

Análise rápida e automatizada de microplásticos usando imagem química por laser direto

Caracterização e quantificação de microplásticos em amostras de água de ambientes marinhos



Autores

Lars Hildebrandt, Fadi El Gareb,
Tristan Zimmermann, Ole Klein,
Kay-Christian Emeis,
Daniel Proefrock¹
Andreas Kerstan²

¹Institute of Coastal Research,
Helmholtz-Zentrum
Geesthacht, Alemanha

²Agilent Technologies

Introdução

Estima-se que mais de 75% das 8,3 bilhões de toneladas de plástico produzidas nos últimos 65 anos se tornaram lixo (1). Até 13 milhões de toneladas desses resíduos acabam no oceano todos os anos (2) e cálculos recentes estimam que mais de 5,25 trilhões de partículas de plástico flutuam nos oceanos (3).

Os cientistas apontam presença ambiental alarmante e persistência das partículas de plástico em ecossistemas aquáticos (4). Os modelos estimam que aproximadamente 14% dos detritos de plástico na camada superficial do oceano podem ser classificados como os chamados microplásticos (muitas vezes referidos como partículas entre 1 µm e 5 mm de tamanho) (5). Essas partículas ingeríveis e potencialmente prejudiciais foram formadas através de degradação induzida por UV, mecânica ou biológica a partir de detritos maiores (6). Para verificar as estimativas e atender às medidas (por exemplo, California Senate Bill 1422) e diretivas (MSFD, 2008/56/EC) regulatórias futuras, são necessários fluxos de trabalho e técnicas analíticas precisas, robustas e que economizem tempo.

As técnicas adequadas devem determinar o tamanho, a forma e o tipo de polímero das partículas de microplásticos e fornecer uma quantificação rápida de cada tipo. No momento em que este artigo foi escrito, uma falta de harmonização e procedimentos operacionais padrão (SOPs) levaram muitos estudos a confiar na identificação visual, na análise de infravermelho por transformada de Fourier (FTIR) manual ou em análises Raman de partículas suspeitas. Essas técnicas consomem muito tempo e podem sofrer tendências do operador. Neste documento, apresentamos um fluxo de trabalho inovador de análise de microplásticos usando as imagens no infravermelho por laser direto.

Parte experimental

A falta de procedimentos operacionais padrão para o preparo e análise de amostras de microplásticos resultam em muitos métodos aplicados que são propensos a contaminação, que não são eficientes em termos de tempo ou que apenas permitem o processamento de baixos volumes de água que não são representativos (7). Os procedimentos que abrangem todas as etapas da cadeia analítica foram desenvolvidos e aplicados neste estudo, incluindo amostragem, digestão da matriz e análise microespectroscópica utilizando LDIR. Medidas extensivas de prevenção contra contaminação e controles de deposição foram realizados. Os brancos do procedimento foram utilizados para quantificar a contaminação restante. Todo o trabalho laboratorial foi realizado em bancadas limpas (armários de fluxo laminar) tanto no laboratório como no recipiente de pesquisa. As bancadas tinham aproximadamente 99,995% de eficiência de filtração do ar para partículas maiores que 0,1 micrão (de acordo com a norma EN1822 1). Além disso, os purificadores de ar Dustbox¹ foram usados em todos os laboratórios para filtrar o ar.

Amostragem

As amostras foram coletadas no Oceano Índico durante o cruzeiro Sonne 270 (2019) de Hong Kong a Port Louis (Figura 1). A área amostrada cobriu uma grande área do oceano, estendendo-se de uma região a oeste da ilha Sumatra na Indonésia até a área localizada a leste de Madagascar.



Figura 1. Estações de locais de amostragem ao longo do corte mostrado no Oceano Índico.

¹www.dustbox.de

A amostragem foi conduzida utilizando o Geesthacht Inert Microplastic Fractionator (GIMPF), como mostrado na Figura 2, para a filtração de grandes volumes de matéria particulada em suspensão (SPM, $10 \mu\text{m} \leq d_{\text{SPM}}$) na água do oceano. O GIMPF de canal duplo habilitou o fracionamento SPM online (por dois tamanhos de malha diferentes de filtros de cartucho de aço inoxidável) nas classes de tamanho $>300 \mu\text{m}$ e $10 \mu\text{m} \leq d \leq 300 \mu\text{m}$. O sistema de fluxo foi alimentado com água do mar coletada pelo "moon pool" do navio a 6 m abaixo do nível do mar. Todo o sistema de amostragem foi construído com peças de aço inoxidável (AISI-316L) e montado em uma placa de alumínio. Todos os selos foram revestidos com PFA para minimizar o risco de contaminação pelo sistema de amostragem. Após cada local de amostragem, o sistema foi lavado em um filtro de $2 \mu\text{m}$ na parte traseira do GIMPF. Aproximadamente 61 m^3 foram amostrados no total. A partir dos filtros de cartucho, as amostras foram filtradas a vácuo em membranas de PTFE e PC (com medida de poro de $5 \mu\text{m}$) e armazenadas em frascos de vidro âmbar.



