

Análisis rápido y automatizado de microplásticos mediante adquisición de imágenes químicas por microscopía infrarroja directa por láser (LDIR)

Caracterización y cuantificación de microplásticos en muestras de agua de entornos marinos



Autores

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

¹Institute of Coastal Research,
Helmholtz-Zentrum
Geesthacht (Alemania)

²Agilent Technologies

Introducción

Se calcula que más del 75 % de los 8.300 millones de toneladas métricas de plástico que se han producido en los últimos 65 años han acabado convertidas en residuos (1). Unos 13 millones de toneladas métricas de estos residuos terminan cada año llegando al océano (2), y las estimaciones más recientes afirman que hay más de 5,25 billones de partículas de plástico flotando en los océanos del planeta (3).

Los científicos han demostrado la alarmante ubicuidad y perdurabilidad medioambiental de las partículas de plástico en los ecosistemas acuáticos (4). Los modelos estiman que alrededor del 14 % de los restos de plástico de la capa superficial de los océanos se pueden clasificar en la categoría de los denominados microplásticos: partículas con un tamaño de entre 1 μm y 5 mm (5). Estas partículas, que son ingeribles y tienen efectos potencialmente nocivos, se forman debido a la degradación mecánica, biológica o causada por la radiación UV de restos más grandes (6). Para verificar las estimaciones y cumplir con los requisitos de la normativa (como la ley 1422 del Senado de California) y las directivas (como la Directiva 2008/56/CE, o DMEM) en vigor, es necesario contar con técnicas y flujos de trabajo analíticos que sean precisos, rápidos y sólidos.

Las técnicas adecuadas deberían ser capaces de determinar el tamaño, la forma y el tipo de polímero de estas partículas de microplásticos y facilitar una cuantificación rápida de cada uno de los tipos. La actual falta de armonización y procedimientos operativos estandarizados (SOP) ha hecho que en muchos estudios se haya tenido que recurrir a la identificación visual o al análisis de las partículas mediante espectroscopia infrarroja por transformada de Fourier (FTIR) o Raman. Estas técnicas son muy laboriosas y suelen ser susceptibles a la introducción de sesgos en función del usuario. En este documento se presenta un innovador flujo de trabajo analítico para microplásticos mediante adquisición de imágenes químicas por microscopía infrarroja directa por láser.

Experimento

La falta de procedimientos operativos estandarizados para la preparación y el análisis de muestras de microplásticos ha dado lugar a la aplicación de numerosos métodos susceptibles a la contaminación, que requieren mucho tiempo o que solo permiten procesar pequeños volúmenes de agua que no son representativos (7). En este estudio se han desarrollado y aplicado procedimientos que abarcan todas las fases de la cadena analítica, como la toma de muestras, la digestión de la matriz y el análisis microespectroscópico mediante LDIR. Se aplicaron rigurosos controles de deposiciones y medidas de prevención para evitar la contaminación. La cuantificación de la contaminación residual se realizó con la ayuda de blancos en los procedimientos. Todo el trabajo de laboratorio se llevó a cabo en estaciones descontaminadas (cabinas de flujo laminar), tanto en el propio laboratorio como en el barco de investigación. La eficacia de filtración de aire de las estaciones fue del 99,995 % en partículas de tamaño superior a 0,1 micras (según la norma EN 1822-1). Además, se utilizaron purificadores de aire Dustbox¹ en todos los laboratorios para filtrar el aire.

Muestreo

Las muestras se recogieron en el océano Índico durante la travesía del Sonne 270 (2019) entre Hong Kong y Port Louis (figura 1). La zona muestreada abarcaba una gran superficie oceánica, que se extendía desde una región al oeste de la isla indonesia de Sumatra hasta una zona al este de Madagascar.



Figura 1. Ubicación de las estaciones de muestreo en una sección transversal del océano Índico.

