é o caso de borrachas e fibras (Olivatto et al. 2018).

Plásticos são definidos como materiais sintéticos poliméricos que têm características de serem leves, duráveis, impermeáveis, podendo ser rígidos ou maleáveis, coloridos ou transparentes, além de possuírem baixo custo. Por conseguir assumir diferentes características e ainda ser vantajoso economicamente, o plástico

vem sendo empregado em muitas áreas da sociedade (Montagner et al. 2021). A substituição de materiais, como o vidro, madeira e metais, tem acontecido com mais frequência contribuindo para uma melhor qualidade de vida e comodidade da sociedade (Olivatto et al. 2018). Um exemplo é a substituição de seringas de vidro por seringas plásticas descartáveis, fato que reduziu o risco de contaminação em procedimentos hospitalares (ABIPLAST 2015; Olivatto et al. 2018).

Apesar das inúmeras vantagens e benefícios, o uso desenfreado deste material tem provocado uma preocupação ambiental global devido à grande quantidade de resíduos que são gerados (Derraik 2002). Mundialmente, a produção de plástico teve seu início em 1950, sendo que, entre o começo da produção e 2015, cerca de 6,3 bilhões de toneladas de resíduos foram produzidos (Tourinho et al. 2019; Montagner et al. 2021). Deste total, apenas 9% foram reciclados, 12% incinerados e 79% foram destinados em aterros ou diretamente no ambiente (Geyer et al. 2017; Montagner et al. 2021).

A matéria prima para a produção do plástico é notadamente derivada do petróleo bruto e do gás natural, onde cerca de 4% da produção da indústria de petróleo são destinados para a indústria de plástico (ABIPLAST 2015). Os hidrocarbonetos presentes no petróleo, que possuem diferentes pontos de ebulição, são refinados para a obtenção de subprodutos derivados. Um destes produtos é a nafta, a principal matéria prima utilizada na produção do plástico (ABIPLAST 2015). A nafta é fornecida para indústrias de primeira geração, petroquímicas, para dar origem aos principais monômeros usados na produção do plástico, como o eteno e o propeno. Posteriormente, os monômeros são utilizados na indústria de segunda geração, produtoras, para a produção de resinas poliméricas, os *pellets*, e enfim a indústria de terceira geração, transformadoras, molda e confecciona os utensílios plásticos a partir apenas da resina pura do polímero ou ainda com a incorporação de aditivos químicos para conferir cor ou ainda melhorar as propriedades do material (Pereira and Turra 2014). A Figura 1 representa resumidamente a cadeia produtiva do plástico, desde o refino do petróleo bruto até os transformados plásticos.

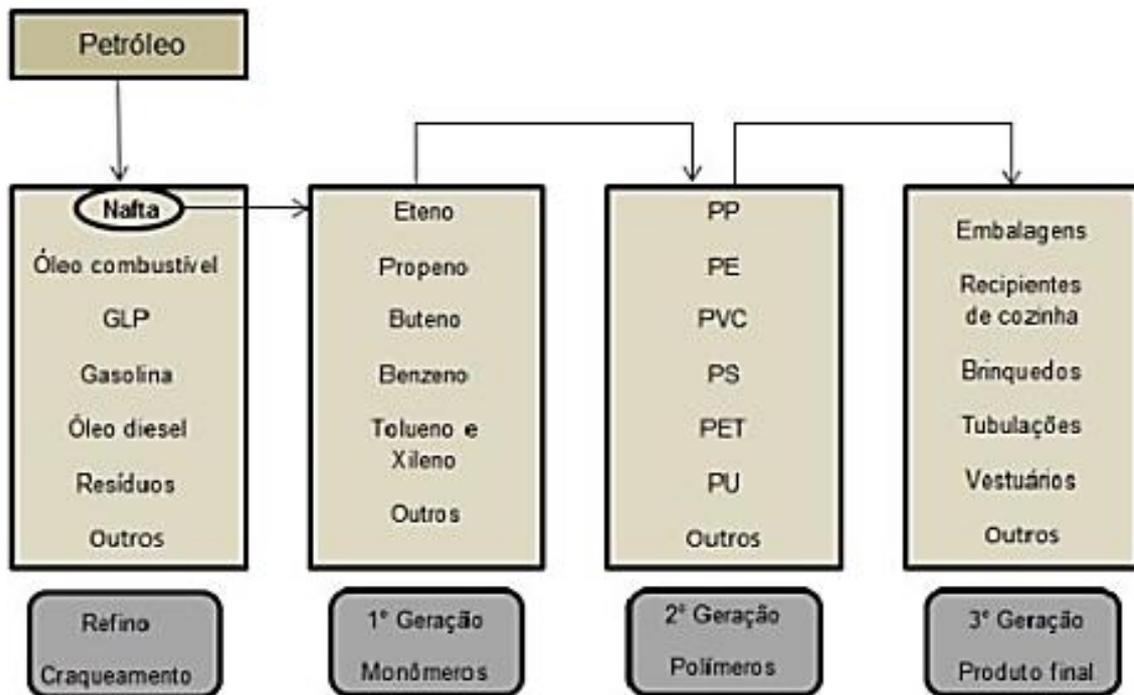


Figura 1 - Cadeia produtiva do plástico (Olivatto 2017).

Apesar da grande variedade de plásticos, com utilidades e características diferentes, cinco deles se destacam no Brasil representando 90% do consumo nacional. São eles o polietileno (PE), o polipropileno, (PP), o politereftalato de etileno (PET), o policloreto de vinila (PVC) e o poliestireno (PS) (Spinacé and De Paoli 2005). Mundialmente, o mercado é dominado por seis tipos de plásticos, os cinco mencionados anteriormente e ainda o poliuretano (PU) (GESAMP 2015). A Figura 2 apresenta uma relação desses polímeros, separando o PE em polietileno de alta densidade (PEAD) e polietileno de baixa densidade (PEBD), bem como os códigos de identificação da coleta seletiva, suas aplicações principais e o percentual de consumo.

Polímero	Identificação e Simbologia	Percentual de Consumo (%)	Principais aplicações
Poli (tereftalato de etileno)		6,9	- Embalagens de água e refrigerantes; - Fibras têxteis.
Polietileno de alta densidade		14,6	- Embalagens; - Recipientes; - Contentores.
Policloreto de vinila		13	- Embalagens de produtos de higiene; - Tubulações.
Polietileno de baixa densidade		9,5	- Embalagens; - Sacolas; - Brinquedos.
BPolipropileno		19,4	- Embalagens; - Tubulações; - Carpete; - Recipientes de uso doméstico.
Poliestireno		5	- Embalagens de cosméticos; - Eletrodomésticos.
Outros	 (PEDBL, EPS, EVA, Plásticos de engenharia, Plásticos reciclados)	31,6	- Embalagens flexíveis e filmes; - Embalagem de proteção e estofados; - Chinelos de dedo; - Enchimento de elementos estruturais em obras; - Isolante térmico.

Figura 2 - Principais polímeros, identificação e simbologia, percentual de consumo e principais aplicações. Fontes: adaptado de (Olivatto 2017) e (ABIPLAST 2015).

Há também uma crescente preocupação em relação à resíduos plásticos de tamanhos inferiores a 5 mm, os chamados microplásticos, visto que estes resíduos têm sido encontrados em amostras de água e sedimento coletadas em oceanos, mares, rios e lagos. Os microplásticos presentes no ambiente podem ser uma ameaça à biota visto que, por conta do pequeno tamanho, estas partículas têm maior mobilidade, atingindo áreas remotas e ficando disponíveis para muitos organismos (Olivatto et al. 2018).

3.2 Microplásticos

Os resíduos plásticos não tratados, descartados diretamente no ambiente, passam por processos de degradação, como fragmentações por ação química e física (Thompson et al. 2004). Com isso, são gerados detritos cada vez menores, os microplásticos. No ano de 2004, o termo “microplásticos” foi utilizado pela primeira vez para definição das partículas de plástico de pequeno tamanho (Thompson et al. 2004), sendo esta nomenclatura utilizada pela comunidade científica até hoje (Olivatto et al. 2018).

A definição da escala para definição de um microplástico é sujeita a várias propostas na literatura, porém existe uma classificação mais aceita, proposta pelo *National Oceanic and Atmospheric Administration* (NOAA), sugerindo que os microplásticos são partículas que possuem dimensões inferiores a 5 mm (Montagner et al. 2021).

Os microplásticos podem ser classificados como primário e secundário. Os primários são oriundos dos plásticos produzidos já em tamanho microscópico, como as microesferas presentes em cosméticos como esfoliantes e creme dental (Montagner et al. 2021). Os microplásticos secundários são fragmentos produzidos pela degradação e de materiais e utensílios plásticos maiores descartados no meio ambiente, tanto terrestre quanto aquático (Olivatto et al. 2018).

A degradação de aparatos plásticos ocorre quando as ligações covalentes dos monômeros que formam o polímero se enfraquecem, tanto na cadeia principal como na lateral, gerando então espécies reativas, como radicais livres, que propagam o processo de degradação (Montagner et al. 2021). Essas quebras de ligação podem ser provocadas por inúmeros fatores ambientais como a ação do oxigênio, radiação UV, temperatura e umidade (Olivatto 2017). O processo de degradação gera

microplásticos com diferentes formas, tais como fibras, filmes e grânulos (Olivatto 2017; Montagner et al. 2021).

Algumas fontes de emissão de microplásticos em ambientes terrestres e aquáticos são: o descarte indevido de resíduos plásticos tanto nos ambientes terrestres como nos aquáticos, possibilitando uma futura formação de microplástico nesses sistemas, lavagem de roupas, liberando fibras de tecidos no efluente, atividades industriais e logísticas que possuem relação com a produção de plástico, e ainda, atividades pesqueiras que geram resíduos microplásticos a partir das redes e linhas de nylon (Montagner et al. 2021).