Figura 2. Frente e verso do Geesthacht Inert Microplastic Fractionator (GIMPF).

Preparo de amostras e validação do método

Todas as vidrarias foram enxaguadas três vezes com água Milli Q e etanol pré-filtrado (30%) antes do uso. A fim de remover os interferentes provenientes de elementos orgânicos e inorgânicos naturais da matriz, a fração de tamanho $10 \mu\text{m} \leq d \leq 300 \mu\text{m}$ foi submetida a um protocolo de digestão enzimática e oxidativa. Resumidamente, as amostras foram tratadas com Proteinase K, H_2O_2 em conjunto com catalisador de Fe^{2+} e quitinase (Figura 3) seguido de separação por densidade usando solução de ZnCl_2 ($\rho = 1,7 \text{ g mL}^{-1}$).

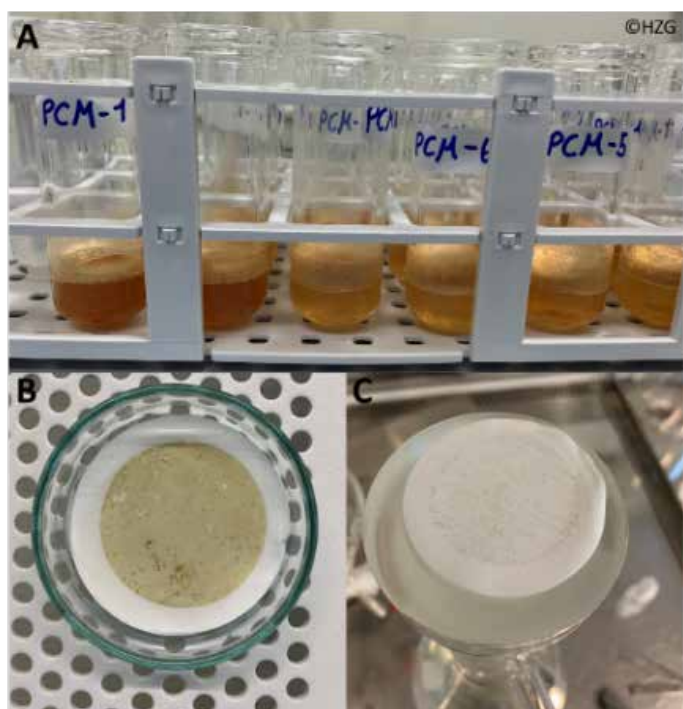


Figura 3. Digestão enzimática e oxidativa. **A:** Decomposição catalítica do H_2O_2 restante por Fe^{2+} . **B:** Amostra antes da digestão da matriz (em uma membrana PTFE). **C:** Amostra após digestão da matriz.

Instrumentação

Para identificar e quantificar os microplásticos nas amostras, foi usado um sistema de imagem química LDIR Agilent 8700. O LDIR, um nome derivado de seu modo de operação, imagens no infravermelho por laser direto, utiliza um Quantum Cascade Laser (QCL) como fonte. O QCL é um laser semiconductor em que os elétrons formam um túnel através de uma série de poços quânticos e emitem luz, permitindo que seja rapidamente identificado por meio do intervalo do número de onda (λ^{-1}). Neste caso, é entre 1800 cm^{-1} e 975 cm^{-1} . Quando combinado com um detector de telureto de mercúrio e cádmio (MCT) de ponto único (resfriado termometricamente) e óptica de varredura rápida, resultam em dois modos úteis de ação. No primeiro, o LDIR seleciona um único comprimento de onda e a objetiva realiza uma varredura conforme se move sobre a amostra em uma velocidade muito alta. No segundo modo, a objetiva é estacionada em um único ponto, enquanto o QCL se movimenta sobre a faixa, obtendo um espectro completo em menos de um segundo.

O fluxo de trabalho de análise de microplásticos utilizou ambos os modos. O modo de varredura foi usado pela primeira vez para escanear rapidamente a área de amostra em um único número de onda. A imagem IV resultante foi usada para localizar as partículas na amostra e descrever seu tamanho e forma. Uma vez localizada, o LDIR moveu-se rápida e automaticamente para cada partícula e adquiriu um espectro completo na faixa coberta. Uma vez que um espectro de uma partícula foi adquirido, ele

foi imediatamente, e em tempo real, comparado com uma biblioteca espectral de microplásticos. A melhor correspondência para o espectro foi determinada e relatada para cada partícula. A biblioteca foi derivada de fontes bem estabelecidas e incluiu uma gama de espectros relevantes para a análise de microplásticos em amostras provenientes de água do mar.

