



Serviço Público Federal
Ministério da Educação
Fundação Universidade Federal de Mato Grosso do Sul
Programa de Pós-Graduação em Tecnologias Ambientais



Bruno Leonardo Marques Castro de Oliveira

**Quantificação e distribuição vertical de microplásticos na coluna d'água em
represa urbana**

CAMPO GRANDE – MS

06/2020

Fundação Universidade Federal de Mato Grosso do Sul
Programa de Pós-Graduação em Tecnologias Ambientais

Bruno Leonardo Marques Castro de Oliveira

Quantificação e distribuição vertical de microplásticos na coluna d'água em
represa urbana

Dissertação apresentada para obtenção do grau de Mestre
no Programa de Pós-Graduação em Tecnologias Ambientais
da Fundação Universidade Federal de Mato Grosso do Sul,
área de concentração: *Saneamento Ambiental e Recursos
Hídricos*.

Orientador: Dr. Kennedy Francis Roche.

Banca Examinadora:

Dr. Kennedy Francis Roche
Presidente

Dra. Karina Righi Cavallaro

Dr. William Marcos da Silva

Campo Grande, MS
Junho de 2020

Resumo

Nos últimos anos, pesquisas apontaram a presença de microplásticos em ambientes aquáticos para todo o mundo. Os microplásticos são de 5 mm ou menos, chegando até alguns micrômetros. O principal foco das pesquisas sobre microplásticos é o ambiente marinho, tornando os microplásticos no ambiente de água doce um vasto campo para novos estudos. Neste estudo, foi feita uma coleta de 36 amostras de água em uma represa urbana em um período de seis meses (julho a dezembro de 2019), sendo a metade das amostras foram coletadas na superfície da água e outra metade no meio da coluna de água. No laboratório as amostras foram purificadas e analisadas pelo método visual com microscópio estereoscópico. Os resultados foram quantificados e catalogados quanto ao tamanho, forma e cor. Este estudo identificou 184 partículas de microplásticos nas amostras com uma predominância de microplásticos transparentes sobre os coloridos e filamentos sobre os fragmentos de microplásticos. A represa urbana apresentou uma quantidade média total de 20,99 p/m³. Houve uma pequena variação mensal na abundância microplástica independente da profundidade, exceto em novembro e dezembro que teve uma variação significativa. Este estudo indica que para uma observação correta da abundância microplástica é necessário a análise da abundância em multicamadas da coluna de água. Os resultados apontam uma maior abundância na superfície do que no meio da coluna d'água.

Palavras Chave: microplásticos, água doce, poluição, represa.

Abstract

In recent years, research has shown the presence of microplastics in aquatic environments worldwide. Microplastics are 5 mm or less, reaching up to a few micrometers. The main focus of research on microplastics is the marine environment, doing microplastics in the freshwater environment a vast field for further studies. In this study, 36 water samples were collected in an urban area over a period of six months (July to December), with half of the samples being collected on the water surface and the other half in the middle of the water column. In the laboratory the samples were purified and analyzed by the visual method with a microscope. The results were quantified and cataloged in terms of size, shape and color. This study identified 184 microplastic particles in the samples, indicating a predominance of transparent microplastics over colored and filaments over fragments at the study site. An average total of 20.99 particles/m³ was recorded. There was a small monthly variation in microplastic abundance regardless of depth, except in November and December, which had a significant variation. This study indicates that for a correct observation of microplastic abundance it is necessary to analyze the abundance in multilayers of the water column. The results point to a greater abundance on the surface than in the middle of the water column. Further studies are needed with a longer monitoring period to analyze, for example, ensure the influence of rainfall.

Keywords: microplastics, freshwater, pollution, reservoir.

Sumário

Lista de figuras	6
1. Introdução	7
2. Objetivos	9
2.1. Objetivo Geral	9
2.2. Objetivos específicos	9
3. Referencial Teórico.....	10
3.1. Resíduos plásticos	10
3.2. Microplásticos	11
3.3. Impactos Ambientais.....	13
3.4. Coleta	15
3.5. Tratamento/Purificação	16
3.6. Identificação	17
3.7. Abundância.....	20
3.8. Distribuição vertical.....	21
4. Metodologia	23
4.1. Área de estudo	23
4.2. Método e procedimento	25
4.3. Coleta	26
4.4. Preparação/Purificação	28
4.5. Identificação	28
4.6. Contaminação	30
4.7. Cálculos	31
5. Resultados	33
5.1. Abundância.....	33
5.2. Tamanho	34
5.3. Cor e forma.....	35
6. Discussão	37
7. Conclusão	42
8. Bibliografia	43
Apêndice.....	46
Aparelhos e Materiais	49

Lista de figuras

Figura 1: Diversos resíduos nas margens do Lago do Amor. Fonte: o autor	11
Figura 2: Microplásticos em diferentes formatos. Fonte: Guide to microplastic identification (2015) e (WU; ZHANG; XIONG, 2018).	13
Figura 3: Diferença percentual entre as abundâncias de superfície e subsuperfície por local de amostragem (Rios - MEP MWW, águas estuarinas - KKF, INH OU e lago -LAK), tipo de microplástico e tamanho. Quanto mais próximo do 0 mais homogêneo a distribuição na coluna de água . (LENAKER et al., 2019)	22
Figura 4: Média de precipitação e temperatura ao longo do ano em Campo Grande (30 anos de dados). Fonte: Climate-data.org e Climatempo.com.br.	23
Figura 5: Localização do Lago do Amor (círculo vermelho) e do fluxo de água (azul) na Bacia Bandeira (verde claro) em Campo Grande – MS, Brasil. Fonte:google.maps.com	24
Figura 6: Formato e área do Lago do amor calculado por imagem de satélite (2015). Fonte: Calcmaps.com	25
Figura 7: Ponto de coleta (amarelo), entradas (azul) e saída (vermelho) de água no Lago do Amor (Google Maps 2018).....	25
Figura 8: Peneiras de 5 milímetros e 63 micrometros usadas na coleta. Fonte: o autor.	26
Figura 9: Dados climáticos de precipitação, temperatura máxima, temperatura mínima e velocidade do vento máxima dos dias de coleta e a média mensal de julho a dezembro. No gráfico de médias climáticas 2019, escala a esquerda é para temperaturas e Vel. Vento e a direita para a chuva. Fonte: CEMTEC	27
Figura 10: Recipientes de vidro para coleta. Fonte: o autor.	27
Figura 11: Limpeza da bomba com água destilada. Fonte: o autor.	28
Figura 12: Fragmento microplástico azul parcialmente derretido pela técnica da agulha quente. Fonte: o autor.....	29
Figura 13: Fotografia de microplástico em papel malhado (1mm) para posterior medição. Fonte: o autor.....	30
Figura 14: Tubos de ensaio com água destilada e microplásticos identificados de cada ciclo de coletas. Fonte: o autor.	30
Figura 15: Típicos fragmentos coloridos (azul, amarelo e transparente). Fonte: o autor	33
Figura 16: Típicos filamentos coloridos e transparentes. Fonte: o autor	33
Figura 17: Distribuição de microplásticos na superfície (azul), no meio da coluna d'água (vermelho) e valor total corrigido pela distribuição na coluna d'água ao longo do tempo. Linhas verticais representam o erro padrão.	34
Figura 18: Comprimento da maior dimensão dos microplásticos (μm) em ordem crescente.	35
Figura 19: Porcentagens mensais e total de microplásticos coloridos e transparentes.....	36
Figura 20: Porcentagens mensal e total de filamentos e fragmentos microplásticos.....	36

1. Introdução

Os plásticos são polímeros orgânicos sintéticos, que são derivados da polimerização de monômeros extraídos de óleo ou gás. O plástico moderno foi desenvolvido pela primeira vez em 1907 e desde então várias técnicas de fabricação de baixo custo foram otimizadas, resultando na sua produção em massa a partir de 1940 (COLE *et al.*, 2011). A partir desse ponto com o passar dos anos a produção mundial de plásticos vem crescendo de maneira impressionante, em 2004 a produção mundial de plásticos era de 225 milhões de toneladas, em 2011 esse número subiu para 279 milhões e até 2016 a produção mundial de plásticos estava em 335 milhões de toneladas (PLASTICSEUROPE, 2015 – 2016). Esse crescimento se deve as características do plástico como um material versátil, leve, forte e potencialmente transparente, que os tornam ideais para uma variedade de aplicações. O seu baixo custo e peso leve, os tornam excelentes materiais de embalagem. Materiais convencionais, como vidro, metal e papel, estão sendo substituídos por embalagens de plástico de baixo custo, formatos mais chamativos e belos (ANDRADY, 2011). Porém a durabilidade do plástico que o faz um material tão atrativo para uso também o torna altamente resistente à degradação, portanto, a disposição de resíduos de plástico é problemática (COLE *et al.*, 2011).

Um dos principais problemas ambientais da atualidade são os resíduos plásticos. O descarte aleatório desses resíduos no meio ambiente, por todo o mundo, em quantidades massivas causa no ambiente marinho: A afronta visual dos valores estéticos; percepções turísticas negativas e questões emotivas decorrentes de imagens amplamente divulgadas de aves, mamíferos e peixes presos em redes abandonadas ou perdidas; além disso, o entrelaçamento e a ingestão podem levar esses animais à morte por fome e debilitação, com uma qualidade de vida reduzida e desempenho reprodutivo reduzido (LAIST, 1987). Outros impactos que recebem atenção limitada não são menos importantes, por exemplo, danos à pesca de subsistência; perigos para a navegação de recreio e grandes embarcações comerciais; impacto de folhas de plástico que cobrem a biota de sedimentos moles, recifes e substratos rochosos (GREGORY, 2009). Apesar de todos os malefícios gerados diretamente por esses plásticos no meio ambiente e em ambientes urbanos, como obstrução das redes de drenagem, pesquisas mais recentes revelaram um problema ambiental tão grande quanto associado aos mesmos, os microplásticos.

O termo “microplástico” foi usado pela primeira vez (no campo de poluição ambiental) no ano de 2004 no artigo “Lost at sea: where is all the plastic?” para descrever minúsculos fragmentos de plásticos de mais ou menos 50 μm , encontrados na coluna de água e em sedimentos nos oceanos (HIDALGO-RUZ *et al.*, 2012). Com o tempo esse termo se tornou muito mais popular, porém foi apenas depois de 2014 que as pesquisas sobre os microplásticos ganharam força em todo mundo e mesmo agora muitas descobertas ainda estão sendo feitas nesse assunto. Atualmente são considerados microplásticos fragmentos inferiores a 5 mm de diâmetro (THOMPSON *et al.*, 2009). Apesar das várias pesquisas ao redor do mundo, ainda não se tem uma padronização sobre as metodologias de coleta de amostras, amostra-tratamento, quantificação e identificação (LI; LIU; CHEN, 2017).

Diversas pesquisas apontam que microplásticos estão sendo encontrados em ambientes aquáticos ao redor de todo o mundo (THOMPSON *et al.*, 2009), inclusive no Brasil (CASTRO *et al.*, 2018), porém a maior parte das pesquisas e, portanto, do conhecimento sobre microplásticos está focada em ambientes marinhos (EERKES-MEDRANO *et al.*, 2015). Criando assim um vazio no conhecimento sobre microplásticos em ambientes de água doce, o que não contribui para uma visão completa do cenário real. Embora com dados escassos estudos apontam a presença de microplásticos em ambientes de água doce, microplásticos contém e absorvem poluentes e patógenos, organismos marinhos ingerem microplásticos e sofrem efeitos adversos (WAGNER *et al.*, 2014). A ingestão de microplásticos por seres pequenos como o zooplâncton, causa uma falsa sensação de satisfação alimentar uma vez que os microplásticos em seus corpos não são digeridos, em animais maiores como peixes, aves e o ser humano há risco à saúde devido a bioacumulação de componentes químicos tóxicos que os microplásticos são capazes de armazenar (LI; LIU; CHEN, 2017).

No Brasil assim como no mundo houve um aumento nas pesquisas sobre microplásticos nos últimos anos, no entanto o monitoramento foi feito em poucos locais. As regiões nordeste e sudeste foram as mais estudadas e quase todos os estudos estão focados em ambientes marinhos, com apenas um estudo (“Microplastics ingestion by a common tropical freshwater fishing resource”) sobre microplásticos em ambiente de água doce (CASTRO *et al.*, 2018). Aumentando ainda mais a necessidade de novas pesquisas, em uma maior diversidade de locais e principalmente em ambientes de água doce.

2. Objetivos

2.1. Objetivo Geral

- Caracterizar a poluição por microplásticos em uma represa urbana ao longo do tempo.

2.2. Objetivos específicos

- Quantificar a abundância microplástica superficial, no meio da coluna de água e total.
- Classificar os microplásticos quanto ao tamanho, cor e forma.
- Comparar a abundância de microplásticos entre profundidades diferentes na coluna d'água.
- Monitorar a abundância de microplásticos ao longo do tempo.