¹www.dustbox.de

El muestreo se realizó mediante el fraccionador de microplásticos inerte Geesthacht (GIMPF), que se muestra en la figura 2, para filtrar volúmenes elevados de materia particulada en suspensión (SPM, $10 \mu\text{m} \leq d_{\text{SPM}}$) del agua del océano. El doble canal del GIMPF permitió el fraccionamiento de las SPM (mediante dos mallas de diferente tamaño para los filtros de cartucho de acero inoxidable) en las categorías de tamaño $> 300 \mu\text{m}$ y $10 \mu\text{m} \leq d \leq 300 \mu\text{m}$. El sistema de flujo continuo se alimentó con agua de mar de la **moon pool** a 6 metros por debajo del nivel del mar. Todo el sistema de muestreo se diseñó con piezas de acero inoxidable (AISI 316L) y se montó en una placa de aluminio. Todos los sellos contaban con recubrimiento de PFA para minimizar el riesgo de contaminación asociado al sistema de muestreo. Después de tomar muestras en cada una de las ubicaciones, el sistema se lavó por retroflujo con un filtro de $2 \mu\text{m}$ situado en la parte trasera del GIMPF. Se muestrearon un total de 61 m^3 . Desde los filtros de cartucho, las muestras pasaban por un filtro de vacío a membranas de PTFE y PC (con un tamaño de poro de $5 \mu\text{m}$) y se almacenaban en botellas de vidrio ámbar.



Figura 2. Partes delantera y trasera del fraccionador de microplásticos inerte Geesthacht (GIMPF).

Preparación de muestras y validación del método

Todo el material de vidrio se lavó tres veces con agua Milli Q y etanol prefiltrado al 30 % antes de utilizarlo. A fin de eliminar toda interferencia de los componentes orgánicos e inorgánicos existentes de forma natural en la matriz, se llevó a cabo un protocolo de digestión enzimática y oxidativa para la fracción de partículas de tamaño $10 \mu\text{m} \leq d \leq 300 \mu\text{m}$. Como breve resumen, las muestras se trataron con proteinasa K y H_2O_2 junto con un catalizador Fe^{2+} y quitinasa (figura 3); después, se llevó a cabo una separación por densidad con una solución de ZnCl_2 ($\rho = 1,7 \text{ g}\cdot\text{ml}^{-1}$).

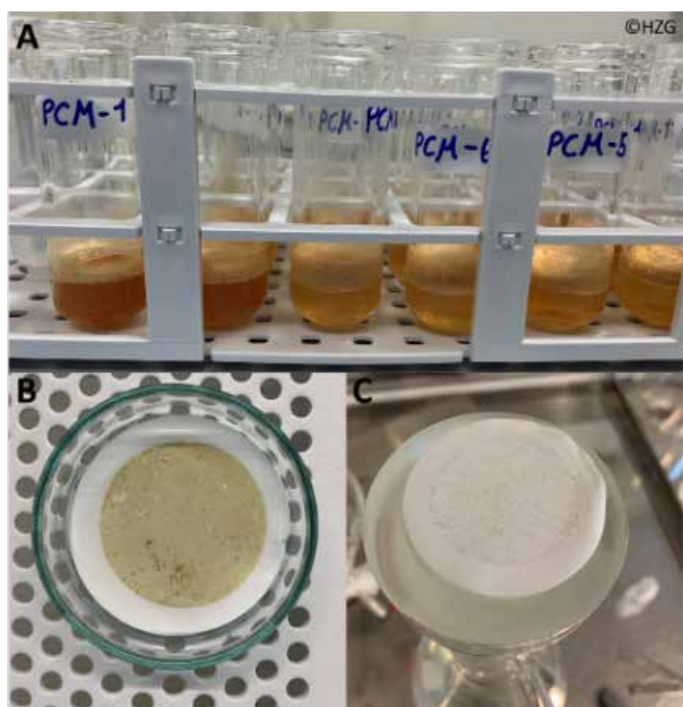


Figura 3. Digestión enzimática y oxidativa. **A:** Descomposición catalítica de los restos de H_2O_2 mediante Fe^{2+} . **B:** Muestra antes de la digestión de la matriz (en una membrana de PTFE). **C:** Muestra tras la digestión de la matriz.