Os constituintes do material plástico fragmentado, como monômeros e aditivos, podem sofrer lixiviação, sendo distribuídos em toda biosfera, acumulando-se principalmente em ambientes aquáticos e no solo, expondo assim vários organismos à partículas plásticas, aos aditivos químicos utilizados durante a produção de materiais (Lucio et al. 2020) e ainda à contaminantes químicos, como metais, poluentes orgânicos persistentes (POP) e/ou emergentes, que foram adsorvidos a este material devido à hidrofobicidade (Olivatto 2017; Tourinho et al. 2019)

O primeiro relato na literatura científica sobre a presença de pequenos detritos plásticos no ambiente ocorreu no começo da década de 1970 em trabalho realizado em ambiente marinho (Carpenter and Smith 1972) (Barboza and Gimenez 2015). À partir de 2010, com o crescimento da preocupação sobre os microplásticos para um nível institucional, houve também o crescimento do interesse da comunidade acadêmica com um consequente aumento nas publicações (Figura 3).

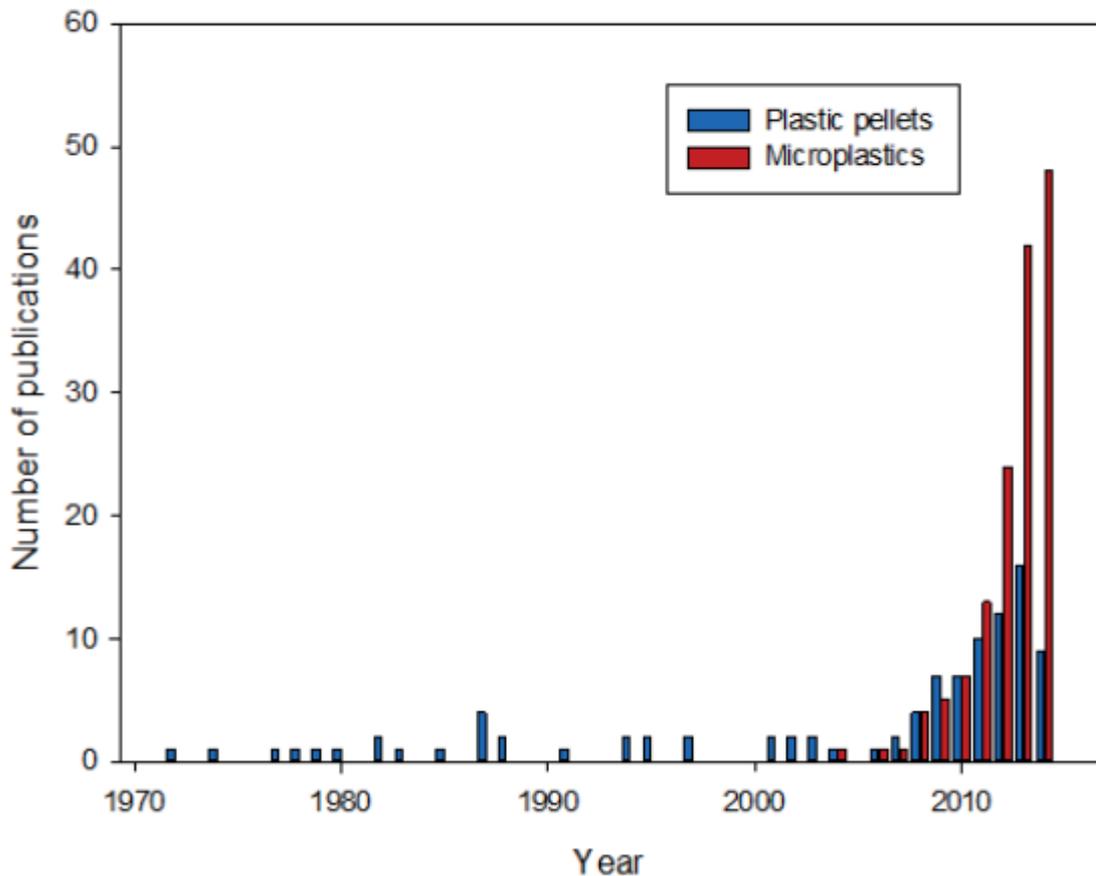


Figura 3 - Publicações por ano, entre 1970 e julho de 2014 (GESAMP 2015).

A maioria das pesquisas sobre microplásticos tem seu foco em ambientes marinhos e costeiros. Entretanto, pesquisas sobre transporte, destino e impactos destes materiais em sistemas de águas doce estão ganhando atenção nos últimos anos devido à constatação de que lagos e rios não são apenas canais que transportam microplásticos do ambiente terrestre para o marinho, mas também são potenciais sumidouros temporários ou de longo prazo de microplásticos. Com isso, ecossistemas de água doce também podem assimilar efeitos prejudiciais de microplásticos (Kukkola et al. 2021). Os estudos sobre microplásticos em águas continentais são mais recentes e centralizados em poucas regiões do mundo, sendo que há carência de dados em regiões como América do Sul, Central e no continente africano (Li et al. 2020).

4 PARTE EXPERIMENTAL

4.1 Planejamento amostral

Para a coleta de amostras no Lago Paranoá foi utilizada uma rede de plâncton em forma de trapézio com tela de poliamida com 60 μm de abertura de malha, 30 cm de diâmetro e 70 cm de comprimento, (LTC54, Limnotec). Na ponta inferior do amostrador há um copo rosqueável de 150 mL de PVC, com uma saída para drenagem do excesso de água protegida com uma tela de poliamida. Os detritos coletados ao final do período amostral são concentrados neste copo e transferidos para um frasco apropriado. A rede de amostragem e seus demais acessórios são mostrados na Figura 4. Para o cálculo do volume de água amostrada, visando a determinação da concentração de microplásticos na amostra, foi utilizado um fluxômetro mecânico lab-made acoplado na entrada da rede de arraste.



Figura 4 - Rede de arraste utilizada na coleta de amostras (a) e fluxômetro mecânico (b).

4.1.1 Calibração do fluxômetro mecânico

O fluxômetro mecânico utilizado neste trabalho foi confeccionado por terceiros, sob encomenda do INCTAA, para permitir a uniformização dos protocolos de amostragem dentro do trabalho em rede. O presente trabalho, realizado no Distrito Federal, foi o primeiro a ser realizado no âmbito das atividades do INCTAA, motivo pelo qual incluiu-se uma etapa visando o melhor conhecimento do fluxômetro cedido.

A fim de conhecer a velocidade mínima necessária para funcionamento da hélice do fluxômetro mecânico, todo o aparato de amostragem foi levado ao Laboratório de Hidrologia da UnB para calibração. Um molinete hidrométrico foi usado para verificar a movimentação da hélice de forma constante e possibilitar sua calibração. O molinete hidrométrico é um aparelho utilizado para medir a velocidade de um escoamento, em metros por segundo (m/s) de forma pontual. Foi utilizado um molinete de eixo horizontal (Figura 5) equipado com uma hélice acoplada a um eixo que gira no sentido contrário ao fluxo enviando sinais elétricos a um contador de rotações (Coelho 2011). O contador de rotações utilizado foi o OTT Hydrometrie Z30, acoplado à hélice através de dois contatos formando um circuito simples de corrente contínua.



Figura 5 - Micromolinete acoplado na haste de medidas (a) e contador OTT Hydrometrie Z30 (b).

O micromolinete com a haste e os contatos foi inserido em um canal de 30 centímetros de largura e 15 metros de comprimento (Figura 6). A profundidade do leito durante as medidas foi ajustada com o auxílio da mudança da declividade do fundo, através de um controlador de declividade e com a inserção de alguns acessórios para permitir maiores velocidades da água no canal



Figura 6 - Canal com declividade variável (a) com controlador de declividade (b) e acessório utilizado para alterar a profundidade e velocidade do fluido (c).

As medidas foram primeiramente realizadas com o micromolinete, em duplicata, em diferentes profundidades por 60 s. Em seguida, o fluxômetro manual foi

colocado no canal para verificar se havia movimentação constante. Foram testadas diferentes profundidades, modo que fosse verificada a movimentação apropriada das hélices do fluxômetro mecânico, visto que, para maiores profundidades e menores velocidades, a passagem da água não provocava o giro das hélices.

4.1.2 Teste iniciais no Lago Paranoá

Para o acesso aos pontos amostrais foi utilizado um bote motorizado (Figura 7) fornecido pelo Instituto de geociências da UnB.



Figura 7 - Bote motorizado utilizado durante a coletas das amostras.

Com o bote próximo às coordenadas da região da coleta, verificado com auxílio do aplicativo Google Maps, o motor foi desligado e o conjunto de rede e fluxômetro foi lançado na água com o bote sem movimento de modo a evitar o giro das hélices do fluxômetro. No momento que o motor era ligado, era também ativado o aplicativo *Geo Tracker* de modo a permitir um registro da velocidade, do trajeto percorrido durante a amostragem com a rede e o tempo de duração da amostragem, estipulado em 10 minutos para cada ponto.

Inicialmente, foram feitos alguns testes com o intuito de analisar se a rede afundaria ou se ela se manteria na superfície visto que a água a ser coletada precisava ser da superfície, onde se concentram os microplásticos. O teste foi realizado próximo

ao Centro Olímpico da Universidade de Brasília com auxílio do aplicativo *Geo Tracker*, também testado para verificar se o mesmo era capaz de registrar corretamente percurso dentro do lago. O caminho percorrido durante o teste, assim como dados obtidos pelo aplicativo, como duração do percurso, comprimento da trilha, velocidade máxima, velocidade média e velocidade média em movimento, é mostrado na Figura 8.