3. Referencial Teórico

3.1. Resíduos plásticos

Existem vários programas de monitoramento de resíduos marinhos pelo mundo e grande parte tem objetivos únicos e usa de metodologias específicas para cada região (LIPPIATT *et al.*, 2013). O método de levantamento litoral NOAA é concebido como uma avaliação rápida, quantitativa para coleta de dados, padronizada e consistente que pode ser aplicada para atender às necessidades políticas e de gestão em várias escalas espaciais, além de não ter necessidade de especialistas podendo ser realizada por voluntários (LIPPIATT *et al.*, 2013).

O método consiste na marcação da margem em seções de 100m e uma contagem visual dos resíduos, sendo preenchido um formulário e tiradas fotos dos resíduos e do local, a cada 28 dias (com uma margem de + ou – 3 dias). Apenas resíduos acima de 25mm (macroplásticos) são contados (Itens/m²/mês). As categorias de resíduos abordadas pelo NOAA são: plástico, metal, vidro, borracha, papel/madeira processada, pano/tecido, e outros (para resíduos não classificáveis) (LIPPIATT *et al.*, 2013).

Os resíduos plásticos têm uma textura semelhante à sua condição original, mas podem apresentar certa deterioração devido a exposição ao meio ambiente. O poliestireno pode ser “hard plastic”, “foamed plastic” ou “plastic film”. Os resíduos plásticos (figura 1) podem ser, embalagens de comida, garrafas de bebidas, sacos plásticos, diversos tipos de recipientes, tampas de garrafas, cordas de plástico, linhas e iscas de pesca, copos e canudos plásticos e produtos de cuidados pessoais (LIPPIATT *et al.*, 2013).



Figura 1: Diversos resíduos nas margens do Lago do Amor. Fonte: o autor

3.2. Microplásticos

Os microplásticos na literatura são frequentemente classificados de acordo com o tamanho, origem, forma, tipo de polímero e cor. Até agora, não há sistema de classificação comum. O European MSFD Working Group on Good Environmental Status (WG-GES) forneceu uma “Orientação de Monitoramento para o Lixo Marinho nos Mares Europeus”, que representa um passo importante para uma amostragem e monitoramento padronizado de microplásticos marinhos. Classificação de microplásticos segundo tamanho, origem, polímeros e forma (WAGNER *et al.*, 2014).

Tamanho

O WG-GES define classes de tamanho para resíduos plásticos, microplásticos e nanoplásticos da seguinte forma: Macroplásticos (maior que 25mm), Mesoplásticos (de 25 mm até 5 mm), Grandes Microplásticos (de 5 mm até 1 mm), Pequenos Microplásticos (de 1 mm até 20 μm) e Nanoplásticos (menor que 20 μm).

Origem

Os microplásticos também podem ser sub-classificados de acordo com sua origem, como microplásticos primários ou secundários:

Os microplásticos primários são produzidos como tais, ou seja, já são produzidos pelo homem no tamanho que se enquadra como microplástico (menor que 5 mm). Por exemplo, pelotas de resina (matérias-primas para produtos de plástico) ou como aditivos para produtos de higiene pessoal.

Os microplásticos secundários são produtos da degradação de itens plásticos maiores, que são decompostos pela radiação ultravioleta e abrasão física em fragmentos cada vez menores até chegar ao tamanho de partículas microplásticas.

Polímero

O tipo de polímero utilizados na produção dos microplásticos pode ser determinado durante a fase de análise por espectroscopia de infravermelho transformada por Fourier (FT-IR) ou espectroscopia Raman. Em concordância com as taxas globais de produção, polietileno de alta e baixa densidade (HD / LD-PE), polietileno tereftalato (PET), polipropileno (PP), poliestireno (PS) e cloreto de polivinila (PVC) são os polímeros mais comuns encontrados no ambiente. Além disso, as fibras de poliamida (nylon) das redes de pesca são frequentes.

Forma

A forma pode ser descrita de acordo com as principais categorias: fragmentos (arredondados, angulares), “peletes” (cilindros, discos, esférulas e granulos), filamentos (linhas/fibras).

A figura 2 mostra algumas formas diferentes de microplásticos e uma dimensão do seu tamanho em comparação com a barra branca de 1 mm. Nem todos os itens são microplásticos, como mostra as setas brancas nas imagens. Na imagem C a seta mostra uma folha de alumínio e na D areia e esferas de vidro.

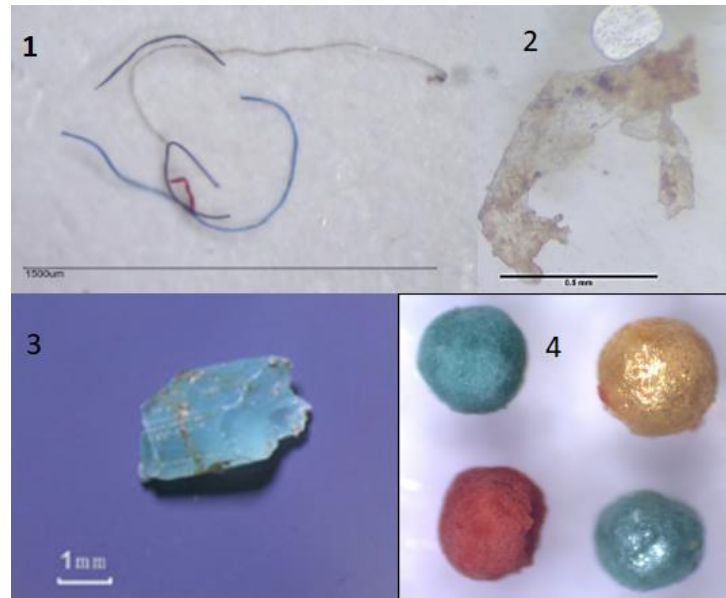


Figura 2: Microplásticos em diferentes formatos: Fibras/linhas coloridas (1), fragmento irregular transparente (2), fragmento angular azulado (3) e Pellets coloridos. Fonte: *Guide to microplastic identification* (2015) e (WU; ZHANG; XIONG, 2018).

3.3. Impactos Ambientais

As preocupações com macro e microplásticos são sobre os possíveis danos que podem ser impostos a biota e aos seres humanos. Os impactos ambientais podem ser classificados em impactos físicos, químicos e biológicos. As conclusões sobre os impactos baseiam-se principalmente no ambiente marinho, mas podem ser usadas para o ambiente de água doce (LI; LIU; CHEN, 2017).

Os impactos físicos incluem principalmente emaranhamento e ingestão. Embora até que ponto os efeitos físicos afetariam os organismos permanecem incertos, o efeito de emaranhamento é mais frequentemente associado a macroplásticos e mesoplásticos. O entrelaçamento pode causar impactos severos em espécies aquáticas; eles podem até ser fatais por meio de afogamento, sufocamento, estrangulamento ou fome, além de debilitar a movimentação dos animais parcial ou totalmente facilitando a morte por predadores (ALLSOPP *et al.*, 2006). As espécies vulneráveis incluem tartarugas marinhas, mamíferos, aves marinhas e crustáceos (GILARDI *et al.*, 2010). Mesmo com essas ocorrências no ambiente marinho não há relatos sobre a incidência de emaranhamento em corpos de água doce, o que torna incerto a real situação nesses ambientes.

A ingestão por sua vez pode ocorrer com macroplásticos, mesoplásticos e microplásticos. Os microplásticos por conta da sua variabilidade na densidade pode estar presente tanto na superfície da água, no meio da coluna da água e no fundo. O que permite sua ingestão por uma vasta variedade organismos, zooplâncton, pepinos do mar, moluscos, anfípodes e até peixes (EERKES-MEDRANO *et al.*, 2015). A ingestão pode ser direta com os animais confundindo os microplásticos com o alimento ou indireta com a predação de animais que ingerem o microplástico de forma direta. Por conta disso o microplástico é encontrado em todos os níveis tróficos, sendo que os níveis de acumulação são maiores em níveis tróficos superiores. Os impactos negativos são a falsa sensação de satisfação alimentar por conta dos microplásticos não serem digeridos e se acumularem dentro dos organismos, podendo levar a morte (LI; LIU; CHEN, 2017).

Com relação aos impactos químicos causados pelos microplásticos há uma preocupação especial já que após a ingestão, os microplásticos causam efeitos de toxicidade em seres humanos e organismos vivos através de várias vias e mecanismos. Os compostos poliméricos e os aditivos, utilizados durante a produção de plásticos, são tóxicos. Além disso, várias toxinas encontradas na água que inicialmente podem ser absorvidas por microplásticos podem subsequentemente ser dissolvidas nos corpos dos seres humanos e animais. Seu potencial de bioacumulação é um problema grave, pois aumenta com o tamanho decrescente, ou seja, animais nos níveis tróficos superiores tendem a ter um acúmulo maior. Uma vez que esses compostos podem ser transferidos para organismos após a ingestão, os microplásticos atuam como vetores para outros poluentes orgânicos e são, portanto, uma fonte de exposição da vida selvagem (WAGNER *et al.*, 2014) e de seres humanos (LI; LIU; CHEN, 2017).

Os microplásticos são feitos de compostos poliméricos que podem causar certos efeitos à saúde. O poliestireno por exemplo é resistente a biodegradação e por causa disso pode se acumular no estômago de peixes, além de transitar pela corrente sanguínea. No caso das ostras, submetidas a exposição prolongada a microplásticos de poliestireno, houve uma diminuição no número, na velocidade e diâmetro de células espermáticas. Uma variedade de aditivos é utilizada durante a produção de plásticos, para melhorar as propriedades físicas, tais como cor, resistência à flama e dureza. Podem ser substâncias orgânicas ou inorgânicas, de baixo peso molecular ou poliméricas. O aditivo mais comum é o plastificante para melhoria da plasticidade ou viscosidade. Por exemplo, policloreto de vinila deve ter plastificantes como ftalatos e bisfenol. Outros aditivos incluem corantes e ftalatos. Prevê-se que estes químicos se acumulem

nos corpos humanos através do processo de bioacumulação, alguns dos quais conhecidos como compostos desreguladores endócrinos. Além disso, alguns compostos com metais pesados como cromo, cádmio e chumbo são frequentemente usados na produção de corantes, estabilizadores e plastificantes. Eles podem ser liberados de detritos plásticos em sistemas de água e, mais adiante, entrar na cadeia alimentar causando a bioacumulação de toxinas inorgânicas (LI; LIU; CHEN, 2017).

Os impactos biológicos estão ligados ao potencial que os microplásticos tem para transferência geográfica de micro-organismos. A superfície dos microplásticos pode ser facilmente colonizada por diferentes micro-organismos que podem ser transportados para locais que normalmente não seriam capazes, uma vez que os plásticos são mais duráveis e persistentes que outros meios. A consequência óbvia seria a contaminação de águas limpas por patógenos por meio da movimentação de microplásticos, originárias de águas infestadas (LI; LIU; CHEN, 2017).

3.4. Coleta

Apesar da pesquisa sobre microplásticos existir há alguns anos ainda não há uma padronização na forma de coleta, tratamento e identificação. O que resulta numa grande variação de resultados nas pesquisas realizadas e assim dificulta uma comparação entre elas (LI; LIU; CHEN, 2017).

A mais comum forma de amostragem em amostras de água é a de volume reduzido, apenas alguns estudos usaram a abordagem de volume a granel. Devido as concentrações de microplásticos relativamente baixas no ambiente, a amostragem geralmente requer grandes volumes de amostra. Nas coletas em amostras de água, vários autores usaram uma rede de malha sendo arrastada por um barco, tendo um medidor de volume para calcular a quantidade de volume filtrada (LÖDER; GERDTS, 2015). Geralmente seguindo as recomendações do NOAA (National Oceanic and Atmospheric Administration) a malha usada é de 333 μm , embora nem todos os estudos usam esse tamanho de malha. O que leva a uma variação nos resultados, malhas menores podem ter centenas de vezes mais microplásticos que malha maiores, assim dificultando a comparação (LI; LIU; CHEN, 2017).

Outras formas de coleta de água são o método de micro camada de superfície, coleta de redes manuais e amostragem de água a granel. Quando os resultados dessas várias formas de

coleta foram comparados, foi concluído que o método de coleta influencia na quantidade de microplásticos encontrados (SONG *et al.*, 2014).

3.5. Tratamento/Purificação

As amostras sempre vão estar preenchidas com várias partículas diferentes vindas do meio ambiente, matéria orgânica, sedimentos inorgânicos e microplásticos. O que torna menos precisa a identificação dos microplásticos. Sendo assim, antes da análise da amostra para facilitar a identificação e quantificação dos microplásticos, a amostra deve ser tratada.

Uma das formas mais comuns de separação dos microplásticos de outras partículas é a separação por densidade, que consiste na saturação da amostra por alguma substância e depois na agitação, tempo de descanso e extração dos microplásticos. A densidade dos microplásticos varia entre 0,8 g/cm³ (silicone) e 1,4 g/cm³ (tereftalato de polietileno - PET), em quanto os sedimentos inorgânicos tem em torno de 2,65 g/cm³. Essa diferença de densidades é usada para a separação, o microplástico mais leve flutua e os sedimentos mais pesados afundam (LI; LIU; CHEN, 2017; ROCHA-SANTOS; DUARTE, 2015).