Instrumentos

Para identificar y cuantificar los microplásticos que contenían las muestras se utilizó un sistema de adquisición de imágenes químicas con LDIR Agilent 8700. El sistema LDIR, cuyo nombre proviene de las siglas en inglés de su modo de funcionamiento (adquisición de imágenes mediante microscopía infrarroja directa por láser), emplea como fuente un láser de cascada cuántica (QCL). El QCL es un láser de semiconductor en el que los electrones pasan por una serie de pocillos cuánticos y emiten luz, lo que permite una sintonización rápida en el rango de número de onda (λ^{-1}); en este caso, de 1.800 cm^{-1} a 975 cm^{-1} . Si se combina con un detector de telururo de mercurio y cadmio (MCT) de un solo punto (refrigerado de forma termométrica) y un sistema óptico de barrido rápido, surgen dos modos de funcionamiento muy útiles. En el primero de ellos, el sistema LDIR selecciona una sola longitud de onda y hace un barrido a través del objetivo mientras se mueve sobre la muestra a gran velocidad. En el segundo modo, el objetivo permanece fijo en un único punto mientras el QCL hace un barrido de todo el rango, obteniendo un espectro completo en menos de un segundo.

En el flujo de trabajo de análisis de microplásticos se emplearon ambos modos. Primero, se utilizó el modo de barrido para barrer rápidamente la superficie de la muestra para un solo número de onda. La imagen IR resultante se usó para localizar las partículas en la muestra y describir su tamaño y forma. Una vez localizadas, el sistema LDIR se desplazó de forma inmediata y automática hasta cada partícula y adquirió un espectro

completo del rango abarcado. Tras obtener el espectro de una partícula, este se comparó, inmediatamente y en tiempo real, con una biblioteca de espectros de microplásticos. Se determinó y notificó la coincidencia más similar al espectro para cada partícula. La biblioteca se creó a partir de fuentes contrastadas e incorporó un conjunto de espectros relevante para el análisis de microplásticos en muestras derivadas de agua marina.

El instrumento empleó una cámara de campo de visualización amplio para obtener una panorámica completa de la muestra y un objetivo microscópico para capturar imágenes con un gran aumento según fuera necesario. El análisis completamente automatizado de 800 partículas y la comparación de los espectros adquiridos con la base de datos se llevaron a cabo en alrededor de 1 hora.

Análisis de muestras

Las muestras purificadas ($< 300\text{ }\mu\text{m}$) se suspendieron en etanol al 50 % y se depositaron en portaobjetos de vidrio reflectantes de infrarrojos ($7,5 \times 2,5\text{ cm}$; MirriR, Kevley Technologies). Los portaobjetos de vidrio se analizaron en transflexión con un sistema de adquisición de imágenes LDIR (QCL) automatizado (LDIR 8700; Agilent Technologies). Para el análisis se empleó el protocolo automatizado de análisis de partículas del software Agilent Clarity (versión 1.1.2) que permite manejar el sistema LDIR. Se configuró el nivel máximo de sensibilidad y una resolución espectral de 8 cm^{-1} . Se analizaron partículas en el rango de tamaño de 20 a $5.000\text{ }\mu\text{m}$; no obstante, este rango se puede reducir hasta llegar a $10\text{ }\mu\text{m}$ en el modo automatizado.

El flujo de trabajo automatizado del software Agilent Clarity adquiere los espectros IR de cada partícula y lleva a cabo en tiempo real la comparación con la base de datos de espectros (> 420 espectros de referencia) y el procesamiento de datos. Los datos estadísticos y los umbrales de asignación positiva se adaptaron en función del análisis. Una vez ejecutado el flujo de trabajo automatizado, los resultados se comprobaron manualmente en el modo de transflexión y, en parte, mediante la función μ -ATR del sistema LDIR.