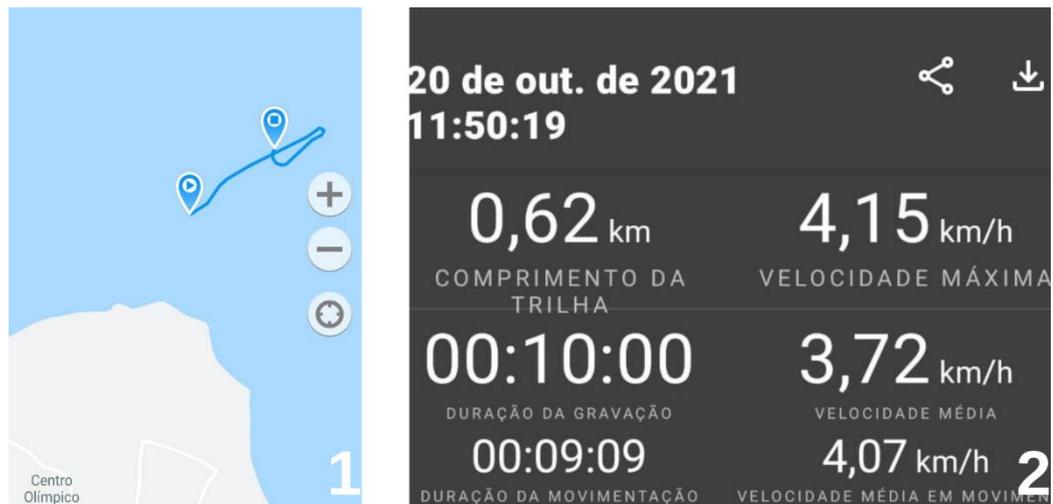


Figura 8 – Trilha percorrida durante teste inicial no Lago Paranoá, registrada pelo aplicativo *Geo tracker* (1) e informações fornecidas pelo aplicativo (2).

Com o teste foi possível concluir que a rede se manteve em uma boa profundidade durante o percurso, ou seja, toda a rede se manteve submersa, mas coletando a água da superfície (Figura 9). Foi notado também que houve entrada de água no reservatório destinado ao contador do fluxômetro mecânico durante a coleta, o que não deveria acontecer. Mesmo assim, a final do período amostral, verificou-se que isso não resultou em um problema para aquisição dos dados.

a



Figura 9 - Posicionamento da rede durante a amostragem (a) e detalhe do reservatório do contador do fluxômetro mecânico (b).

4.2 Coleta das amostras

A coleta foi realizada em cinco pontos do Lago Paranoá previamente investigados pelo grupo AQQUA/UnB quanto a presença de elementos terras raras (Amorim et al. 2019). As coordenadas e nomenclaturas dadas no presente estudo para cada ponto amostral, bem como os dias e horários de coleta são mostrados na Tabela 1. **Tabela**

Tabela 1 - Pontos de coleta e suas coordenadas.

Pontos	Local	Coordenadas	Data da coleta	Hora da coleta
BB	Braço do Bananal	15°44'27.4"S 47°52'29.8"W	19/10/2021	15:35:15
RB	Braço do Riacho Fundo	15°50'31.4"S 47°54'16.8"W	20/10/2021	07:50:31
LD	Represa do Lago	15°47'29.8"S 47°48'07.6"W	20/10/2021	09:44:57
TB2	Braço do Torto 2	15°45'52.8"S 47°49'22.6"W	20/10/2021	11:20:17
TB1	Braço do Torto 1	15°44'14.5"S 47°50'33.6"W	20/10/2021	11:50:19

Os pontos amostrais são mostrados no mapa da Figura 10. Dois pontos (BB e RB) são próximos às ETEs Brasília Norte e Brasília sul, respectivamente.

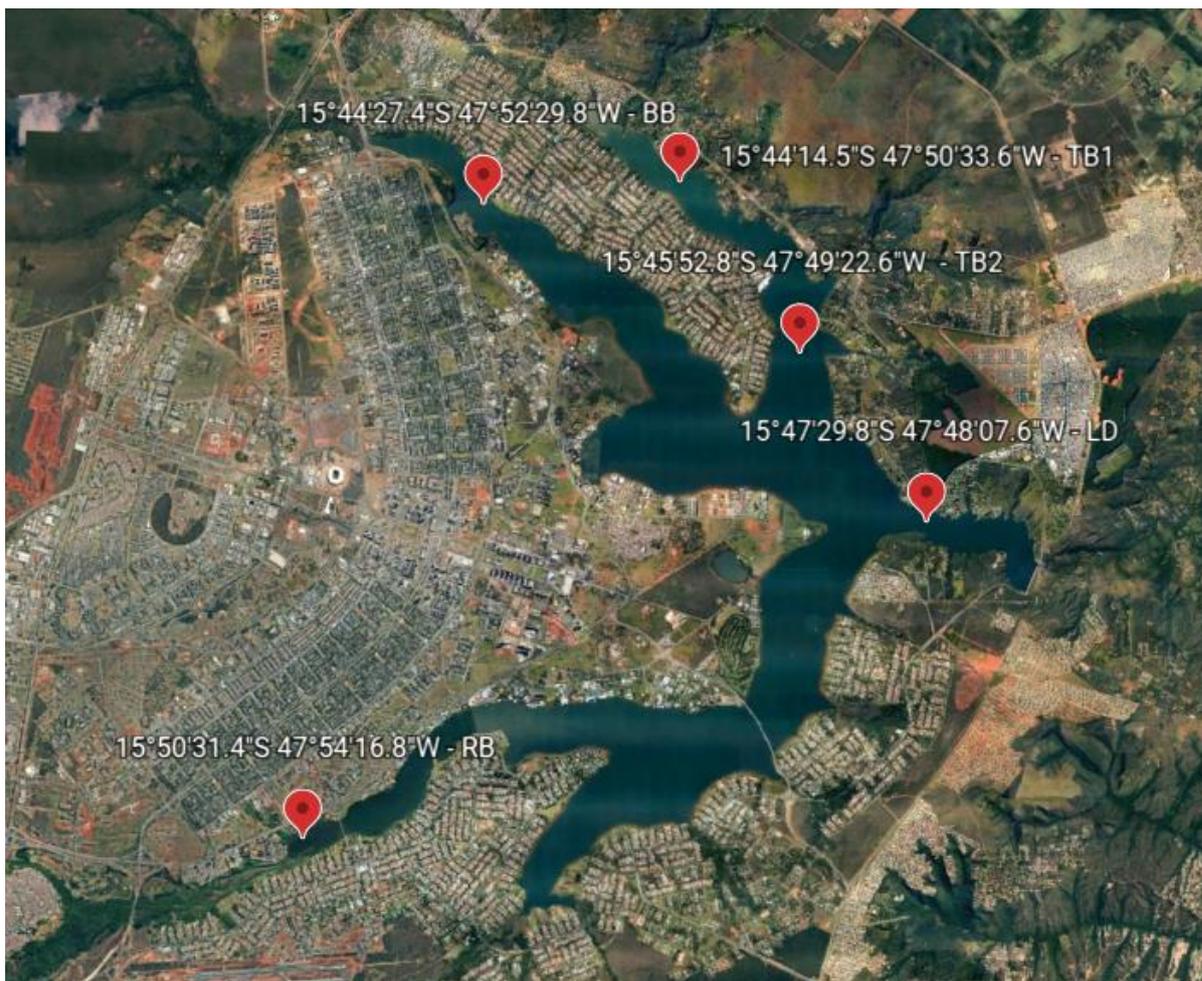


Figura 10 – Localização dos pontos de amostragem no Lago Paranoá (Google 2021).

Ao chegar no local da coleta, após lançamento do conjunto de rede com fluxômetro, o piloto do bote foi orientado, na medida do possível, para que contornasse o ponto escolhido em movimento de círculo ou “s” durante o período de coleta, ou seja, 10 min. Desta maneira, a corda responsável por segurar a rede de arraste permaneceu esticada, sempre paralela ao barco. A Figura 11 mostra a trilha percorrida durante o período de coleta em cada ponto amostral

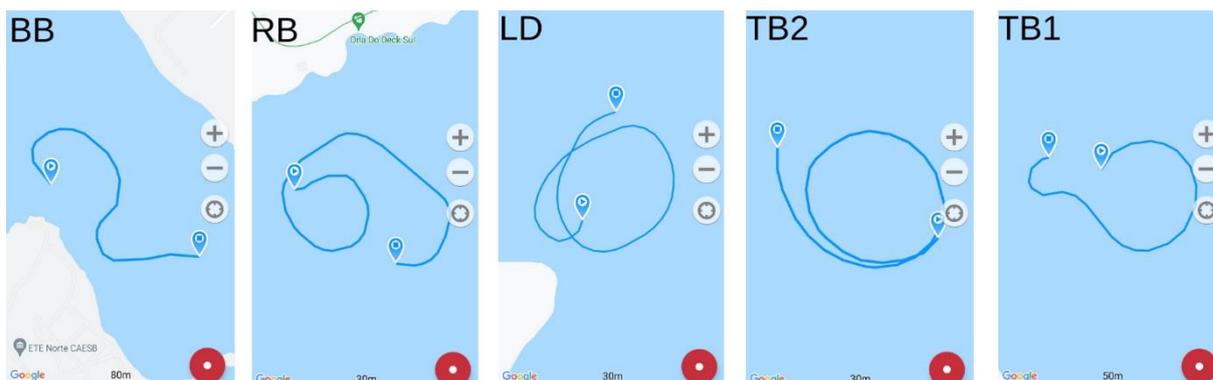


Figura 11 - Trajetos percorridos em cada ponto amostral.

Após 10 minutos, a rede foi recolhida e lavada com a água do próprio ponto de coleta a fim de que remover materiais presos na rede em direção ao copo coletor, conforme mostra a Figura 12. o excesso de água era retirado através da saída presente no copo, ele então era desrosqueado e o seu conteúdo era vertido em frascos separados de 250 mL, previamente higienizados, e etiquetados. O copo era também lavado algumas vezes a fim de que toda a amostra coletada fosse transferida para o frasco.