A solução mais usada para fazer a separação por densidade é a saturação da água com cloreto de sódio (NaCl) com densidade de 1,2 g/cm³, devido ao seu baixo custo e sem toxicidade. Uma desvantagem é que microplásticos mais densos não são captados por essa abordagem. Outras substâncias também já foram usadas: politungstato de sódio com densidade de 1,4 a 1,5 g/cm³; cloreto de cálcio (CaCl₂) com densidade de 1,3 g/cm³; iodeto de sódio (NaI) com densidade de 1,8 g/cm³; cloreto de zinco (ZnCl₂) com densidade de 1,6 g/cm³. A escolha se deve muito ao custo da substância e a sua periculosidade (LI; LIU; CHEN, 2017).

Uma evolução dessa forma de separação é o separador de sedimentos plásticos de Monique (SSPM) desenvolvido por Imhof *et al.* (2012). Além da grande eficiência na separação de microplásticos dos sedimentos, também solucionou uma das dificuldades do método convencional que é a separação de microplásticos menores de 309 µm. O SSPM chega a uma eficiência de 96% uma única etapa extração enquanto outros métodos são necessários mais de uma para serem tão eficientes (LI; LIU; CHEN, 2017; LÖDER; GERDTS, 2015).

Para eliminar a matéria orgânica existem dois métodos de purificação da amostra: a digestão química e a enzimática. A digestão química é a mistura da amostra com alguma

substância química de forma que apenas a matéria orgânica será degradada. A digestão enzimática é a incubação da amostra com uma mistura de enzimas (lipase, amilase, proteinase, quitinase e celulose) de forma a degradar a matéria orgânica. A desvantagem na digestão enzimática é o longo tempo de digestão que pode chegar até 15 dias (COLE *et al.*, 2014)(LI; LIU; CHEN, 2017).

Na digestão química se deve ter cuidado na substância usada, por exemplo ácidos oxidantes como o ácido sulfúrico e o nítrico podem destruir ou danificar os microplásticos, enquanto um ácido não oxidante como o ácido clorídrico não consegue eliminar a matéria orgânica (COLE *et al.*, 2014). A substância mais usada é o peróxido de hidrogênio (H_2O_2) de 10% a 30%, devido ao baixo risco de danificar os microplásticos (LI; LIU; CHEN, 2017). Um problema é a superestimação do número de microplásticos por conta de microplásticos quebradiços (LÖDER; GERDTS, 2015).

O peróxido de hidrogênio também pode ser misturado com outras substâncias para tornar mais eficiente o processo de digestão, como por exemplo no método feito pelo NOAA que usa uma solução de Fe (II) como catalizador junto ao peróxido de hidrogênio em um método chamado de “wet peroxide oxidation (WPO)” (MASURA *et al.*, 2015).

3.6. Identificação

Existem vários métodos de análise e identificação de microplásticos que variam na eficiência e no custo para serem realizados. As duas principais características na análise de microplásticos são características físicas (tamanho, forma e cor) e químicas (tipo de polímero). Ainda não há um padrão no método a ser usado, porém qualquer método que mensure com segurança ambos é adequado para análise de microplásticos. O ideal para uma identificação e análise segura de microplásticos é a combinação de mais de um método de identificação (SHIM; HONG; EO, 2016).

Identificação visual e microscopia

A identificação visual é a primeira forma de análise feita quando as pesquisas ainda estavam no começo. Depois que a amostra é pré-tratada a identificação pode ser feita a olho nu ou com microscópio. A identificação a olho nu geralmente utilizada nas praias para identificar rapidamente grandes microplásticos de 1 a 5 mm. A identificação com microscópio é mais

amplamente utilizadas nas pesquisas, assim podendo identificar microplásticos de 5 mm até a escala de micrometros (μm) (HIDALGO-RUZ *et al.*, 2012).

A vantagem desse método é a rapidez da contagem, o baixo custo e a simplicidade do processo. As limitações são: a incapacidade de se identificar o polímero, a possível necessidade de outra forma de identificação e a imprecisão na identificação dos microplásticos (LI; LIU; CHEN, 2017). Erros quanto a identificação podem chegar de 20% a 70% se comparados a outras formas mais confiáveis (SHIM; HONG; EO, 2016).

Para tornar mais confiável a identificação visual por microscópio certos critérios devem ser respeitados (NORÉN, 2007). Eles são:

- 1) Nenhuma estrutura celular ou orgânica é visível nos microplásticos.
- 2) As fibras devem ser igualmente espessas em todo o seu comprimento.
- 3) Microplásticos devem apresentar cores claras e homogêneas.
- 4) Transparentes ou brancos, eles devem ser examinados ao microscópio em alta ampliação e sob um microscópio de fluorescência para excluir uma origem orgânica.

Existem algumas desvantagens nos critérios acima mencionados. Os resultados da classificação visual são fortemente afetados por vários fatores: (1) fatores pessoais (descuido), (2) qualidade da microscopia e (3) matriz da amostra. Além disso, a contagem visual sofre a desvantagem da limitação de tamanho devido à resolução da microscopia (HIDALGO-RUZ *et al.*, 2012).

Também é possível usar o método da agulha quente (hot needle) para poder identificar as partículas que são plásticas e das que não são (WITTE *et al.*, 2014). Como descrito no “The guide to microplastic identification”, criado pela Marine & Environmental Research Institute (MERI), é um teste útil para distinguir entre partículas plásticas e matéria orgânica. Na presença de uma agulha muito quente as partículas plásticas derreterão ou enrolarão, já materiais biológicos e outras partículas não plásticas, não acontecerá o mesmo.

Espectroscopia

A espectroscopia é o método mais comumente utilizado para identificação de microplásticos atualmente. É dividida em dois tipos: A Fourier-transform infrared (FTIR) spectroscopy e a Raman spectroscopy.

A espectroscopia FTIR consiste na irradiação da amostra com luz infravermelha de um já determinado comprimento de onda, e então a absorção da radiação infravermelha é coletada pelo equipamento e a estrutura da amostra é definida (LI; LIU; CHEN, 2017). A espectroscopia Raman consiste na passagem de um raio laser pela amostra, o que resulta em frequências diferentes de luz difusa, dependendo da estrutura molecular e dos átomos presentes. O que produz um espectro exclusivo para cada polímero (LÖDER; GERDTS, 2015; SHIM; HONG; EO, 2016).

As vantagens da espectrometria FTIR e a Raman é a precisão na identificação dos microplásticos, além de poder determinar os tipos de polímeros plásticos e não danifica os microplásticos na amostra. A espectrometria FTIR pode ser usada em microplásticos de até 500 µm, com o modo “attenuated total reflectance” (ATR) em partículas de até 20 µm e o Raman até 1 µm. O FTIR também tem a particularidade de poder dar informações adicionais sobre o desgaste físico químico dos microplásticos (LI; LIU; CHEN, 2017; LÖDER; GERDTS, 2015; SHIM; HONG; EO, 2016).

As desvantagens são que ambos os métodos são caros, demorados, complexos e necessitam de pessoas experientes na utilização das máquinas e nos conhecimentos das características dos diferentes polímeros. Pode ocorrer erro na contagem de microplásticos na espectrometria FTIR no caso de sobreposição de partículas. A espectrometria Renam é sensível a aditivos e pigmentos químicos que interferem na identificação de alguns polímeros (LI; LIU; CHEN, 2017; LÖDER; GERDTS, 2015; SHIM; HONG; EO, 2016).

Outros métodos

Vale destacar que outros métodos estão surgindo como: a cromatografia gasosa com as análises térmicas: pirólise-GC/MS e TGA-MS; a cromatografia líquida; e um método de marcação usando nilo vermelho (LI; LIU; CHEN, 2017).

A pirólise-GC e a TGA-MS consistem em primeiro degradar as amostras termicamente e os produtos resultantes são analisados por um espectrômetro de massa e por cromatografia em fase gasosa e então comparados a um banco de dados de plásticos comuns. É obter informações quanto a identidade e concentração. A desvantagem é ser um método destrutivo (assim impedindo outras análises), caro, complexo e possui limitações quanto ao tamanho e a massa dos microplásticos (DUEMICHEN *et al.*, 2014; LÖDER; GERDTS, 2015).

A cromatografia líquida usa da solubilidade dos plásticos para analisá-los. A amostra é dissolvida por solventes específicos para diferentes polímeros e então analisadas por HPLC (High Performance Liquid Chromatography). A vantagem é a alta recuperação dos polímeros selecionados. As desvantagens são: é necessário vários miligramas de plástico para a realização do teste, incapacidade de determinar características físicas, restrições a alguns tipos de polímeros e foi usado apenas em laboratório, precisando de mais estudos para as amostras microplásticas em águas doces (ELERT *et al.*, 2017; LI; LIU; CHEN, 2017).

O método de marcação por nilo vermelho é simples, porém pode não ser tão preciso. O nilo vermelho é absorvido pelos microplásticos, assim aderindo a sua superfície e os tornam fluorescentes quando irradiados com luz azul. No entanto a matéria orgânica também pode ser manchada pelo nilo vermelho. A vantagem é ser simples, barato e rápido. A desvantagem é a necessidade do preparo da amostra, a matéria orgânica deve ser eliminada para então a aplicação do método e assim evitar superestimação na abundância microplástica (SHIM *et al.*, 2016).

3.7. Abundância

A abundância microplástica se refere a quantidade de partículas microplásticas em um certo volume ou área. Vários estudos ao redor do mundo relatam a presença e abundância microplástica em ambientes de água doce e a média do número de partículas varia de quase nenhum a milhares de partículas. Para efeito de comparação e relevância foram selecionados na tabela 1 o resultado de alguns estudos que tiveram semelhança na abordagem de amostragem.

Tabela 1 Resultados dos estudos sobre microplásticos. Adaptação de (LI; LIU; CHEN, 2017).

Localização	Coleta	Malha (µm)	Profundidade	Purificação	Identificação	Abundância média	Abundância máxima	Referência
Rio Danúbio, Áustria	Redes de deriva cônicas estacionárias	500	0,5 m	X	Visual	0,317 p/m³	141,7 p/m³	(LECHNER <i>et al.</i> , 2014)
Rio Seine Paris, França	Rede de plâncton	80	0,1 - 0,35 m	X	Visual	30 p/m³	106 p/m³	(DRIS <i>et al.</i> , 2015)
Rio Seine Paris, França	Rede de arrasto manta	330	0 - 0,3 m	X	Visual	0,35 p/m³	0,45 p/m³	(DRIS <i>et al.</i> , 2015)
Lago Geneva, EUA	Rede de arrasto manta	300	X	X	Visual	48100 p/km²	X	(FAURE <i>et al.</i> , 2012)
Estuário Yangtze, China	Bomba de teflon e aço inoxidável	32	1 m	30% H ₂ O ₂	Visual	4140 p/m³	10200 p/m³	(ZHAO <i>et al.</i> , 2014)
Lago Hovsgol, Mongólia	Rede de arrasto manta	333	X	30% H ₂ O ₂	Visual	20300 p/km²	44400 p/km²	(FREE <i>et al.</i> , 2014)
Rio Los Angeles; Rio San Gabriel; Riacho Coyote, EUA	Rede de mão, rede de arrasto manta	800, 500, 333	X	X	Visual	X	12900 p/m³	(MOORE; LATTIN; ZELLERS, 2011)
29 afluentes Grandes Lagos, EUA	Rede neuston	333	0,2 - 0,35 m	30% H ₂ O ₂ + Fe	Visual	4,2 p/m³	32 p/m³	(BALDWIN; CORSI; MASON, 2016)
Rio Raritan, EUA	Rede de plâncton	153	X	30% H ₂ O ₂ + Fe	Visual	X	X	(ESTAHBANATI; FAHRENFELD, 2016)
Estuário Goiana, Brasil	Rede de plâncton cônica	300	X	X	Visual	0,00031 - 0,0026 p/m³	0,19 p/m³	(LIMA; COSTA; BARLETTA, 2014)

3.8. Distribuição vertical

A maioria das pesquisas sobre a abundância de microplásticos na água têm sua amostragem concentrada apenas na superfície (0 – 0,3m) e poucos estudos fazem coletas em diferentes profundidades na água. O que desconsidera as possíveis diferenças de concentrações microplástica ao longo da coluna d'água, ou seja, sua distribuição vertical. Tornando os resultados imprecisos com a realidade, uma vez que os resultados irão ser atribuídos até uma pequena parte do volume de água (LENAKER *et al.*, 2019).

Os prováveis fatores que influenciam a distribuição vertical são a profundidade do local, a velocidade da água, a forma, tipo da partícula e a densidade. Em locais de pouca profundidade e rápida movimentação de água como rios, a distribuição microplástica quanto ao formato é

mais homogênea, já quanto a abundância, os com amostragem apenas superficial, tendem a levemente subestimar os reais. Em locais com maior profundidade e velocidades de água menores, como lagos, os resultados (abundância) apenas superficiais tendem a superestimar os reais e a distribuição dos tipos e formatos é menos homogênea (LENAKER *et al.*, 2019).