O instrumento utilizou um grande campo de visão da câmera para obter visualização completa da amostra e uma objetiva de grau microscópio para capturar imagens visuais de alta magnificação conforme necessário. A análise totalmente automatizada de 800 partículas e a comparação dos espectros gerados com o banco de dados levou cerca de 1 hora para ser concluída.

Análise de amostras

Amostras purificadas ($<300\text{ }\mu\text{m}$) foram suspensas em etanol (50%) e depositadas em lâminas de vidro reflexivas infravermelhas ($7,5 \times 2,5\text{ cm}$; MirrIR, Kevley Technologies). As lâminas de vidro foram analisadas em transfeção pelas imagens automatizadas LDIR (QCL) (LDIR 8700, Agilent Technologies). O protocolo de análise automatizada de partículas no software Agilent Clarity (versão 1.1.2), que opera o LDIR, foi usado para todas as análises. A sensibilidade foi ajustada para o máximo e a resolução espectral para 8 cm^{-1} . Foram analisadas partículas dentro da faixa de tamanho de 20 a $5000\text{ }\mu\text{m}$, mas podem ser estendidas para aproximadamente $10\text{ }\mu\text{m}$ no modo automatizado.

O fluxo de trabalho automatizado do software Agilent Clarity adquire espectros IV de cada partícula e, em tempo real, conduz uma comparação no banco de dados espectral (>420 espectros de referência) e o processamento de dados. As estatísticas, assim como os limiares, foram adaptadas de acordo com a análise para uma designação positiva. Depois de executar o fluxo de trabalho automatizado, os resultados foram verificados manualmente no modo de transfeção e parcialmente por meio da função μ -ATR do LDIR.

Potenciais partículas e fibras de microplásticos com $d>300\text{ }\mu\text{m}$ foram analisadas por espectroscopia ATR-FTIR (em cristal de diamante ou germânio) e também usando o LDIR no modo de transfeção e sua unidade μ -ATR. Os espectros de ATR-FTIR foram comparados com o banco de dados siMPle (<https://simple-plastics.eu>). No entanto, a fração $>300\text{ }\mu\text{m}$ não será discutida em detalhes nesta nota.

Validação do método

Até o momento, não existem materiais de referência certificados de microplásticos disponíveis no mercado. Assim, a validação foi realizada por meio de partículas de PE, PET, PP e PVDC de referência interna (20 a $500\text{ }\mu\text{m}$) (7). Mais de 95% das partículas foram identificadas corretamente usando o fluxo de trabalho descrito acima. Um material de referência certificado com correspondência de matriz (Plankton, BCR-414, JRC) também foi analisado (Figura 4). Ambas as análises foram usadas para ampliar a biblioteca espectral do LDIR 8700, com a adição de espectros de IV de partículas naturais e antropogênicas.

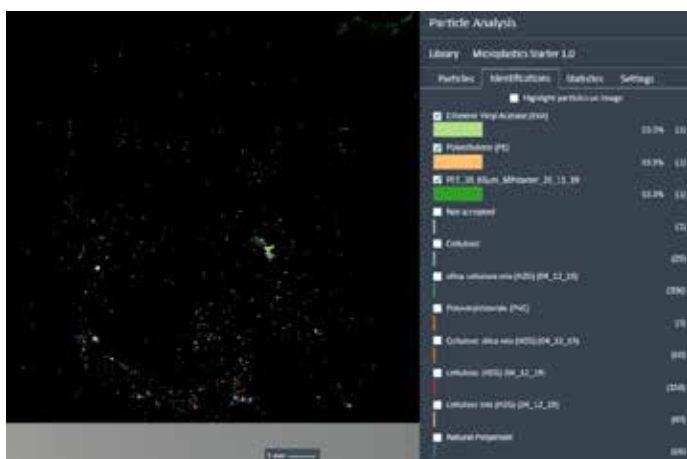


Figura 4. Imagens de infravermelho em falsa cor e estatísticas de referência para os tipos de polímero de material de plâncton de referência certificado (BCR-414) derivadas do fluxo de trabalho de análise LDIR automatizado.

Resultados e discussão

As concentrações de microplásticos (>20 µm) para os locais de amostragem de 1 a 7 variaram entre 10 e 226 partículas/fibras m⁻³ (Tabela 1). 30.471 partículas naturais, 635 sintéticas e 14 agregados de polímeros diferentes foram identificados nas 7 amostras. Os agregados de polímeros mais abundantes foram acrilatos/poliuretanos/verniz (39,2%), PET (26,0%), PE-Cl (7,1%), PVC (6,0%), PE (5,2%), PP (5,2%) e borracha (4,3%). 94,9% das partículas/fibras de microplásticos tinham diâmetro <100 µm (Figura 5).