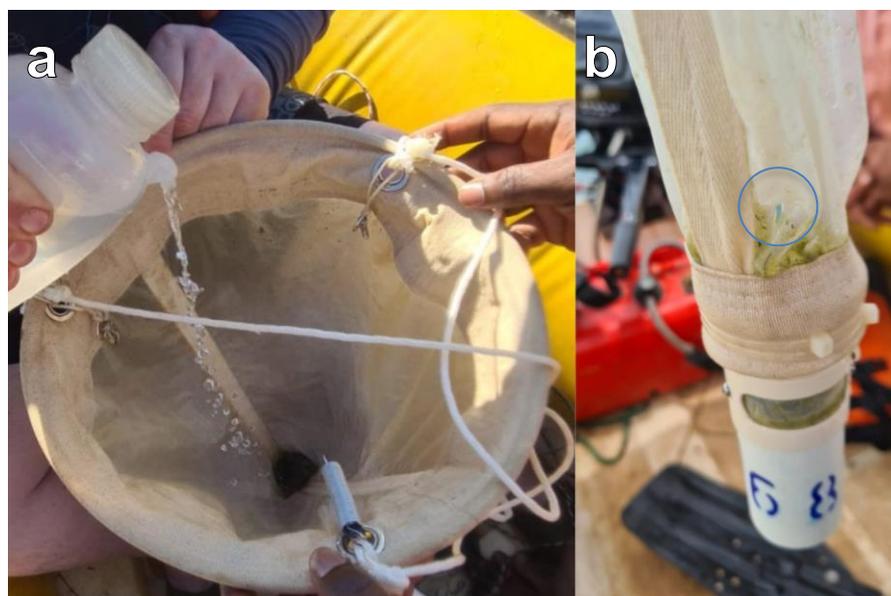


Figura 12 - Lavagem da rede de coleta (a) e detalhe do aparato de coleta com material e microplástico preso na rede (b) .

4.3 Preparação das amostras

O protocolo usado para o preparo das amostras foi cedido pelo INCTAA, e teve como base as recomendações do *National Oceanic and Atmospheric Administration* (Masura et al. 2015) e foi colocado à prova em trabalho recente desenvolvido nas águas do Lago Guaíba no Rio Grande do Sul (Bertoldi et al. 2021)

4.3.1 Peneiramento

Em laboratório, as amostras foram mantidas sob refrigeração até o momento do processamento. O aspecto das amostras coletadas é mostrado na Figura 13, onde fica evidenciado a maior quantidade de detritos nas amostras dos pontos BB e RB, influenciados pelas duas ETEs próximas ao Lago Paranoá.



Figura 13 – Aspecto das amostras coletadas do Lago Paranoá antes do processamento.

Os frascos foram então retirados da geladeira e cada amostra foi passada em uma peneira de aço inoxidável (Bertel) com abertura de 63 μm . Após verter as amostras, as paredes internas dos frascos foram lavadas com água ultrapura para que todos os detritos remanescentes fossem transferidos. Pedacos grandes de madeira, folhas e partículas mesoplásticas (> 5 mm) foram retiradas com o auxílio de pinças e lavadas com água ultrapura para remover qualquer detrito de interesse em direção da peneira. Os detritos de cada amostra foram então transferidos para um béquer de 250 mL com auxílio de água ultrapura, sendo que todo o material usado nesta transferência também foi enxaguado com água ultrapura (Figura 14). Ao final, cada béquer foi coberto com papel alumínio.

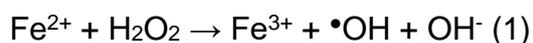


Figura 14 - Peneiramento das amostras. 1) Mesoplásticos presentes na amostra RB; 2) Transferência da amostra para o béquer com o auxílio de um funil.

Por conta da alta quantidade de sólidos nas amostras RB e BB, como mostrado na Figura 13, uma maior quantidade de água ultrapura precisou ser adicionada para auxiliar a transferência dos detritos da peneira para o béquer. Sendo assim, essas duas amostras foram divididas em 2 béqueres de 250 mL de modo que todas as amostras, após o peneiramento e transferência, apresentassem volume de, aproximadamente, 100 mL.

4.3.2 *Eliminação da matéria orgânica*

Para a degradação da matéria orgânica interferente foi usado o sistema com peróxido de hidrogênio (H_2O_2) e sais ferrosos, conforme a reação de Fenton (Equação 1). Embora conhecida desde o século 19, esta reação é tida como um processo oxidativo avançado (POA), no qual há a formação de radical hidroxila ($\bullet\text{OH}$) com um alto potencial padrão de redução, capaz de oxidar compostos orgânicos complexos transformando-os em moléculas simples como o gás carbônico (CO_2), água (H_2O) e íons inorgânicos (Nogueira et al. 2007).



Para que ocorra a degradação da matéria orgânica de forma eficiente, o pH precisa ser mantido entre 2,5 e 3,0 já que para os valores acima de 3, pode ocorrer precipitação do Fe (III), o que prejudica a análise. Manter o pH abaixo de 2,5 também não é recomendado já que uma alta concentração de H^+ pode sequestrar radicais hidroxilas do meio (Nogueira et al. 2007).

Foi preparada uma solução aquosa de sulfato de ferro (II) 0,05 mol/L a partir de 7,5 g do sulfato de ferro (II) heptahidratado (Vetec) pesado na balança analítica (AX200, Shimadzu). Essa massa foi então transferida para um balão volumétrico de 500 mL que foi completado com água ultrapura.

Os béqueres com as amostras foram levados à capela para que fosse iniciada a reação de Fenton através da adição de peróxido de hidrogênio e da solução de ferro (II) preparada previamente. Foram adicionados, em cada béquer 20 mL da solução de Fe (II) e quantidade suficiente de ácido sulfúrico 0,1 mol/L até pH entre 2 e 3, monitorado com tiras indicadoras (MQuant).

Após a adição da solução de Fe (II) em meio ácido, foram adicionados 20 mL de peróxido de hidrogênio 35% em cada béquer. Durante a evolução de bolhas, as amostras foram mantidas em temperatura ambiente e, em seguida, os béqueres foram transferidos para uma placa de aquecimento (C-MAG HS 10, IKA) a 60 °C durante 45 min sob agitação com o auxílio de barras magnéticas (Figura 15).



Figura 15 - Amostras na placa de aquecimento para digestão da matéria orgânica interferente.

Ao fim do período de 45 minutos, foram adicionados mais 10 mL de peróxido de hidrogênio para verificar a presença de matéria orgânica não oxidada, momento em que foi percebida nova evolução de bolhas, indicando matéria orgânica remanescente. Os béqueres foram então mantidos sob aquecimento a 60 °C por mais 40 minutos, ultrapassando o período recomendado no protocolo do INCTAA, de 1h.

Após este novo período de aquecimento, foi percebida a formação de espuma, indicando a presença de matéria orgânica, principalmente nas amostras BB e RB. As amostras foram então colocadas para a estufa de circulação (Ethik) e mantidas a 55 °C por uma noite a fim de que reduzir a quantidade de água, a fim de permitir maior concentração dos reagentes e concluir a digestão de forma satisfatória.

Na manhã seguinte, as amostras foram retiradas da estufa, já com um volume reduzido, conforme mostrado na Figura 16. Os resíduos presos no béquer foram raspados com bastões de vidro e lavados com o mínimo de água ultrapura. Os béqueres foram colocados novamente na placa de aquecimento por 1 h, e, ao final deste tempo, foram adicionados mais 10 mL de H_2O_2 para verificar matéria orgânica remanescente. Houve borbulhamento em todas as amostras, em menor intensidade nas amostras TB1, TB2 e LD, mas em maior intensidade e com formação de espumas nas amostras BB e RB (Figura 17).



Figura 16 - Amostras na estufa após redução de volume.

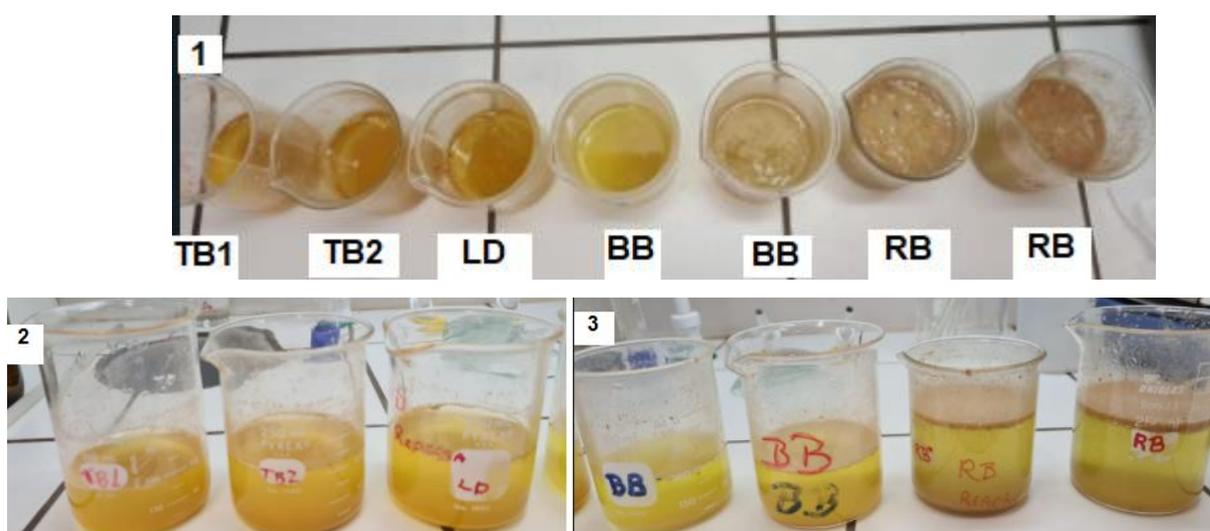


Figura 17 - 1) Vista superior das amostras; 2) Vista frontal das amostras: TB1, TB2, LD; 3) Vista frontal das amostras BB e RB.

As amostras permaneceram por mais 40 minutos na placa de aquecimento, até eliminação do peróxido de hidrogênio e, por fim, devolvidas à estufa de circulação por 24 horas a 30 °C, momento em que foram levadas para próxima etapa de preparo.

4.3.3 Separação por densidade

Após etapa de digestão, as amostras foram filtradas a vácuo através de uma membrana de éster de celulose de 47 mm de diâmetro e poro de 0,45 μm (Figura 18). O material retido da membrana foi transferido ao respectivo béquer usado na etapa anterior, momento este em que foram consolidadas as amostras dos pontos BB e RB, separadas em dois béqueres cada na etapa anterior.