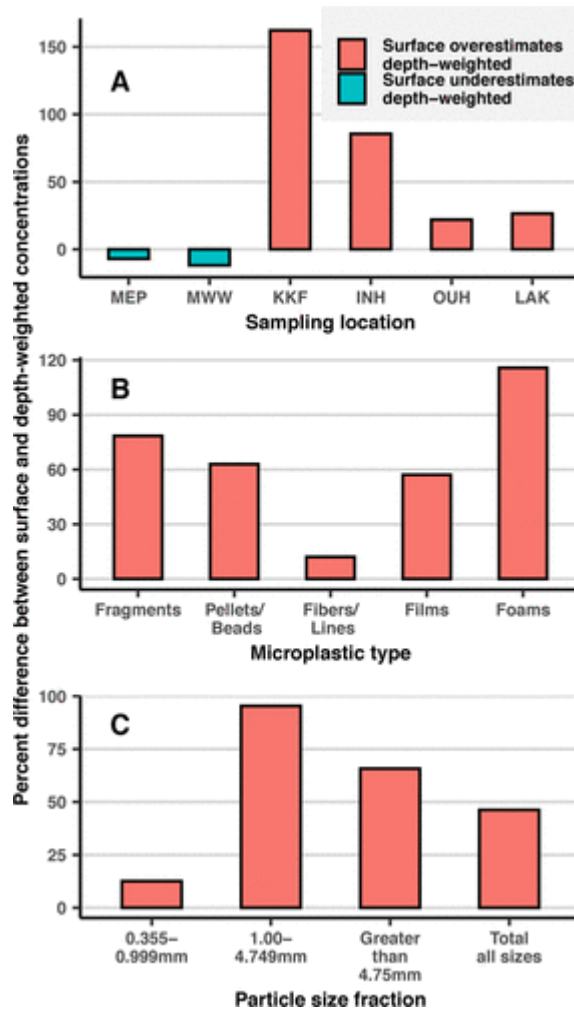


Figura 3: Diferença percentual entre as abundâncias de superfície e subsuperfície por local de amostragem (Rios - MEP MWW, águas estuarinas - KKF, INH OU e lago -LAK), tipo de microplástico e tamanho. Quanto mais próximo do 0 mais homogêneo a distribuição na coluna de água (LENAKER *et al.*, 2019).

4. Metodologia

A caracterização dos microplásticos foi feita para uma represa urbana (Lago do Amor) em Campo Grande, MS. Este local foi escolhido por conta da facilidade de monitoramento e a densidade populacional que o cerca.

4.1. Área de estudo

A Bacia do Rio Imbirussu está inserida na bacia do rio Paraná, é composta por riachos que cortam a zona urbana da cidade de Campo Grande (população 895.982 habitantes, segundo estimativa do IBGE para 2019), capital do estado de Mato Grosso do Sul, Brasil (figura 5). O município de Campo Grande, cuja altitude varia entre as cotas 500 e 675 metros, localiza-se nas imediações do divisor de águas das Bacias Hidrográfica do Paraná e Paraguai, e é definida pelas coordenadas geográficas 20°26'34'' S e 54°38'47'' W.

O clima de Campo Grande é tropical (figura 4), em sua maior parte quente, no entanto possui uma alta amplitude térmica, com temperaturas médias que variam de 31°C a 15°C. A precipitação tem seu pico no verão sendo, alta de outubro a fevereiro, e seu ponto mais baixo no inverno de junho a agosto.

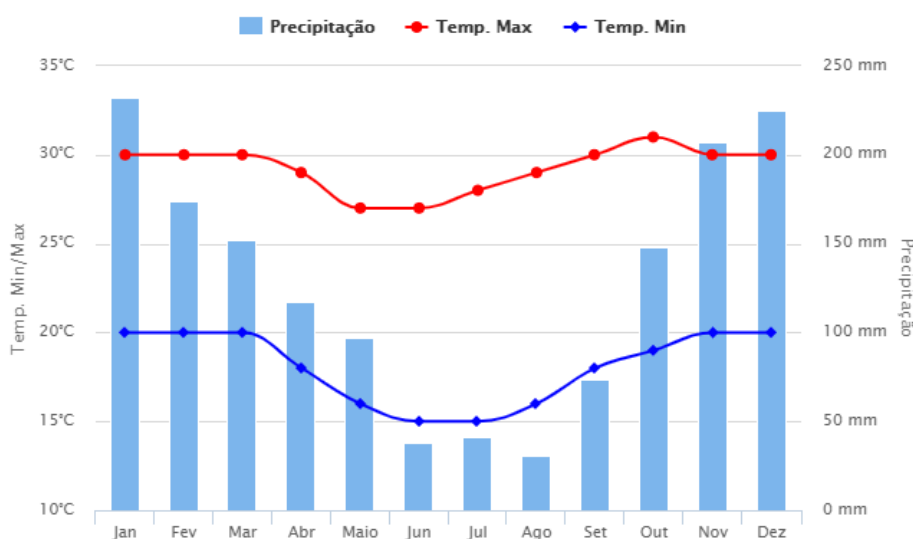


Figura 4: Média de precipitação e temperatura ao longo do ano em Campo Grande (30 anos de dados). Fonte: Climate-data.org e Climatempo.com.br.

Esta pequena bacia é composta por dois córregos, o Bandeira e o Cabaça, que se unem para formar a barragem do Lago do Amor (Figura 5). Esta bacia hidrográfica está inserida em uma área altamente urbanizada e os córregos recebem efluentes domésticos assim como industriais.

O reservatório do “Lago do Amor” tem forma trapezoidal, com área de cerca de 82.142 metros quadrados e um perímetro de 1527 metros (figura 6), uma profundidade média de aproximadamente 1,75 m e um volume estimado de 149.673 m³, segundo estudos da Universidade Federal de Mato Grosso do Sul (ALMAGRO; POMPEU; SOBRINHO, 2014). O tempo de residência é cerca de dois meses (CREA- RJ & CREA-MS, 2002). Foi construído em 1968, por meio da construção de uma barragem, para represar as águas dos córregos Bandeira e Cabaça. É parte integrante da RPPN – Reserva Particular de Patrimônio Natural. No passado o lago já sofreu com uma grave eutrofização, devido ao despejo de esgoto doméstico na região (COELHO *et al.*, 2012). Hoje em dia o principal problema é o assoreamento que vem se agravando com o passar dos anos (SOUZA *et al.*, 2013).

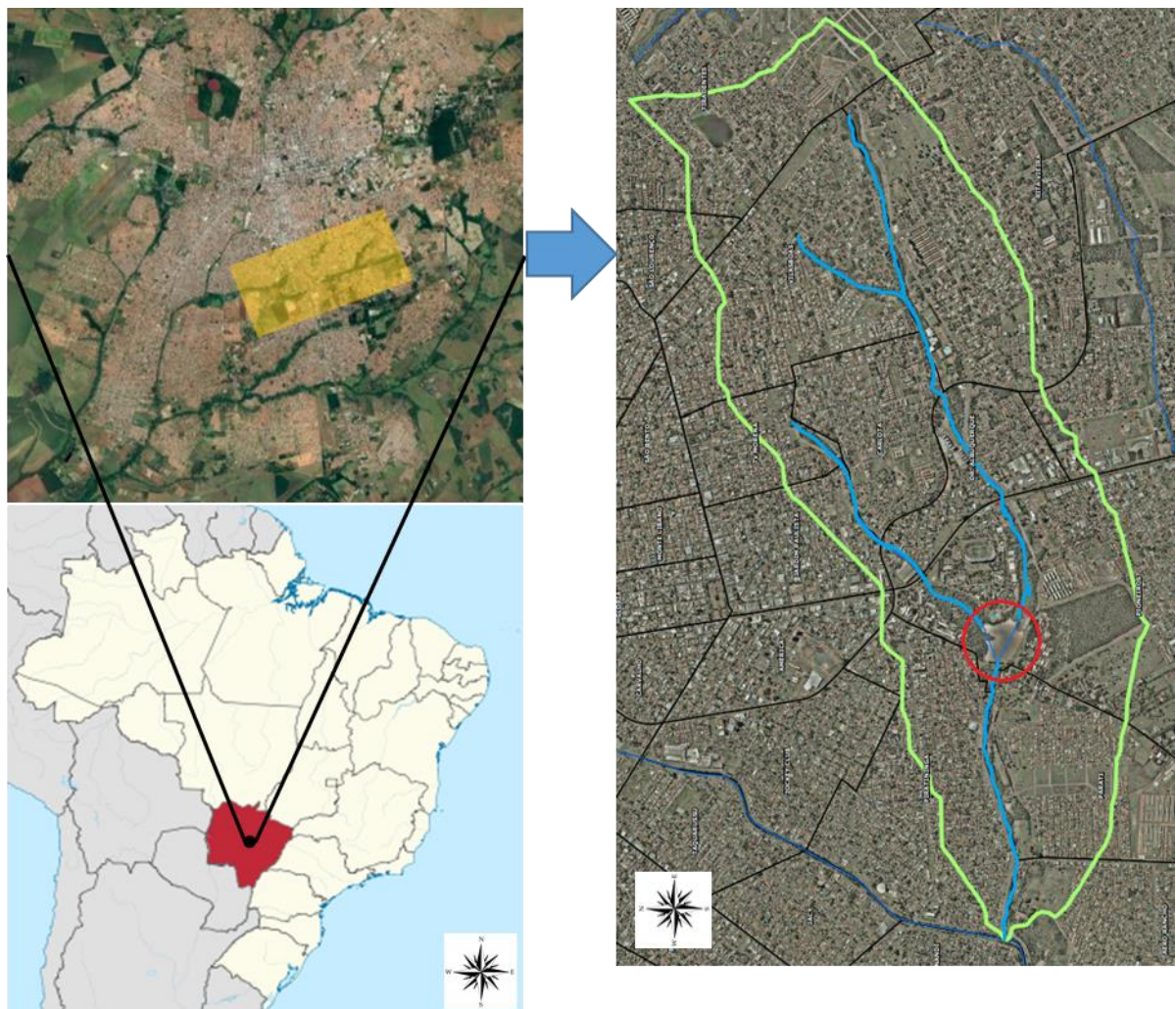


Figura 5: Localização do Lago do Amor (círculo vermelho) e do fluxo de água (azul) na Bacia Bandeira (verde claro) em Campo Grande – MS, Brasil. Fonte:google.maps.com



Figura 6: Formato e área do Lago do amor calculado por imagem de satélite (2015). Fonte: Calcmeps.com

4.2. Método e procedimento

Foram feitas 6 coletas de amostras de água, do mês de julho até dezembro de 2019, próximo ao ponto de saída do Lago do Amor (figura 7), cada coleta teve 6 amostras coletadas, sendo 3 de superfície (S) e 3 do meio (M), totalizando 36 amostras. Todas as coletas foram feitas no ponto de saída do lago.



Figura 7: Ponto de coleta (amarelo), entradas (azul) e saída (vermelho) de água no Lago do Amor (Google Maps 2018).

O procedimento para a caracterização de microplásticos se resume em 3 etapas: coleta, preparação e identificação.

4.3. Coleta

Coleta foram os procedimentos em campo para a coleta das amostras e limpeza dos equipamentos após o uso. Cada amostra teve aproximadamente 200 litros de água filtrada por 2 peneiras, uma com abertura de malha de 5 mm e outra de 63 μ m de diâmetro (figura 8). Cada coleta teve 3 amostras em duas profundidades: a de superfície (S) a 0 - 10 cm de profundidade da lamina d'água e a do meio (M) a 1 m da lâmina d'água. A profundidade máxima no ponto de coleta é de 1,55 m.



Figura 8: Peneiras de 5 milímetros e 63 micrometros usadas na coleta. Fonte: o autor.

As amostras foram coletadas usando uma bomba d'água, ligada a uma bateria externa, com uma vazão testada no local de 0,3636 L/s e 0,3478 L/s para as profundidades de superfície (S) e no meio da coluna d'água (M) respectivamente. Por meio do bombeamento a água foi despejada através das peneiras de 5 mm e 63 μ m. O tempo de despejo para a profundidade S foi de 9 minutos e 10 segundos e para a profundidade F foi de 9 minutos e 35 segundos, afim de manter os 200 litros de água filtrada.

Os dados climáticos dos dias de coleta e o acumulado mensal (figura 9) foram observados pela estação meteorológica A702.