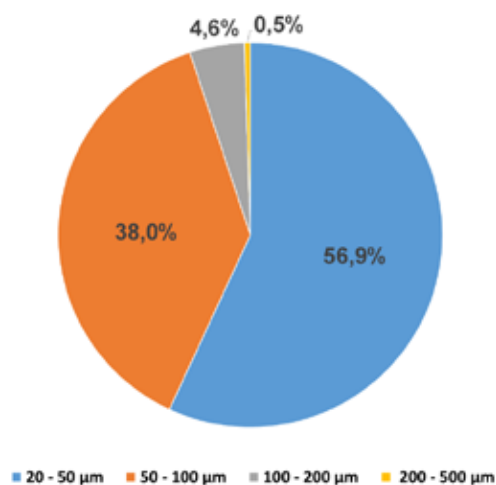


Figura 5. Porcentagens das diferentes classes de tamanho das partículas/fibras de microplásticos identificados.

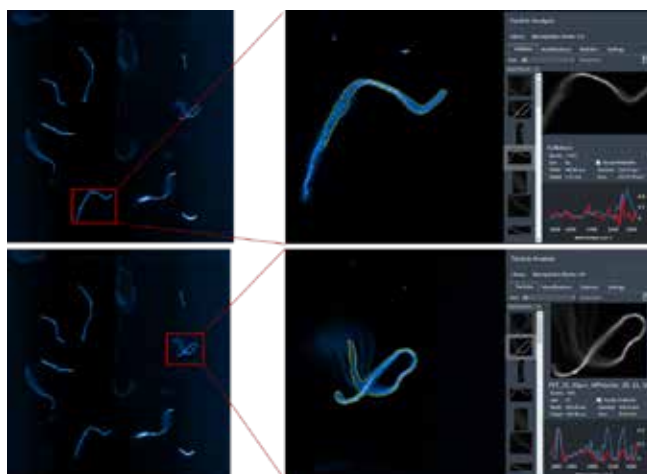


Figura 6. Essas fibras, com $>300\ \mu\text{m}$, foram identificadas como celulósicas (imagem superior; contendo corante indigo confirmado por análise Raman), PET (imagem inferior) e PP (não mostrado). Houve 100% de concordância entre a espectroscopia ATR-FTIR e a imagens LDIR para essas fibras.

Mesmo após a remoção quase completa da matriz, 97,4% das partículas identificadas eram de origem natural (espectros de IV celulósico, silicato, carvão, quitina e poliamida natural), enquanto apenas 2,6% foram atribuídos a tipos de polímeros sintéticos (Figura 7). Domogalla-Urbansky *et al.* (2018) descreve proporções de partículas de microplásticos/partículas naturais entre 1:100 e 1:1000 (também após o preparo de amostras) (8).

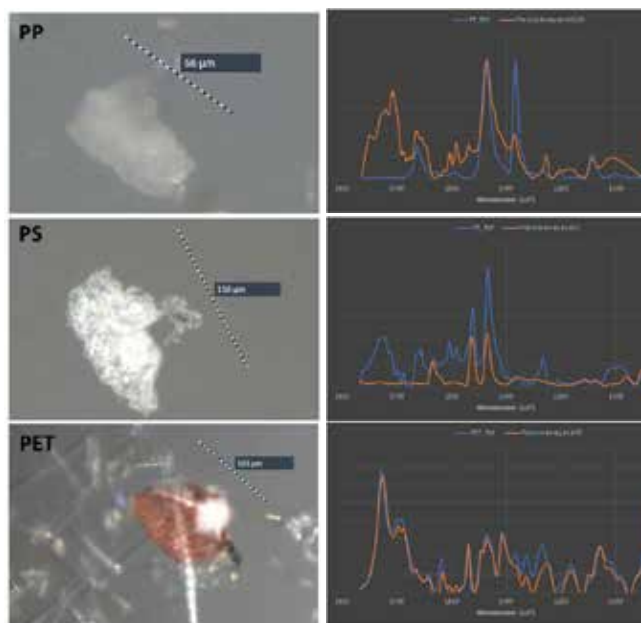


Figura 7. Diferentes tipos de microplásticos detectados em amostras de água (<300 µm) do Oceano Índico. Os espectros de polipropileno (superior) e poliestireno (meio) foram registrados manualmente, enquanto o espectro de tereftalato de polietileno (inferior) foi analisado de forma automatizada.

Tabela 1. O volume filtrado, a localização da amostra e o número de microplásticos detectados para cada estação. Os tipos de polímero mais abundantes para cada um também são listados.