Figura 18 – Aparato usado para filtração a vácuo das amostras em membrana de éster de celulose.

Para separação dos microplásticos por densidade, foi preparada uma solução saturada de iodeto de sódio (NaI) com densidade de $1,6 \text{ g/cm}^3$. As amostras retidas nas membranas foram transferidas, com o uso da própria solução de NaI, para o sistema de separação que consistiu em um funil de separação conectado a um tubo de silicone com rolha. Os funis foram então preenchidos com a solução de NaI para que pudesse ocorrer a separação por densidade dos plásticos flutuantes, que se acumulam para parte superior do funil, enquanto que materiais interferentes tendem a se acumular na parte inferior do sistema. Os funis foram tampados com papel alumínio (Figura 19) e mantidos em repouso por 24 h, momento em que a parte interferente foi eliminada e o sobrenadante foi submetido à filtração, novamente em membrana de éster de celulose de 47 mm de diâmetro e $0,45 \mu\text{m}$ de porosidade.

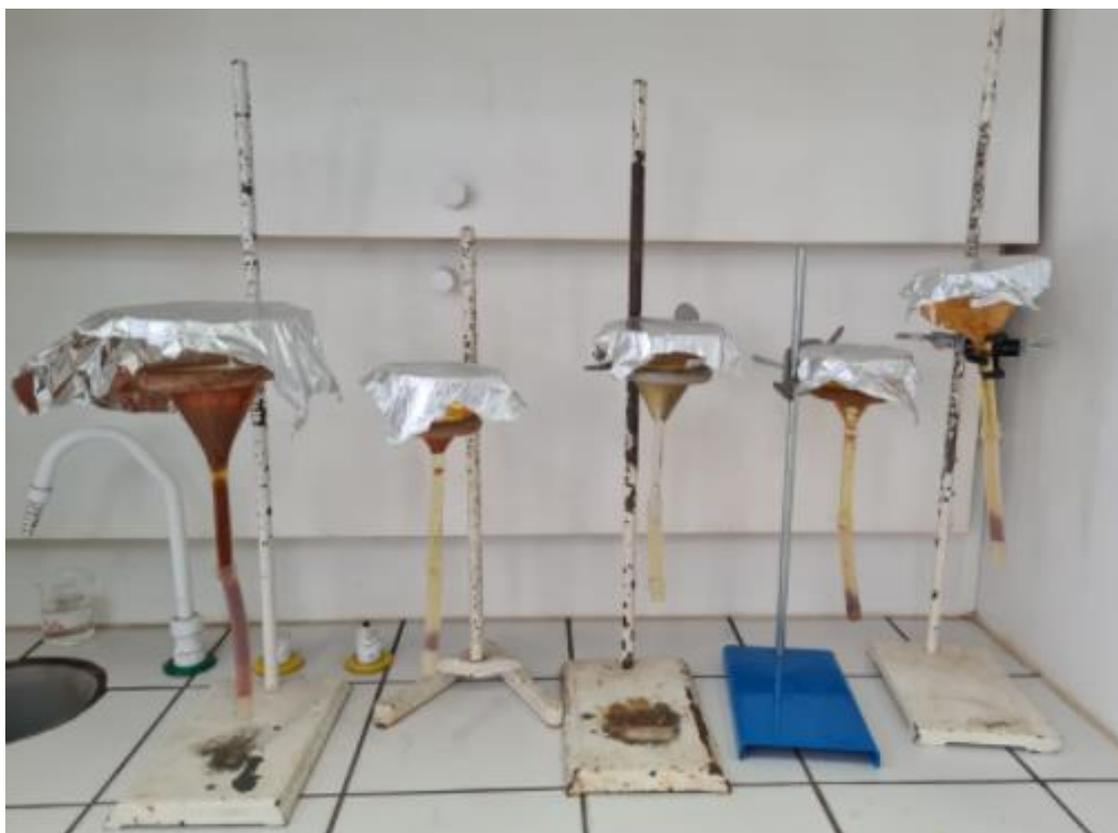


Figura 19 – Aparatos usados para separação por densidade dos microplásticos.

Os filtros foram então transferidos individualmente para uma placa de Petri e mantidos tampados à temperatura ambiente até o momento da caracterização física dos microplásticos, como mostra a Figura 20.

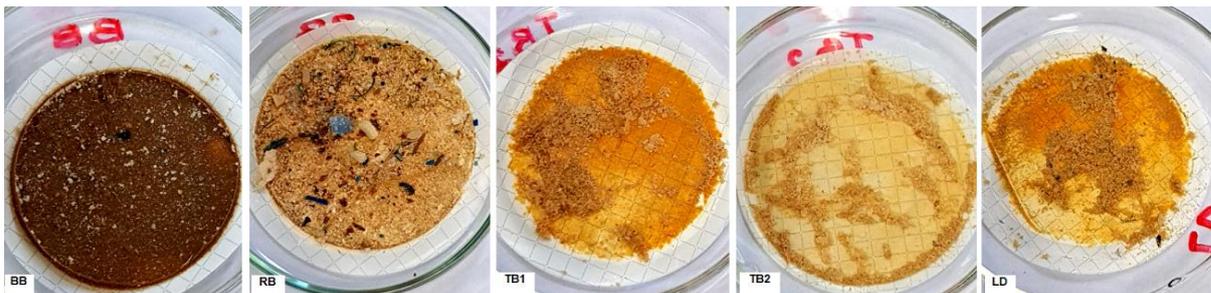


Figura 20 - Amostras pós filtragem.

4.3.4 Triagem, contagem e caracterização física dos microplásticos

Inicialmente foi feita uma inspeção a olho nu, onde os microplásticos presentes no papel filtro foram separados com auxílio de uma pinça e posicionados em uma placa Petri de modo a permitir a contagem. Os MPs separados foram inspecionados quanto a sua cor e forma utilizando um microscópio óptico (Optika, B-1000POL-I), objetivas de 5X e 10X e câmera digital.

Devido aos problemas enfrentados durante a etapa de digestão da matéria orgânica, principalmente nas amostras do BB e RB, com muita espuma remanescente mesmo após a etapa da separação por densidade, muito material interferente permaneceu também membranas, apresentando um aspecto arenoso. Isso atrapalhou de modo moderado a triagem e caracterização física por microscopia.

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 Calibração do fluxômetro mecânico

Os resultados obtidos para a calibração com micromolinete, em duplicata, e para o fluxômetro mecânico, nas diferentes profundidades avaliadas, são mostrados na Tabela 2.

Tabela 2 - Medidas para o cálculo da velocidade do leito.

Medida	Profundidade (mm)	Tempo (s)	Rotações (N): Micromolinete	Rotações: Fluxômetro manual
1	> 300	60	326 329	Sem rotação
2	214	60	486 481	26,5
3	145,5	60	733 733	68,5
4	118	60	944 934	84,4

N é o número de giros que o micromolinete deu no total durante 1 minuto

O kit do micromolinete utilizado nos testes opera sob uma determinada relação calibrada para cada hélice utilizada de modo que seja possível determinar a velocidade do fluido no momento em que os giros foram contados. A hélice utilizada foi a de número 1, regida pelas equações 2 e 3, nas quais “ v ” é a velocidade da água e “ n ” é o número de rotações por segundo. Na tabela 1, N refere-se ao número de giros do micromolinete por 60 segundos.

Se $n < 6,47$, tem-se a equação 2, onde

$$v = 0,0562 * n + 0,038 \quad (2)$$

Se $n \gg 6,47$, tem-se a equação 3 onde

$$v = 0,0545 * n + 0,049 \quad (3)$$

Foram utilizados os valores de N para o micromolinete, mostrados, na Tabela 1 a fim de encontrar o valor n , em rotações por segundo, de cada medida. Em seguida, estes valores de n foram substituídos nas respectivas equações, 2 ou 3, para enfim obter a velocidade do fluido em cada medida. Os valores encontrados são mostrados na Tabela 3. Como as medidas do micromolinete foram feitas em duplicata, o valor apresentado na tabela é da velocidade média dessas medidas.

Tabela 3 - Valores calculados para n e para velocidade do micromolinete.

Medida	n	Equação utilizada	Velocidade média (m/s)	Velocidade média (km/h)
1	5,43	2	0,34457	1,24045
	5,48	2		
2	8,1	3	0,48818	1,75745
	8,02	3		
3	12,22	3	0,71480	2,57331
	12,22	3		
4	15,73	3	0,90192	3,24693
	15,57	3		

Apesar das hélices do fluxômetro terem girado na medida 2, isso não aconteceu de forma contínua. O giro das hélices foi contínuo na medida 3, na qual a velocidade do leito era de 2,57 km/h, sendo essa a velocidade mínima estabelecida para o bom funcionamento do fluxômetro mecânico. Através dos valores obtidos para a velocidade média (Tabela 3) e dos valores da rotação do fluxômetro (Tabela 2), foi possível construir uma curva de calibração para o fluxômetro (Figura 21).