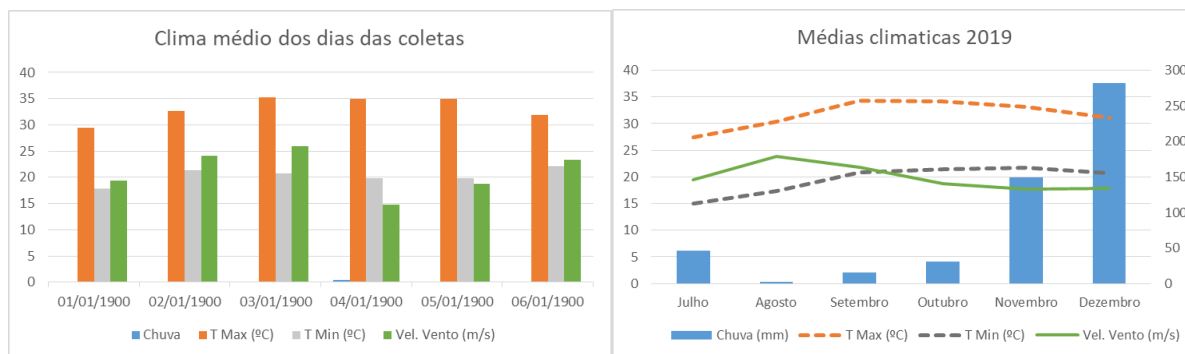


Figura 9: Dados climáticos de precipitação, temperatura máxima, temperatura mínima e velocidade do vento máxima dos dias de coleta e a média mensal de julho a dezembro. No gráfico de médias climáticas 2019, escala a esquerda é para temperaturas e Vel. Vento e a direita para a chuva. Fonte: CEMTEC

Após o termino do tempo de despejo, todo o material retido na peneira de 63 μ m foi transferido, usando água destilada, para um recipiente de vidro, depois foi feito um fluxo inverso com a água bombeada nas peneiras para prevenir qualquer entupimento e o processo se repete até a finalização das 6 amostras. Todas as amostras são transportadas em recipientes de vidro nomeados de S1, S2, S3, F1, F2 e F3 (figura 10) até o laboratório para análise.



Figura 10: Recipientes de vidro para coleta. Fonte: o autor.

Afim de evitar a contaminação das amostras por conta de resíduos das amostras anteriores, a bomba e a peneira foram limpas com água destilada e então guardadas até posterior uso. Para a limpeza da bomba a água destilada é colocada em um balde de metal (figura 10) e então a bomba é ligada, após um fluxo contínuo de 1 minuto a água é descartada.



Figura 11: Limpeza da bomba com água destilada. Fonte: o autor.

4.4. Preparação/Purificação

Preparação foram os procedimentos para tornar a identificação dos microplásticos mais fácil por conta da matéria orgânica e os sedimentos na amostra bruta. No laboratório as amostras foram transferidas para beakers (previamente limpos e examinados, para evitar contaminação por microplásticos) usando água destilada. Junto dos 6 beakers com as amostras é adicionado 1 becker contendo água destilada que foi previamente analisado com microscópio, esse é chamado de controle de água contínua.

As amostras e o controle são levados a um forno de secagem e então ligada a uma temperatura de 90°C para a evaporação da água. Após a secagem, as amostras e o controle passam para a fase de digestão da matéria orgânica. Usando a técnica de Wet Peroxide Oxidation (WPO) como descrito por Masura *et al.*, 2015, foi adicionado a todos os beakers 20 ml de 0,05 M solução de ferro II (Preparado: 7,5 g de $\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ para 500 ml de água e 3 ml de ácido sulfúrico concentrado) e 20 ml de peróxido de hidrogênio 30%. Após 5 minutos de descanso os beakers são colocados sobre placas de aquecimento e o WPO é esquentada a 75°C (a solução entra em intensa reação e pode ser necessário água destilada para prevenir de transbordar o becker) por 30 minutos. Antes do aquecimento da solução é colocado relógio de vidro sobre os beakers para a solução não evaporar completamente. Quando finalizado os beakers são cobertos com folhas de alumínio para evitar contaminação por microplásticos no ar.

4.5. Identificação

Identificação é a observação por um microscópio estereoscópico para identificar os microplásticos. Após o resfriamento dos beakers, as amostras e o controle foram levados para uma bancada para a identificação dos microplásticos por meio de um microscópio. A identificação foi feita de forma que cada becker foi aberto e a folha de alumínio foi posicionado

de forma a não inverter o posicionamento. Durante a identificação são seguidos os critérios sugeridos por Norém (2007). O becker do controle contínuo foi aberto e ficou próximo a amostra que estava sendo analisada, esse procedimento foi realizado apenas uma vez para cada ciclo de amostras.

Quando um microplástico foi encontrado o mesmo foi separado usando agulhas, retirado para uma placa de petri e fotografado. Então foi contado e identificado quanto a sua forma e cor. Em casos de dúvida sobre o microplástico foi aplicado o teste da agulha quente (figura 12) sobre a partícula (WITTE *et al.*, 2014).

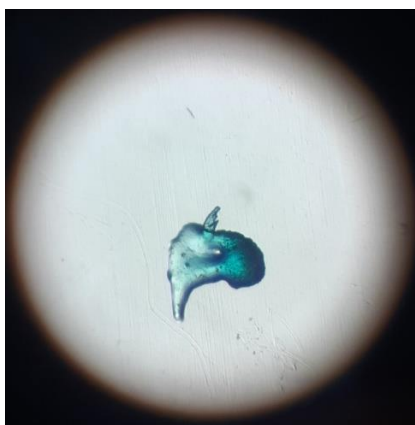


Figura 12: Fragmento microplástico azul parcialmente derretido pela técnica da agulha quente. Fonte: o autor.

Durante a pesquisa alguns microplásticos foram fotografados com uma malha de 1 mm para posterior medição de tamanho. Não foram todos os microplásticos medidos por conta do procedimento de medição ter começado depois das pesquisas já terem se iniciado e por vezes que a forma do microplástico ficava comprometida com o teste da agulha quente. Primeiro o papel malhado é colocado sobre a base do microscópio e em seguida a placa de petri, contendo o microplástico, por cima e então o microplástico é fotografado (figura 13). Depois de fotografado a medição é feita através do ImageJ, um software para processamento de imagens, usando os pixels da fotografia é possível medir o comprimento das partículas microplásticas, desde que na imagem tenha um comprimento já conhecido. A medição é feita da maior dimensão da partícula microplástica.



Figura 13: Fotografia de microplástico em papel malhado (1mm) para posterior medição. Fonte: o autor.

Por último o becker com o controle é observado e no caso de haver microplásticos eles são contados e anotados. Após a identificação os microplásticos foram armazenados em tubos de ensaio como mostrado na figura 14.

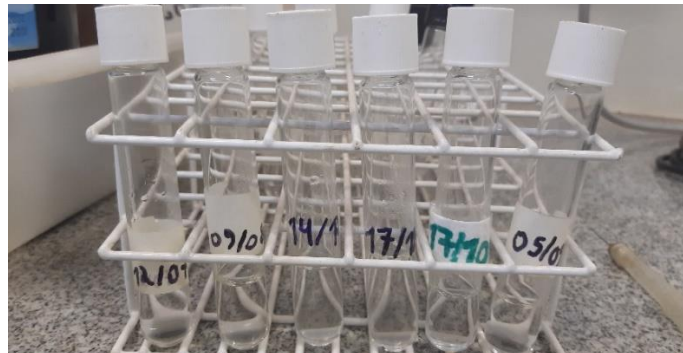


Figura 14: Tubos de ensaio com água destilada e microplásticos identificados de cada ciclo de coletas. Fonte: o autor.

4.6. Contaminação

Um cuidado adicional foi realizado por conta do risco de contaminação de microplásticos em alguma etapa da pesquisa devido as várias fontes e a grande quantidade de microplásticos no ambiente. Então para minimizar a possibilidade de contaminação de microplásticos por ar ou água, além dos cuidados em preservar a amostra fechada, evitar o contato com materiais plásticos e da limpeza periódica dos equipamentos com água destilada antes e depois do uso. Foi feito um sistema de controle dividido em duas partes.

Controle de água destilada: Água destilada é utilizada várias vezes durante a pesquisa para transporte das partículas e para a limpeza dos materiais. Então para garantir a pureza da

água, antes de cada coleta são filtradas 10 L de água destilada na peneira de 63 µm, observado a presença de microplásticos e o consumo de água (transporte de microplásticos) é anotado.

Controle de água contínua: Para garantir que não haverá contaminação durante os procedimentos para a identificação dos microplásticos, um becker com água destilada é observado com microscópio e depois é confirmado a inexistência ou existência de microplásticos. Então esse becker é colocado junto aos outros beckers contendo as amostras e são submetidos juntos a todos os procedimentos até o final da identificação.

Caso tenha contaminação no controle de água destilada: o número de microplásticos encontrado é reduzido da contagem final, levando em conta o número de microplásticos nos 10 L e na quantidade de água destilada usada na amostragem atual. Durante as análises mesmo tendo contaminação, caso a influência seja baixa, ela foi desconsiderada.

Caso tenha contaminação no controle de água contínua: o número de microplásticos é contado e reduzido na contagem total de cada amostra.

4.7. Cálculos

Para apresentar os resultados finais alguns cálculos foram necessários para refinar os dados brutos da contagem de microplásticos e ajustar os dados por conta de contaminação, caso seja necessário.

Cálculo para contagem de microplásticos em metros cúbicos.

O número de microplásticos identificados durante a fase de análise das amostras é anotado e então multiplicado por cinco. Essa multiplicação é feita para a conversão de itens microplásticos por 200 litros de água filtrada (N_x) para itens microplásticos por 1 metro cúbico (N). Os resultados são catalogados como abundância 1.

$$\text{Abundância 1} \rightarrow N = N_x * 5$$

Caso tenha contaminação por controle de água contínua: a contagem de microplásticos em cada amostra é reduzida pelo número de microplásticos contados no controle contínuo (C_c) e então multiplicado por cinco. Os resultados são catalogados como abundância 2.

$$\text{Abundância 2} \rightarrow N = (N_x - C_c) * 5$$

Caso tenha contaminação no controle de água destilada: o número de microplásticos no controle (Ncd) é dividido por 10 (por causa dos 10 litros filtrados no controle de água destilada) e multiplicado pelo volume de água destilada usado (Vu) na análise das amostras. Se o resultado for inferior a 1 é desconsiderado e se for superior usado na formula da abundância 2.

$$Cd = (Ncd/10) * Vu$$

$$\text{Abundância 2} \rightarrow N = (Nx - Cc - Cd) * 5$$

O cálculo da abundância total de microplásticos (MT) no lago foi feito usando os dados da área total 82.142 m² (A) e da profundidade média de 1,75 m. Usando a média das abundâncias de cada mês de coleta em (p/m³), e assim obtendo uma média total tanto superficial quanto do meio. Pode se considerar a profundidade para abundância media superficial (AS) de 0 até 0,3 m e para abundância média do meio (AM) de 0,3 até 1,75 m. Assim:

$$MT = AS*0,3*A + AM*1,45*A$$

5. Resultados

O número total de microplásticos identificados nesse estudo foi de 184. Nas figuras 15 e 16 temos as imagens dos diferentes tipos, que foram identificados nesse estudo. Para ver as tabelas completas ir ao apêndice.



Figura 15: Típicos fragmentos coloridos (azul, amarelo e transparente). Fonte: o autor

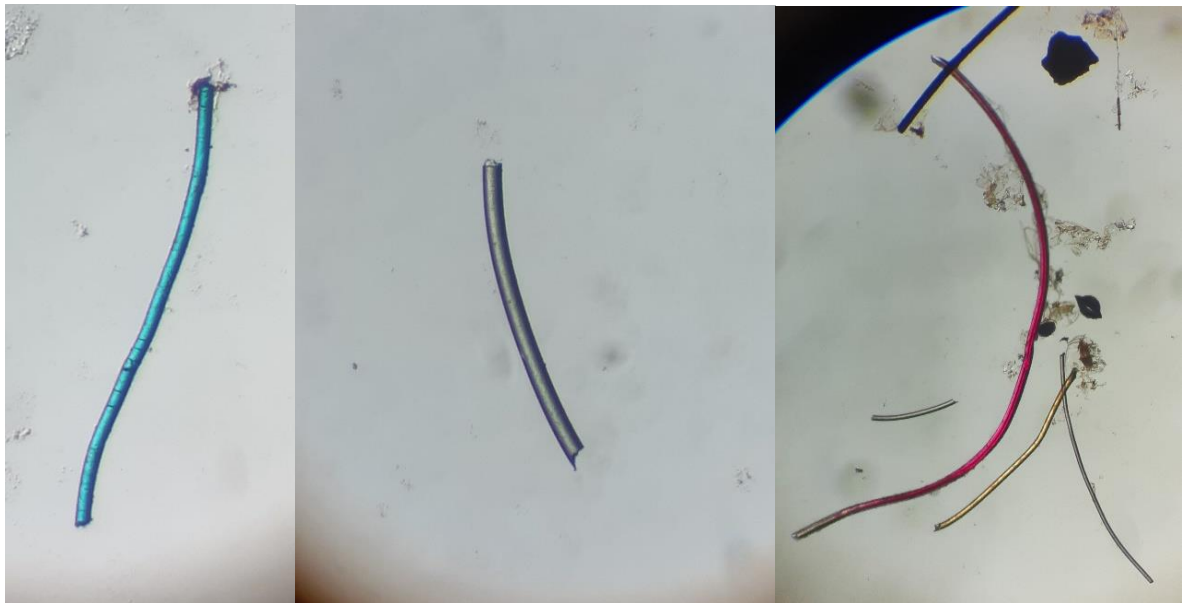


Figura 16: Típicos filamentos coloridos e transparentes. Fonte: o autor

5.1. Abundância

No geral a abundância microplástica superficial foi superior a abundância do meio, observado que a média dos 6 meses foi de 32,50 e 18,61 p/m³ respectivamente (figura 17). O

pico na abundância de microplásticos foi em novembro tanto superficial (101,67) quanto na do meio (33,28), já o ponto mais baixo na superficial se repetiu em outubro e dezembro (13,33) em quanto na do meio foi em outubro (3,33).