Estação	Volume da amostra [m³]	Coordenadas	Número de partículas/fibras	Número de partículas/fibras de microplástico	Tipo de microplástico mais abundante (n°)	Concentração de microplásticos [MPs m-3]
1	2,3	07°17.86'S, 97°45.85'E	3150	47	PET (20)	21
2	5,7	07°33.607'S 95°59.252'E	524	54	PET (32)	10
3	1,1	08°08.165'S 92°05.016'E	2112	67	PP (22)	62
4	1,3	08°20.93'S 90°38.76'E	16687	293	Acrilatos/poliuretanos/verniz (116)	226
5	1,3	08°55.25'S 86°45.32'E	2938	109	PET (40)	86
6	1,4	09°06.639'S 85°27.92'E	5110	239	Acrilatos/poliuretanos/verniz (69)	165
7	1,4	09°32.11'S 82°34.58'E	857	15	PS (5)	11

Diferente de outros estudos, onde apenas uma porcentagem da amostra em suspensão ou uma pequena área de amostra filtrada foi analisada (9, 10), o protocolo de digestão e imagens no LDIR de uma grande lâmina de microscópio permitiram a análise de cada amostra por inteiro. Esta técnica de medição reduziu a incerteza introduzida por qualquer extrapolação.

Como apresentado na Figura 8, é importante usar a análise espectroscópica de partículas e não apenas a identificação visual, pois as partículas sintéticas naturais e incolores costumam ter uma aparência semelhante (mesmo para esferas).

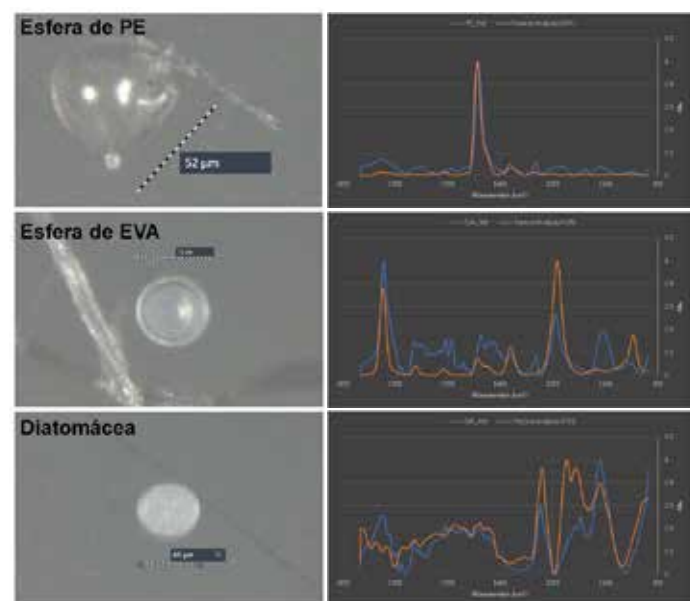


Figura 8. Imagens visuais (esquerda) e espectros de IV (em comparação com o espectro da biblioteca com melhor correspondência) de duas esferas de microplástico (PE e EVA). A imagem inferior mostra uma diatomácea identificada pela análise LDIR nas amostras.

A Figura 9 mostra um exemplo de como as partículas de microplástico podem ser ligadas a partículas naturais, como as diatomáceas. Neste caso, a função μ -ATR do LDIR foi usada para verificar o tipo de polímero (correspondência muito boa com o espectro da biblioteca). Também foi possível posicionar o cristal diretamente na partícula presa à diatomácea para verificar o resultado da análise automatizada.

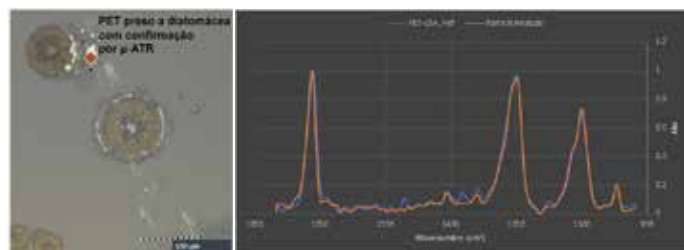


Figura 9. Imagens visuais (à esquerda) e espectro μ -ATR-IR (em comparação com o espectro da biblioteca de melhor correspondência) de uma partícula PET (indicada pelo marcador laranja), ligada a uma diatomácea.

Com base em um fator de alongamento (razão de aspecto) de 3 (11), a maioria dos microplásticos foram identificados como fragmentos e não microfibras. O reconhecimento de fibras é bastante desafiador, especialmente para abordagens baseadas em imagens de ponto único, mas as imagens no LDIR podem identificar fibras com facilidade (conforme apresentado na Figura 6) em amostras ambientais.

Há um consenso científico sobre o problema da contaminação da medição devido às fibras aéreas (12). Consequentemente, o uso estrito de bancadas limpas pode explicar a menor presença de microfibras em comparação com outros estudos.



Figura 10. Imagem visual de um agregado de fibras de celulose e partículas naturais registrada por LDIR.

Para analisar as fibras emaranhadas (para os polímeros incluídos), bem como os agregados de partículas (Figura 10), o pico único manual (Figura 11) ou funções de imagem hiperespectral do LDIR foram aplicadas.