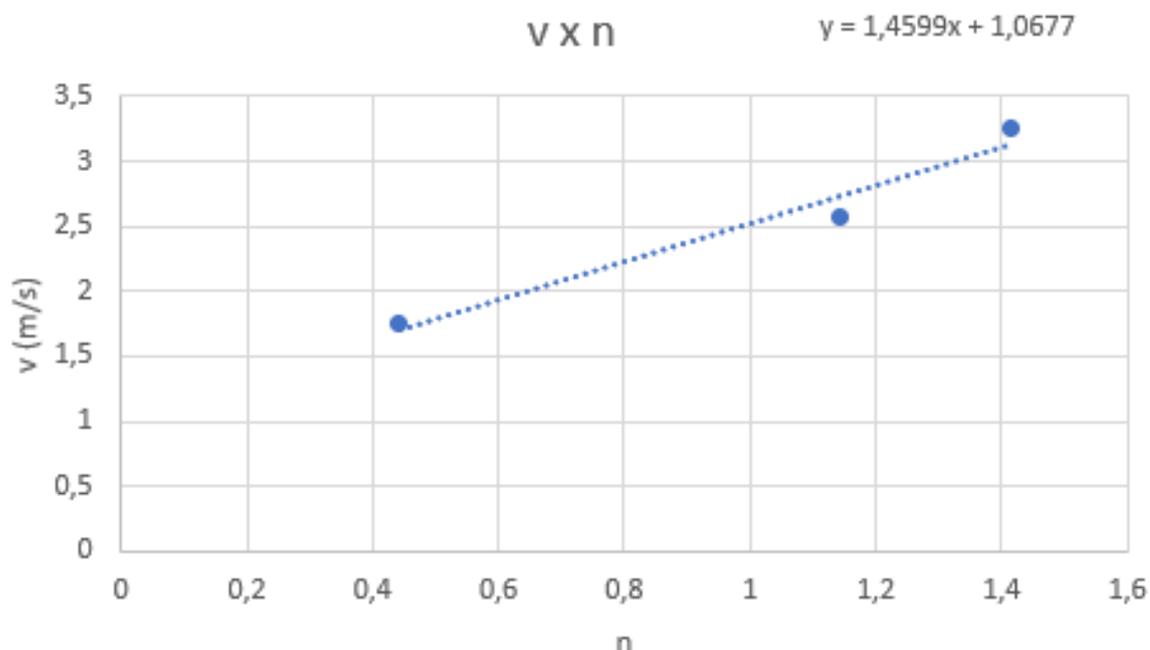


Figura 21 - Curva de calibração para o fluxômetro manual.

Tendo-se em vista a dificuldade em se obter maiores vazões de água no canal utilizado para o teste, apenas três pontos foram usados para construção da curva de calibração que apresentou coeficiente de determinação (R^2) de 0,9628, um valor não satisfatório.

Tanto o valor usado na calibração, quanto os dados fornecidos pelo aplicativo *Geo Tracker* durante a amostragem foram usados para calcular o volume de água que passou pela rede de amostragem durante o tempo da coleta.

5.2 Cálculo da vazão e do volume coletado

A fim de se conhecer a concentração de microplásticos por volume coletado de água, foi necessário conhecer a quantidade de água que passou pelo amostrador durante os 10 minutos de coleta. O cálculo da vazão Q foi feito através da Equação 4, na qual v é a velocidade média do escoamento e A é a área da seção transversal da rede de amostragem.

$$Q = v * A \quad (5)$$

No caso do fluxômetro mecânico, para o cálculo da velocidade, foram utilizados as contagens de giro obtidas para a coleta em cada ponto amostral e a equação da curva de calibração mostrada na Figura 21. O cálculo da vazão com os dados do aplicativo *Geo Tracker* foram obtidos a partir da velocidade média em movimento fornecida pelo aplicativo, em cada ponto de coleta. Os valores utilizados para o cálculo da velocidade, assim como os resultados obtidos estão dispostos nas Tabelas 4 e 5.

Tabela 4 - Vazões encontradas a partir da quantidade de giros (N) do fluxômetro.

Ponto de coleta	N	n	v (m/s)	A (m ²)	Q (L/s)
BB	759,2	1,265	2,915	0,0707	206,05
RB	482,8	0,805	2,242	0,0707	158,51
LD	335,2	0,559	1,883	0,0707	133,12
TB2	636,4	1,061	2,616	0,0707	184,93
TB1	560,6	0,934	2,432	0,0707	171,89

Tabela 5 - Vazões encontradas a partir das informações do aplicativo *Geo Tracker*.

Ponto de coleta	v em movimento (km/h)	v em movimento (m/s)	A (m ²)	Q (L/s)
BB	5,65	1,569	0,0707	110,9374906
RB	4,11	1,142	0,0707	80,69966129
LD	3,60	1,000	0,0707	70,68583471
TB2	4,27	1,186	0,0707	83,84125395
TB1	4,07	1,130	0,0707	79,91426313

Considerando o tempo total da coleta de 10 minutos, o volume total de água que passou pela rede de amostragem para os dois métodos utilizados, fluxômetro e aplicativo *Geo Tracker*, está disposto na Tabela 6 para cada ponto.

Tabela 6 - Volume total de água filtrada.

Ponto de coleta	Geo Tracker		Fluxômetro	
	Volume (L)	Volume (m ³)	Volume (L)	Volume (m ³)
BB	62321,34	62,32	123627,83	123,68
RB	44767,70	44,77	95104,94	95,10
LD	38288,16	38,29	79873,47	79,87
TB2	46534,84	46,53	110955,58	110,9
TB1	43825,22	43,82	103133,46	103,1

5.3 Caracterização física dos microplásticos

A Figura 22 mostra o resultado da separação por inspeção visual da amostra RB. Este tipo de separação é importante para permitir a contagem dos microplásticos e organizá-los para caracterização por microscopia ou por meio de outras técnicas físicas e/ou espectroscópicas.



Figura 22 - Microplásticos triados da amostra RB.

Por conta da falta de regularidade das amostras em termos de altura dos microplásticos, apenas algumas áreas puderam ser focadas no microscópio usado. Além disso, em função do elevado tamanho das objetivas, houve problemas para ajustar as placas de petri sobre a superfície destinadas às amostras no equipamento utilizado. Para fins ilustrativos, algumas imagens obtidas por microscopia são mostradas nas Figura 23 e 24.

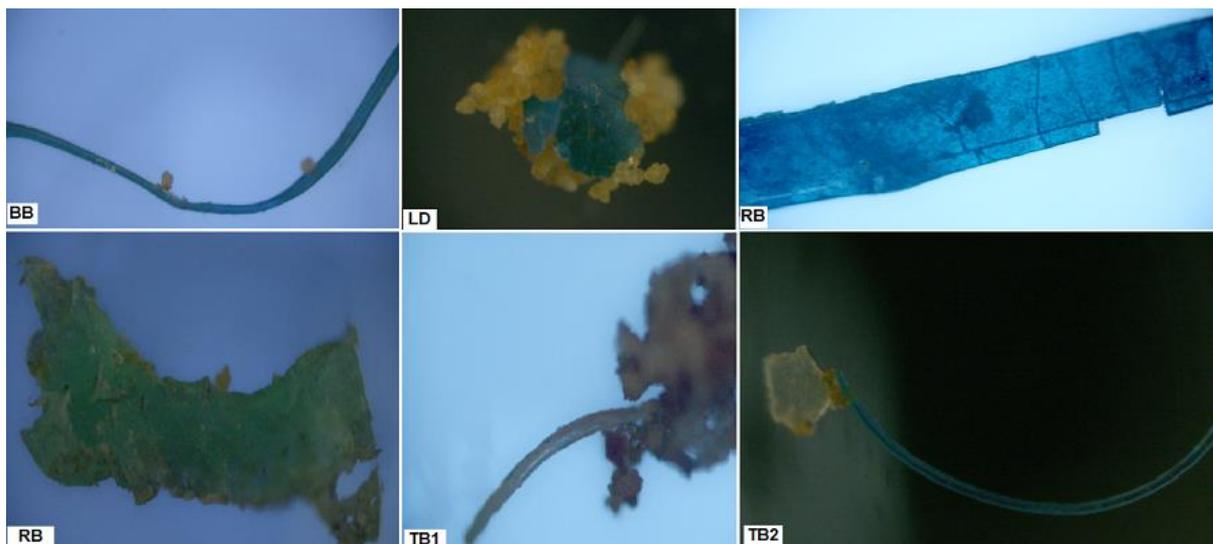


Figura 23 - Fibras e fragmentos observados com objetiva de 5X nas amostras do Lago Paranoá.

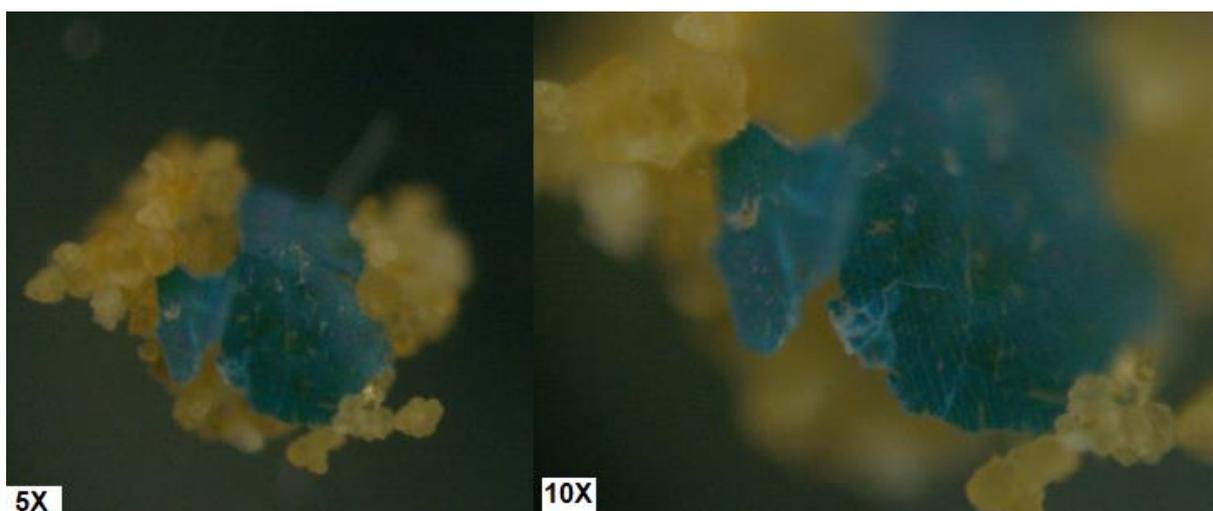


Figura 24 - Fragmento presente na amostra LD com as objetivas 5X e 10X.