Tendo em vista a profundidade média de 1,75 m, área total 82.142 m² e volume total 143.748,5 m³ do reservatório urbano e calculados as medias superficiais e do meio, pode se estimar um total de 3.017.577 partículas microplásticas e uma nova média mensal de 17,24 / 21,71 / 11,14 / 5,05 / 45,05 / 25,76 p/m³ e a média total de 20,99 p/m³.

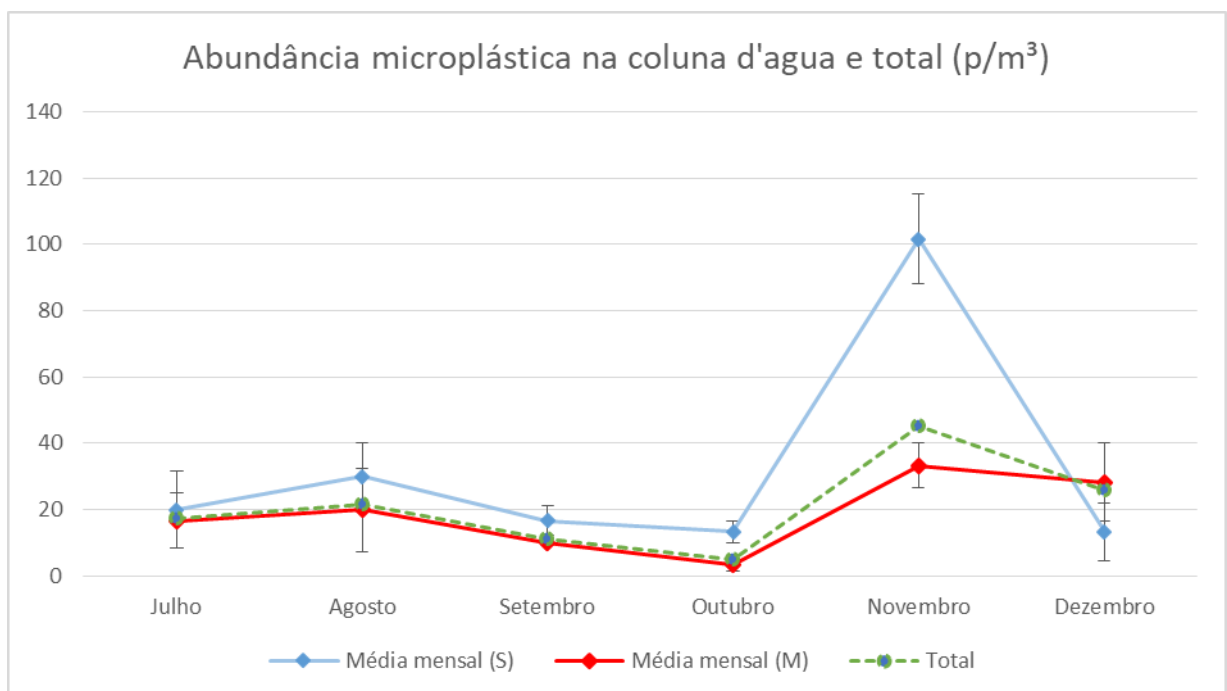


Figura 17: Distribuição de microplásticos na superfície (azul), no meio da coluna d'água (vermelho) e valor total corrigido pela distribuição na coluna d'água ao longo do tempo. Linhas verticais representam o erro padrão.

5.2. Tamanho

Foram medidas um total de 53 partículas microplásticas. O tamanho médio dos microplásticos foi de aproximadamente 767,1 μm e com um máximo de 2830 e um mínimo de 151 μm .

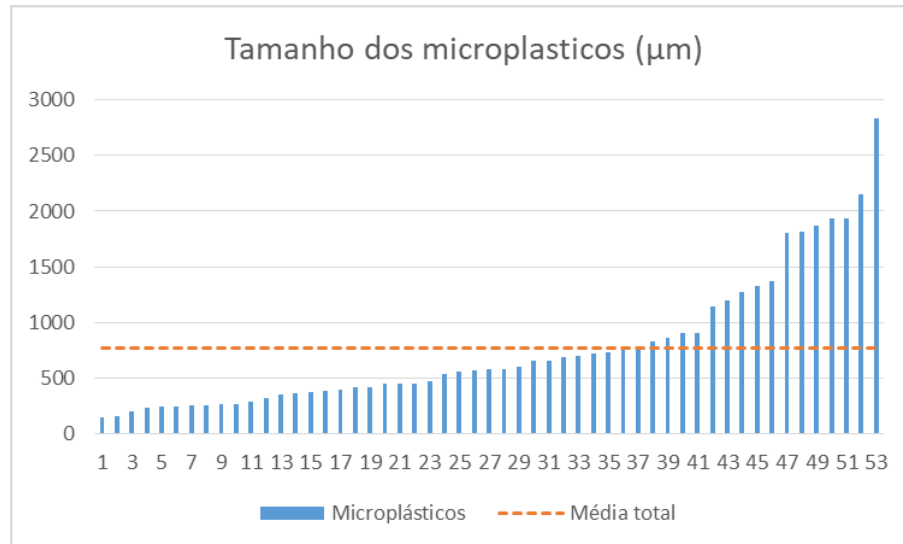


Figura 18: Comprimento da maior dimensão dos microplásticos (μm) em ordem crescente.

5.3. Cor e forma

Os microplásticos foram identificados e catalogados por cor e formato. A maioria dos microplásticos identificados era de cor transparente (68%), as outras cores encontradas foram catalogadas como “coloridas” (32%).

Embora os microplásticos possam ser identificados em 4 tipos de formatos: filamentos, fragmentos, “pellets” (cilíndricos) e Granulares, apenas foram identificados microplásticos em formato de filamento e fragmento. O formato mais comum das partículas foi o de filamentos/fibras (55%) seguido pelo formato de fragmentos (45%).

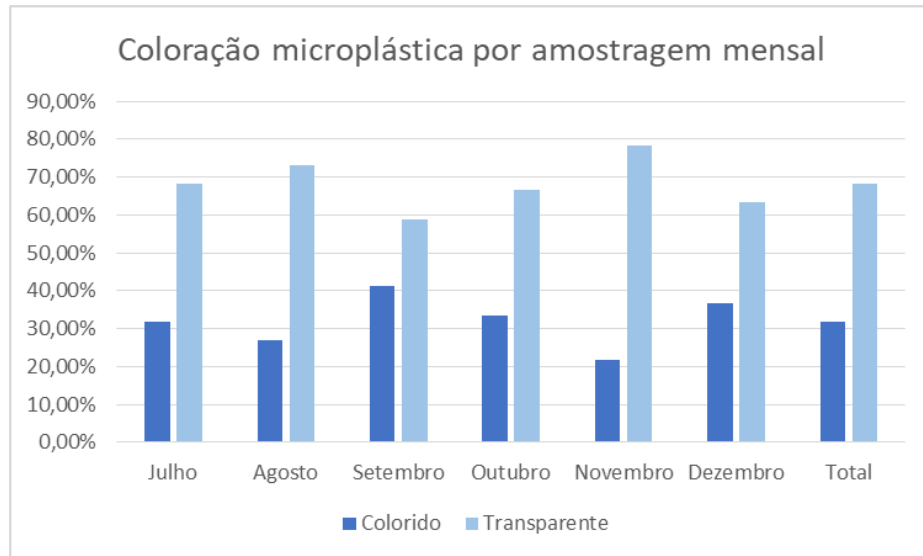


Figura 19: Porcentagens mensais e total de microplásticos coloridos e transparentes.

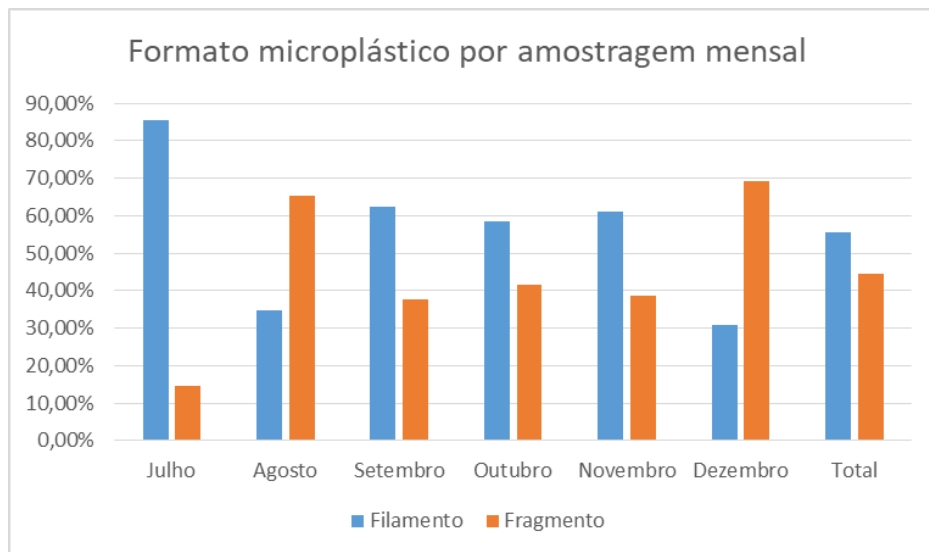


Figura 20: Porcentagens mensal e total de filamentos e fragmentos microplásticos.

6. Discussão

Tendo em vista a difícil comparação entre os estudos sobre microplásticos por conta da influência que os resultados sofrem: do local, método de coleta, método de análise e tamanho de malha usada (LI; LIU; CHEN, 2017). Este trabalho buscou a comparação com outros estudos com semelhante análise e localização (ambientes de água doce, seja rios ou lagos), com a finalidade de um entendimento mais completo e fiel dos resultados sobre esse tipo de ambiente, embora ainda houvesse diferença no método de coleta e no tamanho da malha usada.

Futuramente com o prosseguimento de novas pesquisas em ambientes de água doce seria interessante o contraste entre ambientes urbanos e outros mais isolados como no Pantanal, permitindo investigar suas fontes de origem e analisar os impactos da densidade demográfica nos recursos hídricos.

Abundância

Fica confirmado a presença de vários tipos, tamanhos e colorações de microplásticos, corroborando com os demais estudos sobre a presença de microplásticos em água doce ao redor do mundo. A abundância média superficial de superfície e do meio da coluna d'água não apresentaram uma discordância com os resultados dos demais estudos, uma vez que as médias variam de 0,315 p/m³ até 4140 p/m³, assim portanto estando dentro de padrões já conhecidos (LI; LIU; CHEN, 2017). Uma variação tão alta das médias dos vários estudos se justifica por conta dos diferentes tamanhos de malhas e locais de pesquisa. A localização influencia quanto a atividade humana próxima, regiões mais urbanizadas tendem a terem maiores concentrações de microplásticos e por sua vez regiões com menor atividade humana tendem a ter uma abundância menor, além das características do fluxo de água (Rio ou lago) (BALDWIN; CORSI; MASON, 2016).

Tabela 2: Comparação de abundância microplásticas em relação ao do Lago do Amor. Muito acima (vermelho), semelhante (verde), abaixo (amarelo), muito abaixo (azul) não é relevante (branco).

Localização	Malha (µm)	Abundância média (p/m ³)	Abundância máxima (p/m ³)	Comparação
Rio Danúbio, Áustria	500	0,317	141,7	
Rio Seine, Paris - França	80	30	106	
Rio Seine, Paris - França	330	0,35	0,45	
Lago Geneva, EUA	300	0,0481	X	

Estuário Yangtze, China	32	4140	10200	
Lago Hovsgol, Mongólia	333	0,0203	0,0444	
Rio Los Angeles; Rio San Gabriel; Riacho Coyote, EUA	800, 500, 333	X	12900	
29 afluentes Grandes Lagos, EUA	333	4,2	32	
Rio Raritan, EUA	153	X	X	
Estuário Goiana, Brasil	300	0,00031 - 0,0026	X	

A maior abundância identificada nos estudos em questão foi no rio Los Angeles com aproximadamente 12900 p/m³ no dia 22/11/2004. No entanto foi um caso isolado, a coleta foi realizada após uma chuva que provavelmente foi o motivo de uma quantidade tão alta. Uma vez que coletas em outras datas e em outros rios do mesmo estudo mantiveram uma média de 300 a 0 p/m³ (MOORE; LATTIN; ZELLERS, 2011). Outro caso com números muito acima dos encontrados neste estudo foi no estuário Yangtze na China. O que explica os números nesse estudo é a densa urbanização e a enorme população da região que colabora para uma grande carga de microplásticos no corpo d'água (ZHAO *et al.*, 2014).