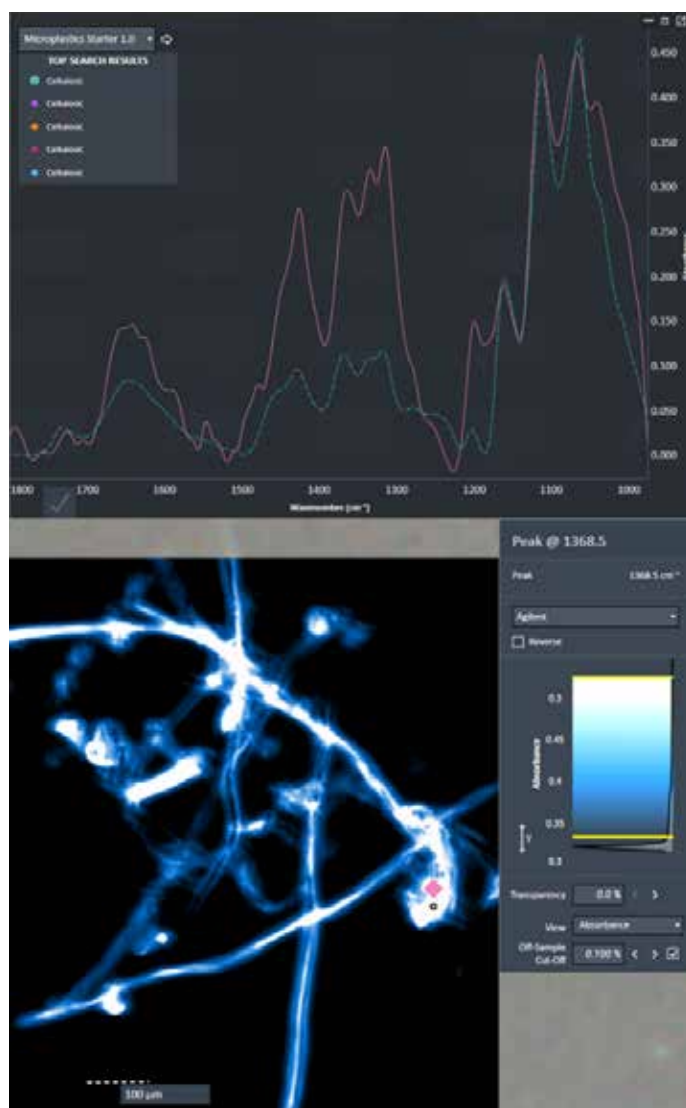


Figura 11. Imagem de pico único de IV em $\tilde{\nu} = 1368,5 \text{ cm}^{-1}$ (inferior a direita) e espectro de IV (superior) do agregado das fibras de celulose e partículas naturais mostradas na Figura 10.

A análise de múltiplos picos, em conjunto com o μ -ATR, provou ser valiosa para partículas contendo áreas com grande ocupação por biofilmes. A Figura 12, por exemplo, mostra uma grande partícula de poliuretano (PU) que exibe áreas com espectros de IV celulosícos claros e bons espectros de PU e acrilato. Ambos foram confirmados por transfecção manual e análise por μ -ATR. O LDIR permite uma boa diferenciação espacial entre esses diferentes domínios de agregados ambientais, mas também é útil no que diz respeito a partículas provenientes de misturas de polímeros e compostos. Os múltiplos picos podem ajudar a identificar os diferentes componentes dessas misturas em microplásticos ambientais.