A partir das imagens obtidas, foi possível perceber que as partículas plásticas possuem bordas pontiagudas além de estarem fragmentadas, o que indica que estes microplásticos são secundários, provavelmente provenientes da degradação de plásticos maiores. Foram encontradas muitas fibras em todas as amostras sendo a maioria delas de cor azul, verde e preta, também encontradas algumas vermelhas, brancas e transparentes, sendo que estes filamentos podem ser originários de tecidos sintéticos liberados no processo de lavagem de roupas (Teotônio 2020). Mesmo assim, nas próximas campanhas amostrais, será incluído uma solução de controle

durante o processo de digestão de amostras, para verificar se há contaminação proveniente do ambiente laboratorial.

Além das amostras separadas por inspeção visual, o material retido nas membranas também foi inspecionado por meio de varreduras para encontrar microplásticos não visualizados a olho nu na triagem. Microplásticos foram encontrados em todas as placas (Figura 25).

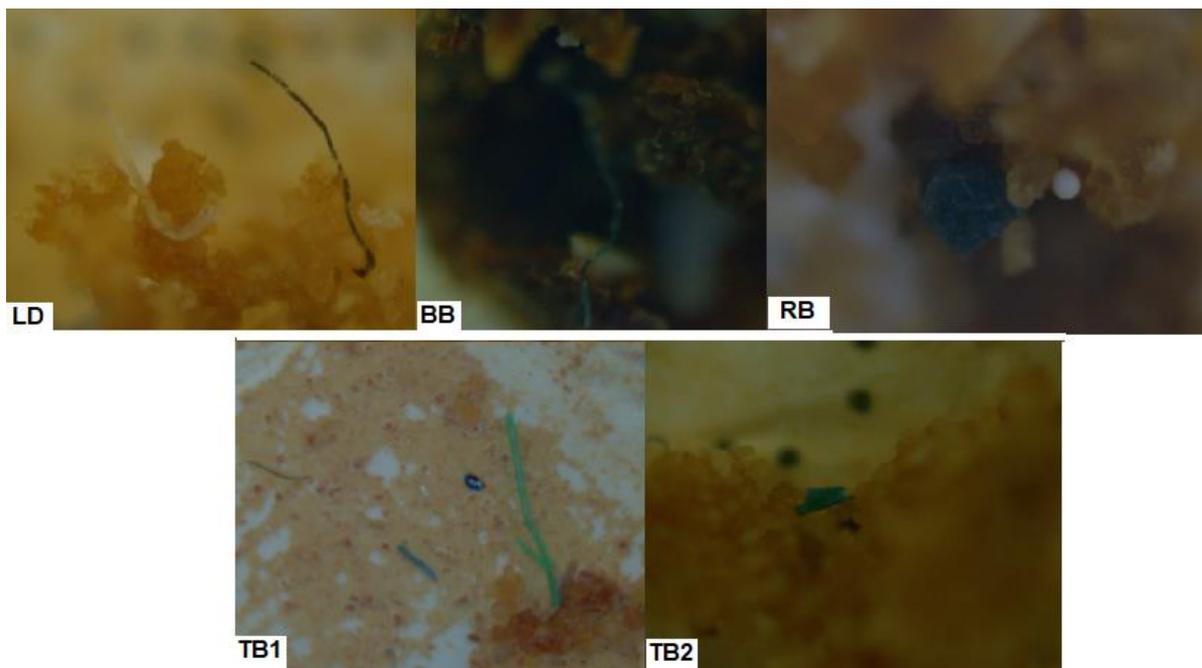


Figura 25 - Varredura nos filtros das amostras.

Apesar da inspeção e triagem visuais, alguns microplásticos ainda permaneceram no filtro, sendo encontradas fibras, fragmentos e até microesferas, como no caso da amostra RB (Figura 25). Por conta da presença de muito resíduo da espuma, de cor amarelada nas imagens, a triagem foi dificultada e, provavelmente, a contagem dos microplásticos pode estar subestimada, principalmente no caso da amostra do Braço do Bananal (BB) que foi filtrada com muita espuma de coloração mais escura e densa.

A quantidade de microplástico encontrada em cada ponto de coleta, separados visualmente, foi somada aos encontrados com o auxílio do microscópio. Para o cálculo da concentração (em itens por m^3) levou-se em consideração os volumes calculados usando tanto o fluxômetro mecânico, quanto o aplicativo *Geo tracker* (Tabela 6)

Tabela 7 - Concentração de microplásticos nas amostras.

Ponto de coleta	Quantidade de microplásticos	Concentração Fluxômetro (itens/m ³)	Concentração <i>Geo Tracker</i> (itens/m ³)
BB	91	0,74	1,46
RB	165	1,73	3,67
LD	159	1,99	4,15
TB2	66	0,59	1,42
TB1	112	1,09	2,56

Apesar das diferenças dos volumes encontrados com os dados obtidos pelo fluxômetro manual e o *Geo Tracker* o padrão observado nas concentrações encontradas é o mesmo nos dois casos, sendo a maior concentração encontrada na amostra LD e a menor concentração na amostra TB2.

Mesmo que os valores mostrados na Tabela 7 não representem com exatidão as verdadeiras concentrações dos microplásticos nas amostras, em função dos problemas enfrentados durante a digestão da matéria orgânica, as concentrações encontram-se dentro de uma faixa de grandeza similar às encontradas no Brasil, na Baía de Guanabara – Rio de Janeiro foi encontrada uma faixa de concentração de 0,6 a 11 microplásticos m⁻³ (Montagner et al. 2021), e em ambientes lênticos no mundo, como no caso dos Lago di Chiusi e Lago Bolsena na Itália onde foi encontrada uma concentração de 2,5 partículas por m³ (Li et al. 2020).

6 DESAFIOS E APRENDIZADOS

6.1 Fluxômetro

Ao serem realizados os testes e a calibração do fluxômetro no canal, foram percebidos alguns problemas como a entrada de água no fluxômetro, o que também ocorreu durante os testes iniciais e as coletas no Lago. De acordo com o protocolo do INCTAA, para amostragem com rede, a velocidade deve ser entre 2 a 3 km/h. Mesmo que a velocidade mínima encontrada com o teste empregando o micromolinete tenha indicado a velocidade mínima de 2,57 km/h, o comportamento da hélice em campo foi considerado melhor para velocidades de cerca de 3,25 km/h, ou seja, acima da velocidade sugerida pelo método.

Ao serem observadas outras hélices, como as do micromolinete utilizado na calibração, foi observado que, possivelmente, as hélices do fluxômetro não foram construídas da forma mais eficiente, podendo ser testadas de forma contrária, com a parte interna sendo colocada para fora (Figura 26). Dessa forma, acredita-se que o

fluido empurrará as hélices de forma mais eficiente sem precisar de velocidades tão altas. Outra sugestão seria a construção de um corpo que sustenta as hélices menor e mais leve, de modo que os giros possam ser contínuos sob velocidades menores, mais próximas de 2 km/h.



Figura 26 - Sugestão de alteração nas hélices do fluxômetro.

Considerando os dados usados para construção da curva de calibração, o maior desafio enfrentado foi testar velocidades mais altas, sem diminuir a altura do leito no canal, de modo que o fluxômetro ficasse completamente submerso. Com isso, foi possível obter apenas três pontos para curva de calibração. Por este motivo, foi decidido utilizar os dados do aplicativo *Geo Tracker* em detrimento aos obtidos pelo fluxômetro. Para trabalhos futuros os testes poderiam ser feitos diretamente no lago com o auxílio de um bote ou barco motorizado, a fim de conseguir alcançar diferentes velocidades nas quais as hélices do fluxômetro girem de forma contínua, para então ser construída uma melhor curva de calibração, com mais pontos, sendo os dados obtidos pelo fluxômetro mais fidedignos.

6.2 Amostragem

Durante a amostragem a movimentação da água, como ondas e correntezas, pode deixar a submersão da rede inconstante impossibilitando a entrada de água na rede (Montagner et al. 2021), isso pode implicar em uma possível imprecisão do

volume que é calculado posteriormente. Além disso, podem existir algumas incertezas na marcação da velocidade média em movimento do próprio aplicativo utilizado o que também causaria um erro no volume total de água filtrada calculado.

Na coleta é importante que a velocidade seja mantida em valores mais baixos e que as curvas sejam feitas vagarosamente evitando assim a formação de ondas pela própria embarcação a fim de evitar incertezas nos cálculos futuros.

A fim de evitar possíveis incertezas do aplicativo utilizado, uma alternativa poderia ser o uso de um velocímetro digital na embarcação que marcasse mais fielmente a velocidade durante a amostragem ou a utilização de dois aplicativos diferentes simultaneamente a fim de que fosse possível fazer uma média das velocidades marcadas nas duas plataformas.

6.3 Preparo de amostra

A maior dificuldade enfrentada neste trabalho foi na etapa do preparo das amostras, especialmente durante a digestão da matéria orgânica e notadamente nas amostras BB e RB coletadas próximas às ETEs. O excesso de matéria orgânica atrapalhou análises posteriores visto que a espuma remanescente atrapalhou a triagem e consequente contagem dos MPs encontrados. Esta espuma pode ser um produto residual orgânico, ou mesmo um material orgânico/inorgânico floculado nas amostras em virtude da formação de hidróxido de ferro coloidal.

A fim de resolver este problema em estudos futuros algumas estratégias podem ser aplicadas. Uma primeira alternativa seria reduzir o tempo de amostragem de 10 para cinco minutos, de forma que a amostra final tenha metade da concentração de resíduos orgânicos.

Outra sugestão, seria alternar as etapas de preparo das amostras. Eriksen et al. (2013) e Teotônio (2020) iniciam o processo de preparo da amostra pela separação por densidade, levando à separação inicial do sobrenadante contendo os microplásticos. A digestão é a etapa seguinte e poderia ser mais eficiente visto que a quantidade de matéria orgânica poderia ser menor já que grande parte seria eliminado como um material presente no fundo do sistema de separação. Este procedimento poderia promover a obtenção de uma amostra “mais limpa” para os pontos BB e RB, já que ambos apresentaram muito material de maior densidade, como pode ser visto na Figura 13.