As abundâncias dos Grandes Lagos e no rio Seine em Paris são os locais que tiveram a abundância mais semelhante com a do lago do amor. Ambas as localizações estão situadas em uma região urbanizada. Os Grande Lagos tiveram amostras de 29 tributários com uma boa variação entre as abundâncias (0,05 – 32 p/m³), no estudo fica claro o aumento da abundância de microplásticos em tributários mais urbanizados (BALDWIN; CORSI; MASON, 2016).

Na Áustria foi estudado a abundância de microplásticos do rio Danúbio indo para o mar mediterrâneo. A abundância se mostrou mais baixa que a desse estudo, mesmo que o rio Danúbio passe por regiões urbanizadas e populosas. Isso se dá por causa da malha de 500 µm, que subestima o real número de microplásticos como apontado no próprio estudo (LECHNER *et al.*, 2014).

As malhas usadas em Paris foram duas, uma de 333 e outra de 80 µm sendo que a primeira apresentou uma abundância abaixo, enquanto a segunda apresentou uma abundância semelhante. O que faz sentido já que uma malha maior poderia deixar passar mais microplásticos que uma menor e a de 80 µm é mais próxima da malha usada nesse estudo de 63 µm (DRIS *et al.*, 2015).

Abundâncias muito abaixo das identificadas foram relatadas em Geneva, Hovsgol e no estuário Goiana. No lago Geneva ocorreu uma tentativa de adaptação do método de análise de microplásticos feita anteriormente no mar mediterrâneo. No entanto houve problemas para a coleta das amostras e por causa disso muitas amostras foram descartadas, apenas uma foi levada para laboratório para enfim ser analisada. Foi sugerido cautela na conclusão desses dados (FAURE *et al.*, 2012).

Na Mongólia, o lago Hovsgol apresenta uma baixíssima abundância microplástica se comparada com regiões urbanizadas, o que se justifica por ser uma região com pouca densidade populacional. No entanto no estudo em questão o lago se mostrou com uma abundância maior que outros lagos com regiões mais populosas e a explicação para isso, foi a alto tempo de detenção (de 300 a 600 anos) e a pequena área do lago se comparado com os outros lagos em questão (FREE *et al.*, 2014).

No Brasil, o estuário Goiana foi estudado durante o período chuvoso e seco. A baixa abundância microplástica pode se dar por conta da baixa densidade populacional da região de estudo e por conta da malha de 300 µm que pode subestimar o número real de microplásticos. Mesmo sendo uma abundância baixa se comparada com os outros locais já citados, o estudo destaca o potencial dano que os microplásticos podem causar a biota local (LIMA; COSTA; BARLETTA, 2014). Por fim no rio Raritan o estudo é focado na influência de estações de tratamento de águas residuais. A conclusão foi o aumento de microplásticos a jusante das estações e a predominância de microplásticos de fonte secundária (ESTAHBANATI; FAHRENFELD, 2016). O que pode explicar a abundância do lago do amor, por conta de descargas ilegais de águas residuais nos tributários do lago.

A variação da abundância média no lago do amor ao longo dos meses é consistente com os estudos que levam em conta uma diferença na abundância média na estação chuvosa e seca (LIMA; COSTA; BARLETTA, 2014). Embora existam outros fatores que aumentem a incidência de microplásticos a chuva é sem dúvida um fator importante. Inclusive uma entrada de microplásticos na água pode ser a deposição dos microplásticos na atmosfera (DRIS *et al.*, 2015). No entanto existem estudos que relatam abundâncias relativamente iguais mesmo em períodos de clima chuvoso e seco (BALDWIN; CORSI; MASON, 2016). Sendo necessário mais estudos e um tempo de monitoramento maior para tirar uma conclusão definitiva.

Um ponto interessante dos dados desse estudo é o aumento da abundância microplástica em novembro o que coincide com a estação chuvosa. O pico em novembro é um fenômeno

parecido com o que ocorreu no rio Los Angeles (MOORE; LATTIN; ZELLERS, 2011). Nos dados de dezembro há uma queda nesses valores o que vai contra o esperado, o que destaca a inconstância das abundâncias microplásticas no período de chuvas.

Outra variável que deve ser considerada é biota, zooplankton, peixes menores e até mesmo aves podem confundir microplásticos com alimento e ingerir essas partículas (FAURE *et al.*, 2012). O consumo de microplásticos pela biota possivelmente pode interferir na abundância no fluxo d'água. Os impactos ambientais que podem vir dessa ingestão de microplásticos pela biota em ambientes de água e são um risco por conta da bioacumulação em toda rede trófica (LIMA; COSTA; BARLETTA, 2014).

Distribuição vertical

A grande maioria dos estudos observam microplásticos na água levam em conta apenas a abundância superficial, por conta de seus métodos de coleta, o que pode levar a uma imprecisão com a realidade. Isso se deve a diferentes formatos, densidades de microplásticos e características do local em estudo, como profundidade, velocidade da água e outros fatores que afetem a mistura da água (LENAKER *et al.*, 2019).

Olhando os dados desse estudo, se apenas a camada superficial fosse analisada, a abundância média do Lago do Amor seria superestimada durante os meses de julho a outubro, com uma diferença significativa em novembro e em dezembro seria subestimada. Olhando para as médias de 6 meses de superfície ($32,5 \text{ p/m}^3$) e do meio ($18,61 \text{ p/m}^3$), como no lago do estudo de Lenaker (2019) houve uma tendência de uma maior abundância na superfície do que no meio.

Enquanto rios com águas mais rápidas e menos profundas apresentaram uma leve subestimação na superfície, águas estuarinas e lagos com profundidades maiores e um fluxo de água mais lento tende a ter uma superestimação. O local KKF apresentou uma superestimação significativa (figura 3), acima dos outros locais. O que pode justificar esse resultado são as características dos microplásticos (tipo, formato e densidade), além da maior urbanização desse local em específico.

Tamanho

A distribuição do tamanho dos microplásticos apontou uma maior quantidade de microplásticos menores e uma quantidade menor de microplásticos maiores, assim como nos Grandes Lagos houve uma relação inversa entre tamanho e quantidade (BALDWIN; CORSI;

MASON, 2016). Isso pode se dar por conta da predominância de microplásticos de fonte secundária que constantemente se fragmenta em partículas cada vez menores.

Formato e Cor

Os dados do Lago do Amor quanto ao formato dos microplásticos, apresentaram uma maior quantidade de filamentos seguido de fragmentos e uma ausência dos demais formatos. Esse resultado condiz em parte com outros estudos que apresentam uma maior quantidade de fibras/filamentos em seus resultados (LENAKER *et al.*, 2019; ZHAO *et al.*, 2014)(BALDWIN; CORSI; MASON, 2016). Isso se deve por conta da urbanização em volta, pois acreditasse que a lavagem de roupas é uma das fontes desse tipo de microplástico (BROWNE *et al.*, 2011). A ausência de microplásticos esféricos pode se dar por conta da ausência de atividade industrial (FREE *et al.*, 2014).

Um fator que pode explicar o maior número de filamentos é a deposição atmosférica ser um dos pontos de entrada desse tipo de microplástico (DRIS *et al.*, 2015), ao mesmo tempo que o lodo de estações de tratamento de águas residuais poderiam filtrar grande parte dos microplásticos filamentosos vindos das máquinas de lavar, o que no caso de despejos clandestinos esse filtro não ocorre (BALDWIN; CORSI; MASON, 2016). Curiosamente assim como o estudo de Estahbanati (2016) não foram encontrados microesferas entre os formatos de plásticos nesse estudo.

Assim como ocorrido no estuário de Yangtze os microplásticos transparentes apresentaram maioria frente aos coloridos. O que pode justificar esse resultado é a grande maioria dos itens plásticos serem transparentes, a perda da coloração dos microplásticos por conta de degradação com o tempo e que os microplásticos coloridos podem ter chances mais altas de serem confundidos como alimento para a biota (ZHAO *et al.*, 2014).

7. Conclusão

Há presença constante de microplásticos na represa urbana, o que pode prejudicar a biota local. A abundância microplástica se encaixa nos padrões de outros estudos para regiões urbanas que usaram uma análise visual de identificação. Existe uma tendência de aumento da abundância de microplásticos em épocas mais chuvosas. O tamanho dos microplásticos é em sua maioria inferior a 1mm.

A distribuição vertical não é homogênea ao longo da coluna d'água. Se observada apenas a superfície da represa urbana a abundância microplástica é superestimada, por sua vez se observar apenas no meio da coluna de água a abundância é subestimada. O mais preciso é fazer uma correção com múltiplas camadas de abundância, conforme a profundidade.

Houve uma predominância de microplásticos filamentosos e uma ausência de “pellets” (arredondados). Houve uma predominância de microplásticos transparentes. Uma predominância de microplásticos de fonte secundária.

É sugerido para uma visão mais completa da caracterização da represa urbana, estudos que contemplem microplásticos no fundo e no estômago da biota local.

8. Bibliografia

- ALLSOPP, M. et al. **Plastic Debris in the World ' s Oceans**. Amsterdam, Netherlands: [s.n.].
- ALMAGRO, A.; POMPEU, R. DE M.; SOBRINHO, T. A. **Avaliação de assoreamento em reservatório urbano**, 2014.
- ANDRADY, A. L. Microplastics in the marine environment. **Marine Pollution Bulletin**, v. 62, n. 8, p. 1596–1605, 2011.
- BALDWIN, A. K.; CORSI, S. R.; MASON, S. A. Plastic Debris in 29 Great Lakes Tributaries: Relations to Watershed Attributes and Hydrology. **Environmental Science and Technology**, v. 50, n. 19, p. 10377–10385, 2016.
- BROWNE, M. A. et al. Accumulation of Microplastic on Shorelines Woldwide : Sources and Sinks. **Environmental Science & Technology**, v. 45, n. 21, p. 9175–9179, 2011.
- CASTRO, R. O.; LOPES, M.; ARAÚJO, F. V. DE. Review on microplastic studies in Brazilian aquatic ecosystems. **Ocean and Coastal Management**, v. 165, n. May, p. 385–400, 2018.
- COELHO, L. S. et al. USO DO SENSOR CBERS / CCD NA AVALIAÇÃO DO ESTADO TRÓFICO DO RESERVATÓRIO LAGO DO AMOR (CAMPO GRANDE , MS). **Revista Brasileira de Cartografia**, v. 63, p. 221–232, 2012.
- COLE, M. et al. Microplastics as contaminants in the marine environment : A review. **Marine Pollution Bulletin**, v. 62, n. 12, p. 2588–2597, 2011.
- COLE, M. et al. Isolation of microplastics in biota-rich seawater samples and marine organisms. **Scientific Reports**, v. 4, n. 4528, 2014.
- DRIS, R. et al. Microplastic contamination in an urban area : a case study in Greater Paris. **Environmental Chemistry**, v. 12, p. 592–599, 2015.
- DUEMICHEN, E. et al. Assessment of a new method for the analysis of decomposition gases of polymers by a combining thermogravimetric solid-phase extraction and thermal desorption gas chromatography mass spectrometry. **Journal of Chromatography A**, v. 1354, p. 117–128, 2014.
- EERKES-MEDRANO, D.; THOMPSON, R. C.; ALDRIDGE, D. C. Microplastics in freshwater systems: A review of the emerging threats, identification of knowledge gaps and prioritisation of research needs. **Water Research**, v. 75, p. 63–82, 2015.
- ELERT, A. M. et al. Comparison of different methods for MP detection : What can we learn from them , and why asking the right question before measurements matters ? *. **Environmental Pollution**, v. 231, p. 1256–1264, 2017.
- ESTAHBANATI, S.; FAHRENFELD, N. L. Influence of wastewater treatment plant discharges on microplastic concentrations in surface water. **Chemosphere**, v. 162, p. 277–284, 2016.
- FAURE, F. et al. Pollution due to plastics and microplastics in Lake Geneva and in the Mediterranean Sea. **ARCHIVES DES SCIENCES**, v. 65, p. 157–164, 2012.
- FREE, C. M. et al. High-levels of microplastic pollution in a large , remote , mountain lake. **Marine Pollution Bulletin**, v. 85, n. 1, p. 156–163, 2014.
- GREGORY, M. R. Environmental implications of plastic debris in marine settings — entanglement , ingestion , and alien invasions. **Philosophical Transactions of the Royal Society B**, v. 364, n. 1526, p. 2013–2025, 2009.
- HIDALGO-RUZ, V. et al. Microplastics in the Marine Environment: A Review of the Methods Used for Identification and Quantification. **Environmental Science and Technology**, v. 46, n. 6, p. 3060–3075, 2012a.
- HIDALGO-RUZ, V. et al. Microplastics in the Marine Environment: A Review of the Methods Used

for Identification and Quantification. **Environmental Science and Technology**, v. 46, n. 6, p. 3060–3075, 2012b.