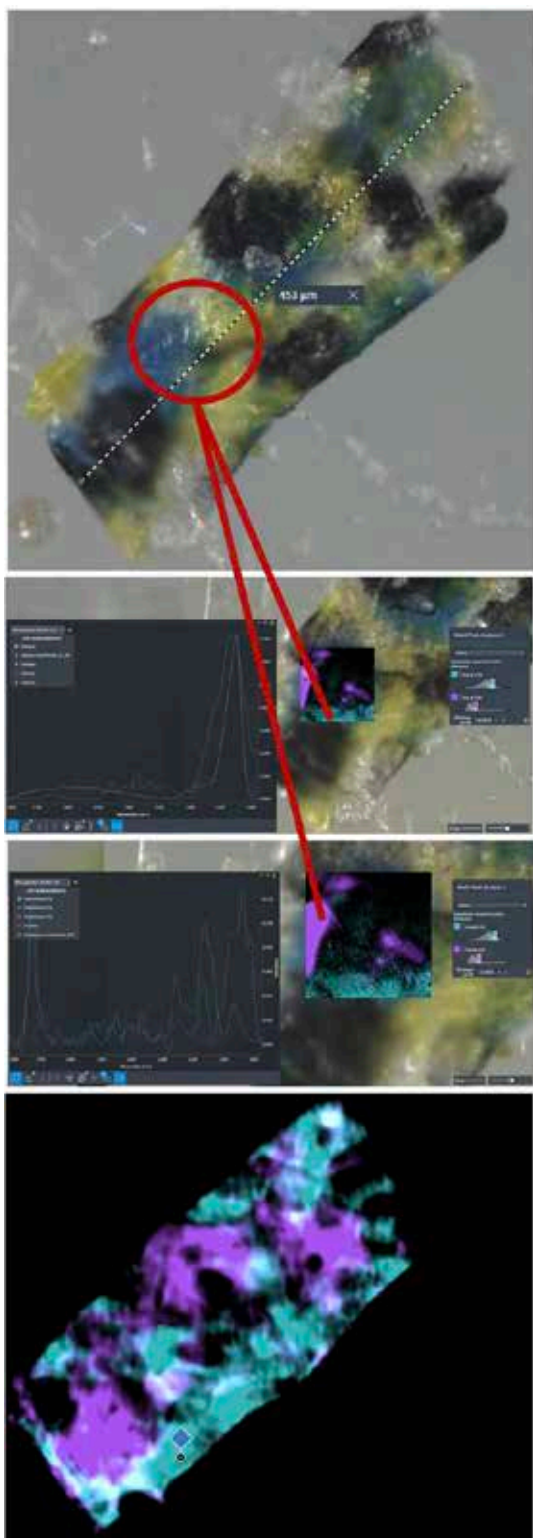


Figura 12. Presumivelmente, partícula de PU com grande presença de biofilme (superior) analisada por imagens de múltiplos picos (inferior) mostrando forte absorção em $\tilde{\nu} = 1045 \text{ cm}^{-1}$ e $\tilde{\nu} = 1730 \text{ cm}^{-1}$ (meio). Os domínios violeta mostram boa correspondência com os espectros de referência celulósicos (segunda imagem), enquanto os domínios turquesa correspondem aos espectros de PU e acrilato (terceira imagem).

Comparação com outros estudos de microplásticos

Mesmo que a comparação entre estudos seja dificultada por aplicações de diferentes métodos (amostragem e detecção), as concentrações relatadas (10 a 226 MPs m^{-3}) estão bem alinhadas com outros estudos baseados em FTIR ou microespectroscopia Raman. Lorenz *et al.* (2019) encontraram entre $0,1$ e $245,4$ partículas de microplástico m^{-3} em amostras de rede de manta ao sul do Mar do Norte (água de superfície) (9). Enders *et al.* (2015) detectaram entre 13 e 501 MPs m^{-3} em amostras retiradas com um dispositivo de filtração fracionada no oceano Atlântico (3 m abaixo da linha de água) (13). De acordo com dados de modelagem e monitoramento, as concentrações de microplásticos na água de superfície podem ser até 30 vezes maiores em comparação as colunas de água (14–16). Portanto, é provável que a área amostrada exiba uma contaminação por partículas de plástico comparativamente alta, com altas concentrações na superfície do mar.

Os tipos de polímero detectados no estudo parecem apoiar essa hipótese. O 2° (PET), o 3° (PE-Cl) e o 4° (PVC) entre os polímeros mais abundantes encontrados neste estudo têm densidades típicas que excedem a densidade da água do mar (os primeiros acrilatos/poliuretanos/vernizes mais abundantes podem ter uma densidade de propagação maior). É notável que os polímeros de menor densidade PE e PP ($\sim 50\%$ do volume de produção) constituem apenas $5,2\%$ dos microplásticos encontrados cada um. Esses polímeros permanecem na superfície até que a bioincrustação leve ao afundamento e assim sejam transportados para o fundo do mar. No entanto, esta hipótese deve ser comprovada no futuro por amostragem em diferentes profundidades (perfil de profundidade).

Conclusão

As imagens no LDIR foram usadas com sucesso para detecção e caracterização de partículas e fibras de microplástico em amostras de alto volume de água marinha. Os resultados indicaram contaminação por microplástico comparativamente alta.

Os resultados do fluxo de trabalho automatizado foram completamente verificados por inspeção visual, por pelo menos 5 medições de IV de transfecção manual e parcialmente por análise de IR via μ -ATR. Para a fração $>300 \mu\text{m}$, uma boa correspondência foi alcançada entre as imagens no LDIR, usando um banco de dados espectral de microplásticos bem estabelecido, e a análise de ATR-FTIR convencional. A extensão do banco de dados com espectros de matrizes típicas ajudou a aumentar ainda mais a precisão do fluxo de trabalho.

Devido à eficiência de tempo e alto grau de automatização, a técnica tem um grande potencial para se tornar o método microespectroscópico de escolha, por exemplo, durante estudos de microplásticos em grande escala ou para atividades de monitoramento, que requerem fornecimento rápido de dados.