Outro problema enfrentado foi o grande tempo de exposição dos MPs a temperaturas altas durante o processo da digestão, podendo assim degradar e até mesmo dissolver partículas menores. Neste sentido, outra alternativa possível seria reduzir o volume inicial da amostra que passa pela peneira de aço, por meio do uso da estufa de circulação sob temperatura mais amena, cerca de 30-35 °C. Além disso, a mudança de temperatura e do tempo de duração desta etapa, como proposto por Yan et al. (2020), que realizaram a reação de Fenton por aproximadamente cinco horas a 40°C.

Existem também outros métodos que podem ser utilizados para digestão da matéria orgânica, como a digestão ácida com ácido clorídrico (HCl) (Eriksen et al. 2013; Hurley et al. 2018) e ácido nítrico (HNO₃) que, embora eficientes, podem degradar e derreter as partículas microplásticas (Hurley et al. 2018).

Por fim, um terceiro ponto observado foi a falta de informações mais detalhadas, tanto no protocolo do INCTAA, quanto no disponibilizado pelo NOAA (Masura et al. 2015). No caso do protocolo do INCTAA, por exemplo, faltam várias informações importantes, como a quantidade de peróxido de hidrogênio e da solução de Fe (II) que devem ser adicionadas considerando a existência de um volume residual de água após a transferência das amostras retidas nas peneiras.

7 CONCLUSÃO

Verificou-se a presença de microplásticos em todas as amostras coletadas no Lago Paranoá, sendo a maior parte classificada como fibras, provavelmente provenientes de processos associados à lavagem de roupas. A maior concentração de microplásticos encontrados foi no ponto LD próximo à barragem do Lago Paranoá, seguido do ponto RB, próximo a ETE sul, o que pode indicar a falta de tecnologias nas estações de tratamento de esgoto que possam impedir a passagem de microplásticos nos efluentes tratados que são lançados no Lago. Além disso, redes de drenagem das áreas centrais de Brasília tem como destino o Lago Paranoá sendo uma outra possível fonte de fragmentos plásticos.

É importante para trabalhos futuros a revisão do método recomendado pelo INCTAA, visto às dificuldades enfrentadas no presente trabalho, a fim de trazer mudanças nos tempos de reação e temperatura durante a degradação da matéria orgânica ou até mesmo na alteração da ordem dos processos, Reação de Fenton e

separação por densidade, assim como alterar a estrutura do fluxômetro manual a fim de ser possível utilizá-lo com para leitões com vazões menores.

É importante para estudos futuros, conhecer as fontes dos microplásticos no Lago Paranoá, assim como aprimorar as metodologias existentes para coleta e preparo da amostra a fim de se obter resultados que possam auxiliar até mesmo na criação de políticas públicas que visam a diminuição do consumo de plástico e o melhor tratamento de descartes nas possíveis fontes dos microplásticos neste ambiente lêntico.

8 REFERÊNCIAS

- ABIPLAST (2015) Perfil 2015 da Indústria Brasileira de Transformação de Material Plástico. Perf 2015 33
- Amorim AM, Sodré FF, Rousseau TCC, Maia PD (2019) Assessing rare-earth elements and anthropogenic gadolinium in water samples from an urban artificial lake and its tributaries in the Brazilian Federal District. *Microchem J* 148:27–34 .
<https://doi.org/10.1016/j.microc.2019.04.055>
- ANA AN de   Monitoramento da qualidade da água em rios e reservatórios - UNIDADE 2 BASES CONCEITUAIS PARA MONITORAMENTO DE ÁGUAS CONTINENTAIS.
- Andrady AL (2011) Microplastics in the marine environment. *Mar Pollut Bull* 62:1596–1605 .
<https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2011.05.030>
- Barboza LGA, Gimenez BCG (2015) Microplastics in the marine environment: Current trends and future perspectives. *Mar Pollut Bull* 97:5–12 .
<https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2015.06.008>
- Bertoldi C, Lara LZ, Mizushima FA d. L, Martins FCG, Battisti MA, Hinrichs R, Fernandes AN (2021) First evidence of microplastic contamination in the freshwater of Lake Guaíba, Porto Alegre, Brazil. *Sci Total Environ* 759:143503 .
<https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.143503>
- Canela MC, Jardim WF, Sodré FF, Grassi MT (2014) Cafeína em águas de abastecimento público no Brasil - Instituto Nacional de Ciências e Tecnologias Analíticas Avançadas INCTAA. Editora Cubo, São Carlos
- Carpenter EJ, Smith KLJ (1972) Plastics on the Sargasso Sea Surface. *Science* (80-) 175:1240–1241 . <https://doi.org/10.1126/science.175.4027.1240>
- Coelho BZ (2011) AVALIA O DE TÉCNICAS E MÉTODOS DE HIDROMETRIA NA ESTA O FLUVIOMÉTRICA SÃO LUDGERO , SC
- Derraik JGB (2002) The pollution of the marine environment by plastic debris: A review. *Mar Pollut Bull* 44:842–852 . [https://doi.org/10.1016/S0025-326X\(02\)00220-5](https://doi.org/10.1016/S0025-326X(02)00220-5)
- Eerkes-Medrano D, Thompson RC, Aldridge DC (2015) Microplastics in freshwater systems: A review of the emerging threats, identification of knowledge gaps and prioritisation of research needs. *Water Res* 75:63–82 .
<https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.watres.2015.02.012>
- Eriksen M, Mason S, Wilson S, Box C, Zellers A, Edwards W, Farley H, Amato S (2013) Microplastic pollution in the surface waters of the Laurentian Great Lakes. *Mar Pollut Bull* 77:177–182 . <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2013.10.007>
- GESAMP G of E on the SA of MEP (2015) SOURCES, FATE AND EFFECTS OF MICROPLASTICS IN THE MARINE ENVIRONMENT: A GLOBAL ASSESSMENT. 96
- Geyer R, Jambeck JR, Law KL (2017) Production, use, and fate of all plastics ever made. *Sci Adv* 3:25–29 . <https://doi.org/10.1126/sciadv.1700782>

- Google (2021) Google Earth. <https://www.google.com.br/intl/pt-BR/earth/>
- Hurley RR, Lusher AL, Olsen M, Nizzetto L (2018) Validation of a Method for Extracting Microplastics from Complex, Organic-Rich, Environmental Matrices. *Environ Sci Technol* 52:7409–7417 . <https://doi.org/10.1021/acs.est.8b01517>
- Kukkola A, Krause S, Lynch I, Sambrook Smith GH, Nel H (2021) Nano and microplastic interactions with freshwater biota – Current knowledge, challenges and future solutions. *Environ Int* 152:106504 . <https://doi.org/10.1016/j.envint.2021.106504>
- Li C, Busquets R, Campos LC (2020) Assessment of microplastics in freshwater systems: A review. *Sci Total Environ* 707:135578 . <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2019.135578>
- Lucio FT, Magnoni DM, Vicentini VEP, Conte H (2020) Disponibilidade e influência dos microplásticos nos seres vivos e ambiente: Uma revisão. *Conex Ciência* 12:121575 . <https://doi.org/10.24862/ccco.v14i1.908>
- Machado KC, Grassi MT, Vidal C, Pescara IC, Jardim WF, Fernandes AN, Sodré FF, Almeida F V, Santana JS, Canela MC, Canela MC, Nunes CRO, Bichinho KM, Severo FJR (2016) A preliminary nationwide survey of the presence of emerging contaminants in drinking and source waters in Brazil. *Sci Total Environ* 572:138–146 . <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2016.07.210>
- Masura J, Baker J, Foster G, Courtney A (2015) Laboratory Methods for the Analysis of Microplastics in the Marine Environment : Recommendations for quantifying synthetic particles in waters and sediments. *NOAA Mar Debris Progr* 39
- Montagner C, Dias M, Paiva E, Vidal C (2021) Microplásticos: Ocorrência Ambiental E Desafios Analíticos. *Quim Nova X*:1–25 . <https://doi.org/10.21577/0100-4042.20170791>
- Nogueira RFP, Trovó AG, da Silva MRA, Villa RD (2007) FUNDAMENTOS E APLICAÇÕES AMBIENTAIS DOS PROCESSOS FENTON E FOTO-FENTON. *Quim Nova* 30:400–408 . <https://doi.org/10.1590/s0100-40422007000200030>
- Olivatto GP (2017) Estudo sobre Microplásticos em águas superficiais na porção oeste da Baía de Guanabara. 1–155
- Olivatto GP, Carreira R, Tornisielo VL, Montagner CC (2018) Microplastics: Contaminants of global concern in the Anthropocene. *Rev Virtual Quim* 10:1968–1989 . <https://doi.org/10.21577/1984-6835.20180125>
- Pereira FC, Turra A (2014) Microplásticos no ambiente marinho: mapeamento de fontes e identificação de mecanismos de gestão para minimização da perda de pellets plásticos. Diss apresentada ao Inst Ocean da Univ São Paulo, como parte dos requisitos para obtenção do título Mestre em Ciências, área Oceanogr 144
- Spinacé MA da S, De Paoli MA (2005) A tecnologia da reciclagem de polímeros. *Quim Nova* 28:65–72 . <https://doi.org/10.1590/s0100-40422005000100014>
- Teotônio MHR (2020) Presença De Microplásticos Em Água De Torneira No Plano Piloto Uma Região Administrativa De Brasília. 1–19
- Thompson RC, Ylva O, Mitchell RP, Davis A, Rowland SJ, John AWG, McGonigle D, Russell AE (2004) Lost at Sea: Where Is All the Plastic? *Science* (80-) 304:838 . <https://doi.org/10.1126/science.1094559>
- Tourinho PS, Kočí V, Loureiro S, van Gestel CAM (2019) Partitioning of chemical contaminants to microplastics: Sorption mechanisms, environmental distribution and effects on toxicity and bioaccumulation. *Environ Pollut* 252:1246–1256 . <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2019.06.030>
- Yan Z, Zhao H, Zhao Y, Zhu Q, Qiao R, Ren H, Zhang Y (2020) An efficient method for extracting microplastics from feces of different species. *J Hazard Mater* 384:8 . <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2019.121489>