IMHOF, H. K. et al. A novel , highly efficient method for the separation and quantification of plastic particles in sediments of aquatic environments. **Limnology and Oceanography Methods**, v. 10, n. 7, p. 524–537, 2012.

LAIST, D. W. Overview of the Biological Effects of Lost and Discarded Plastic Debris in the Marine Environment. **Marine Pollution Bulletin**, v. 18, n. 6, p. 319–326, 1987.

LECHNER, A. et al. The Danube so colourful : A potpourri of plastic litter outnumbers fi sh larvae in Europe ’ s second largest river. **Environmental Pollution**, v. 188, p. 177–181, 2014.

LENAKER, P. L. et al. Vertical Distribution of Microplastics in the Water Column and Surficial Sediment from the Milwaukee River Basin to Lake Michigan. **Environmental Science & Technology**, v. 53, n. 21, p. 12227–12237, 2019.

LI, J.; LIU, H.; CHEN, J. P. Microplastics in freshwater systems : A review on occurrence , environmental effects , and methods for microplastics detection Microplastics in freshwater systems : A review on occurrence , environmental effects , and methods for microplastics detection. **Water Research**, v. 137, p. 362–374, 2017.

LIMA, A. R. A.; COSTA, M. F.; BARLETTA, M. Distribution patterns of microplastics within the plankton of a tropical estuary. **Environmental Research**, v. 132, p. 146–155, 2014.

LIPPIATT, S.; OPFER, S.; ARTHUR, C. Marine Debris Monitoring and Assessment : Recommendations for Monitoring Debris Trends in the Marine Environment. **NOAA Technical Memorandum**, n. November, 2013.

LÖDER, M. G. J.; GERDTS, G. Methodology Used for the Detection and Identification of Microplastics — A Critical Appraisal. In: **Marine Anthropogenic Litter**. [s.l: s.n.]. p. 201–226.

MARINE & ENVIRONMENTAL RESEARCH INSTITUTE. **The guide to microplastic identification**, 2015.

MASURA, J. et al. Laboratory methods for the analysis of microplastics in the marine environment: recommendations for quantifying synthetic particles in watersand sediments. **NOAA Technical Memorandum**, n. July, p. 39, 2015.

MOORE, C. J.; LATTIN, G. L.; ZELLERS, A. . Quantity and type of plastic debris flowing from two urban rivers to coastal waters and beaches of Southern California *. **Journal of Integrated Coastal Zone Management**, v. 11, n. 1, p. 65–73, 2011.

NORÉN, F. Small plastic particles in Coastal Swedish waters . KIMO Sweden. **N-research**, n. 0, p. 1–11, 2007.

ROCHA-SANTOS, T.; DUARTE, A. C. A critical overview of the analytical approaches to the occurrence , the fate and the behavior of microplastics in the environment. **Trends in Analytical Chemistry**, v. 65, p. 47–53, 2015.

SHIM, W. J. et al. Identi fi cation and quanti fi cation of microplastics using Nile Red staining. v. 113, n. 1–2, p. 469–476, 2016.

SHIM, W. J.; HONG, S. H.; EO, S. E. Identification methods in microplastic analysis: a review. **Analytical Methods**, n. 9, p. 1384–1391, 2016.

SONG, Y. K. et al. Large Accumulation of Micro-sized Synthetic Polymer Particles in the Sea Surface Microlayer. **Environmental Science and Technology**, v. 48, n. 16, p. 9014–9021, 2014.

SOUZA, J. S. et al. **A EVOLUÇÃO DO VOLUME DE RESERVATORIO ARTIFICIAL COMO INDICADOR DE ASSOREAMENTO** Associação brasileira de recursos hídricos, 2013.

THOMPSON, R. C. et al. Plastics, the environment and human health: current consensus and future trends. **Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences**, v. 364, n. 1526, p.

2153–2166, 2009.

WAGNER, M. et al. Microplastics in freshwater ecosystems: what we know and what we need to know. **Environmental Sciences Europe**, v. 26, n. 12, 2014.

WITTE, B. DE et al. Quality assessment of the blue mussel (*Mytilus edulis*): Comparison between commercial and wild types. **Marine Pollution Bulletin**, v. 85, n. 1, p. 146–155, 2014.

WU, C.; ZHANG, K.; XIONG, X. Microplastic Pollution in Inland Waters Focusing on Asia. In: **Freshwater Microplastics**. [s.l: s.n.]. p. 85–99.

ZHAO, S. et al. Suspended microplastics in the surface water of the Yangtze Estuary System , China : First observations on occurrence , distribution. **Marine Pollution Bulletin**, v. 86, n. 1–2, p. 562–568, 2014.

Apêndice

12/07/2019

		Prof. Total (m)	1,55	Consumo d'agua (L)	0,85	
Data	Amostra	Profundidade (m)	Microplasticos (Itens)	Abundancia 1 (Itens/m³)	Abundancia 2 (Itens/m³)	Média (Iténs/m³)
	C. Continuo	X	4	X	X	X
	C. d' agua	X	0	X	X	X
12/jul	S1	0,1	12	60	40	20
	S2	0,1	8	40	20	
	S3	0,1	4	20	0	
	F1	1	4	20	0	16,67
	F2	1	9	45	25	
	F3	1	9	45	25	

	Forma		Cor		Forma		Cor	
Amostra	Filamento	Fragmento	Colorido	Transparente	M. Fila.	M. Frag.	M. Color.	M. Trans.
C. Continuo	100%	0%	100%	0%	X	X	X	X
C. d' agua	X	X	X	X	X	X	X	X
S1	75%	25%	25%	75%				
S2	87,50%	12,50%	37,50%	62,50%	71%	29%	29%	71%
S3	50%	50%	25%	75%				
F1	100%	0%	25%	75%				
F2	100%	0%	33,33%	66,67%	100%	0%	28%	72%
F3	100%	0%	44,44%	55,56%				

09/08/2019

		Prof. Total (m)	1,55	Consumo d'agua (L)	1,5	
Data	Amostra	Profundidade (m)	Microplasticos (Itens)	Abundancia 1 (Itens/m³)	Abundancia 2 (Itens/m³)	Média (Iténs/m³)
	C. Continuo	X	1	X	X	X
	C. d' agua	X	1	0	X	X
12/jul	S1	0,1	9	45	40	30
	S2	0,1	9	45	40	
	S3	0,1	3	15	10	
	F1	1	2	10	5	20
	F2	1	3	15	10	
	F3	1	10	50	45	

	Forma		Cor		Forma		Cor	
Amostra	Filamento	Fragmento	Colorido	Trasparente	M. Fila.	M. Frag.	M. Color.	M. Trans.
C. Continuo	100%	0%	100%	0%	X	X	X	X
C. d' agua	X	X	X	X	X	X	X	X
S1	44%	56%	44%	56%				
S2	33,33%	66,67%	33,33%	66,67%	48%	52%	26%	74%
S3	67%	33%	0%	100,00%				
F1	0%	100%	0%	100,00%	21%	79%	11%	89%
F2	33%	67%	33,33%	66,67%				
F3	30%	70%	50,00%	50,00%				

05/09/2019

		Prof. Total (m)	1,55	Consumo d'agua (L)	0,75	
Data	Amostra	Profundidade (m)	Microplasticos (Itens)	Abundancia 1 (Itens/m³)	Abundancia 2 (Itens/m³)	Média (Itens/m³)
	C. Continuo	X	0	X	X	X
	C. d' agua	X	0	X	X	X
12/jul	S1	0,1	5	25	25	16,67
	S2	0,1	2	10	10	
	S3	0,1	3	15	15	
	F1	1	2	10	10	10
	F2	1	2	10	10	
	F3	1	2	10	10	

	Forma		Cor		Forma		Cor	
Amostra	Filamento	Fragmento	Colorido	Trasparente	M. Fila.	M. Frag.	M. Color.	M. Trans.
C. Continuo	100%	0%	100%	0%	X	X	X	X
C. d' agua	X	X	X	X	X	X	X	X
S1	40%	60%	80%	20%				
S2	100,00%	0,00%	50,00%	50,00%	58%	42%	66%	34%
S3	33%	67%	67%	33,33%				
F1	100%	0%	0%	100,00%	67%	33%	39%	61%
F2	100%	0%	50,00%	50,00%				
F3	0%	100%	0,00%	100,00%				

17/10/2019

		Prof. Total (m)	1,55	Consumo d'agua (L)	1,1	
Data	Amostra	Profundidade (m)	Microplasticos (Itens)	Abundancia 1 (Itens/m³)	Abundancia 2 (Itens/m³)	Média (Itens/m³)
	C. Continuo	X	0	X	X	X
	C. d' agua	X	0	X	X	X
12/jul	S1	0,1	2	10	10	13,33
	S2	0,1	2	10	10	
	S3	0,1	4	20	20	
	F1	1	0	0	0	3,33
	F2	1	1	5	5	
	F3	1	1	5	5	

	Forma		Cor		Forma		Cor	
Amostra	Filamento	Fragmento	Colorido	Trasparente	M. Fila.	M. Frag.	M. Color.	M. Trans.
C. Continuo	100%	0%	100%	0%	X	X	X	X
C. d' agua	X	X	X	X	X	X	X	X
S1	50%	50%	50%	50%				
S2	50%	50,00%	0,00%	100,00%	50%	50%	33%	67%
S3	50%	50%	50%	50,00%				
F1	0%	0%	0%	0,00%	67%	0%	50%	17%
F2	100%	0%	100,00%	0,00%				
F3	100%	0%	0,00%	100,00%				

17/11/2019

		Prof. Total (m)	1,55	Consumo d'agua (L)	0,95	
Data	Amostra	Profundidade (m)	Microplasticos (Itens)	Abundancia 1 (Itens/m³)	Abundancia 2 (Itens/m³)	Média (Itens/m³)
	C. Continuo	X	0	X	X	X
	C. d' agua	X	1	X	X	X
12/jul	S1	0,1	24	120	120	101,67
	S2	0,1	22	110	110	
	S3	0,1	15	75	75	
	F1	1	4	20	20	33,33
	F2	1	8	40	40	
	F3	1	8	40	40	

	Forma		Cor		Forma		Cor	
Amostra	Filamento	Fragmento	Colorido	Trasparente	M. Fila.	M. Frag.	M. Color.	M. Trans.
C. Continuo	100%	0%	100%	0%	X	X	X	X
C. d' agua	X	X	X	X	X	X	X	X
S1	75%	25%	29%	71%				
S2	77,27%	22,73%	31,82%	68,18%	64%	36%	23%	77%
S3	40%	60%	7%	93,33%				
F1	50%	50%	25%	75,00%	58%	42%	15%	85%
F2	50%	50%	12,50%	87,50%				
F3	75%	25%	25,00%	75,00%				

14/12/2019

		Prof. Total (m)	1,55	Consumo d'agua (L)	1	
Data	Amostra	Profundidade (m)	Microplasticos (Itens)	Abundancia 1 (Itens/m³)	Abundancia 2 (Itens/m³)	Média (Itens/m³)
	C. Continuo	X	0	X	X	X
	C. d' agua	X	2	X	X	X
12/jul	S1	0,1	6	30	30	13,33
	S2	0,1	2	10	10	
	S3	0,1	0	0	0	
	F1	1	10	50	50	28,33
	F2	1	2	10	10	
	F3	1	5	25	25	

	Forma		Cor		Forma		Cor	
Amostra	Filamento	Fragmento	Colorido	Trasparente	M. Fila.	M. Frag.	M. Color.	M. Trans.
C. Continuo	100%	0%	100%	0%	X	X	X	X
C. d' agua	X	X	X	X	X	X	X	X
S1	33%	67%	33%	67%				
S2	50,00%	50,00%	0,00%	100,00%	42%	58%	17%	83%
S3	X	X	X	X				
F1	50%	50%	10%	90,00%	23%	77%	55%	45%
F2	0%	100%	100,00%	0,00%				
F3	20%	80%	40,00%	60,00%				

Aparelhos e Materiais

Os aparelhos e materiais usados neste estudo são uma adaptação dos utilizados no NOAA, descritas por Masura *et al* (2015), em Laboratory Methods for the Analysis of Microplastics in the Marine Environment.

- Peneiras de aço inoxidável;
- 5 mm de malha;
- 63 μm de malha;
 - Pisseta garrafa contendo água destilada;
 - Recipientes de vidro (mínimo 500 ml);
 - Forno de secagem (mínimo 90°C);
 - Solução de ferro (Fe (II)) (0,05 M);
- Preparado pela adição de 7,5 g de $\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ (= 278,02 g / mol) a 500 ml de água e 3 ml de ácido sulfúrico concentrado;
 - Peróxido de hidrogênio (30%);
 - Becker;
 - Balde de metal;
 - Placa de petri;
 - Vidro de relógio;
 - Bomba d'água (Adaptada para o local de coleta);
 - Placa aquecedora de laboratório;
 - Pinça de metal padrão;
 - Folha de alumínio;
 - Frascos de vidro de 4 ml;
 - Microscópio.