Referências

1. Geyer, R., J.R. Jambeck, e K.L. Law, *Production, use, and fate of all plastics ever made*. Science Advances, **2017**, 3(7): p. e1700782.
2. Jambeck, J.R., R. Geyer, C. Wilcox, T.R. Siegler, M. Perryman, A. Andrady, R. Narayan, e K.L. Law, *Plastic waste inputs from land into the ocean*. Science, **2015**, 347(6223): p. 768.
3. Eriksen, M., L. Lebreton, H. Carson, M. Thiel, C. Moore, J. Borerro, F. Galgani, P. Ryan, e J. Reisser, *Plastic Pollution in the World's Oceans: More than 5 Trillion Plastic Pieces Weighing over 250,000 Tons Afloat at Sea*. PLoS ONE, **2014**, 9.
4. Ivleva, N.P., A.C. Wiesheu, e R. Niessner, *Microplastic in Aquatic Ecosystems*. Angewandte Chemie International Edition, **2017**, 56(7): p. 1720-1739.
5. Koelmans, A., M. Kooi, K. Law, e E. Seville, *All is not lost: Deriving a top-down mass budget of plastic at sea*. Environmental Research Letters, **2017**, 12.
6. Song, Y.K., S.H. Hong, M. Jang, G.M. Han, S.W. Jung, e W.J. Shim, *Combined Effects of UV Exposure Duration and Mechanical Abrasion on Microplastic Fragmentation by Polymer Type*. Environmental Science & Technology, **2017**, 51(8): p. 4368-4376.
7. Hildebrandt, L., N. Voigt, T. Zimmermann, A. Reese, e D. Proefrock, *Evaluation of continuous flow centrifugation as an alternative technique to sample microplastic from water bodies*. Marine Environmental Research, **2019**, 151: p. 104768.
8. Domogalla-Urbansky, J., P.M. Anger, H. Ferling, F. Rager, A.C. Wiesheu, R. Niessner, N.P. Ivleva, e J. Schwaiger, *Raman microspectroscopic identification of microplastic particles in freshwater bivalves (Unio pictorum) exposed to sewage treatment plant effluents under different exposure scenarios*. Environ Sci Pollut Res Int, **2019**, 26(2): p. 2007-2012.
9. Lorenz, C., L. Roscher, M.S. Meyer, L. Hildebrandt, J. Prume, M.G.J. Löder, S. Primpke, e G. Gerds, *Spatial distribution of microplastics in sediments and surface waters of the southern North Sea*. Environmental Pollution, **2019**, 252: p. 1719-1729.
10. Domogalla-Urbansky, J., P.M. Anger, H. Ferling, F. Rager, A.C. Wiesheu, R. Niessner, N.P. Ivleva, e J. Schwaiger, *Raman microspectroscopic identification of microplastic particles in freshwater bivalves (Unio pictorum) exposed to sewage treatment plant effluents under different exposure scenarios*. Environmental Science and Pollution Research, **2019**, 26(2): p. 2007-2012.
11. Cole, M., *A novel method for preparing microplastic fibers*. Scientific Reports, **2016**, 6(1): p. 34519.
12. Prata, J.C., J.L. Castro, J.P. da Costa, A.C. Duarte, T. Rocha-Santos, e M. Cerqueira, *The importance of contamination control in airborne fibers and microplastic sampling: Experiences from indoor and outdoor air sampling in Aveiro, Portugal*. Marine Pollution Bulletin, **2020**, 159: p. 111522.
13. Enders, K., R. Lenz, C.A. Stedmon, e T.G. Nielsen, *Abundance, size and polymer composition of marine microplastics $\geq 10\mu\text{m}$ in the Atlantic Ocean and their modelled vertical distribution*. Marine Pollution Bulletin, **2015**, 100(1): p. 70-81.
14. Kooi, M., J. Reisser, B. Slat, F.F. Ferrari, M.S. Schmid, S. Cunsolo, R. Brambini, K. Noble, L.-A. Sirks, T.E.W. Linders, R.I. Schoeneich-Argent, e A.A. Koelmans, *The effect of particle properties on the depth profile of buoyant plastics in the ocean*. Scientific Reports, **2016**, 6(1): p. 33882.
15. Brunner, K., T. Kukulka, G. Proskurowski, e K.L. Law, *Passive buoyant tracers in the ocean surface boundary layer: 2. Observations and simulations of microplastic marine debris*. Journal of Geophysical Research: Oceans, **2015**, 120(11): p. 7559-7573.
16. Lenaker, P.L., A.K. Baldwin, S.R. Corsi, S.A. Mason, P.C. Reneau, e J.W. Scott, *Vertical Distribution of Microplastics in the Water Column and Surficial Sediment from the Milwaukee River Basin to Lake Michigan*. Environmental Science & Technology, **2019**, 53(21): p. 12227-12237.

Mais informações

Esta aplicação contém parte de um trabalho em andamento que compreende o desenvolvimento de métodos e um grande conjunto de dados, que estão planejados para serem publicados em periódicos científicos revisados por especialistas.

www.agilent.com/chem

DE.6083912037

Estas informações estão sujeitas a alterações sem aviso prévio.

© Agilent Technologies, Inc. 2020
Impresso nos USA, 12 de outubro de 2020
5994-2421PTBR