Las partículas y las fibras susceptibles de ser microplásticos con un valor de $d > 300\text{ }\mu\text{m}$ se analizaron mediante espectroscopia ATR-FTIR (con un diamante o un cristal de germanio) y también mediante el sistema LDIR, usando para ello el modo de transflexión y la unidad μ -ATR. Los espectros ATR-FTIR se compararon con la base de datos siMPle (<https://simple-plastics.eu>). No obstante, la fracción $> 300\text{ }\mu\text{m}$ no se comentará de forma detallada en esta nota.

Validación del método

Actualmente no existen materiales de referencia certificados de microplásticos disponibles en el mercado. Por lo tanto, la validación se llevó a cabo usando partículas de referencia internas de PE, PET, PP y PVDC ($20\text{--}500\text{ }\mu\text{m}$) (7). Más del 95 % de las partículas se identificaron correctamente mediante el flujo de trabajo descrito anteriormente. También se analizó un material de referencia certificado coincidente con la matriz (plancton, BCR-414, JRC) (figura 4). Ambos análisis sirvieron para ampliar la biblioteca de espectros del sistema LDIR 8700, a la que se incorporaron espectros IR de partículas naturales y antropogénicas.

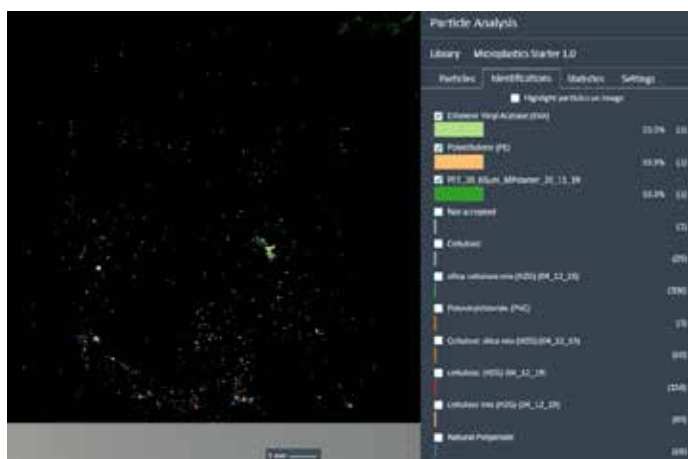


Figura 4. Imagen IR con color falso y datos estadísticos del tipo de polímero del material de referencia certificado de plancton (BCR-414), obtenidos con el flujo de trabajo de análisis automatizado por LDIR.

Resultados y comentarios

Las concentraciones de microplásticos (> 20 µm) en las ubicaciones de muestreo 1-7 oscilaron entre las 10 y las 226 partículas/fibras por m³ (tabla 1). En las siete muestras se identificaron 30.471 partículas naturales, 635 partículas sintéticas y 14 grupos de polímeros diferentes. Los grupos de polímeros más abundantes fueron los siguientes: acrilatos/poliuretanos/barnices (39,2 %), PET (26,0 %), PE CI (7,1 %), PVC (6,0 %), PE (5,2 %), PP (5,2 %) y goma (4,3 %). El 94,9 % de las partículas/fibras de microplásticos tenían un diámetro < 100 µm (figura 5).

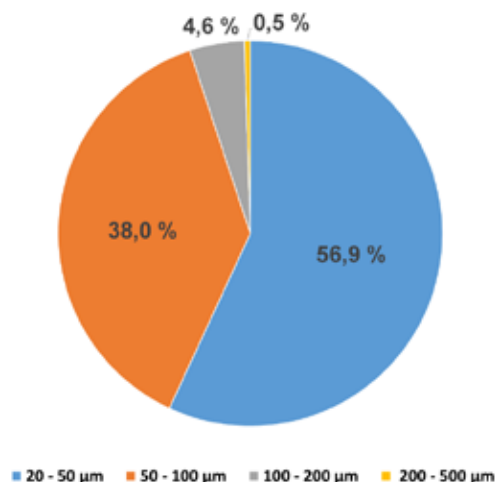


Figura 5. Porcentajes de las distintas clases de tamaños de las partículas/fibras de microplásticos identificadas.

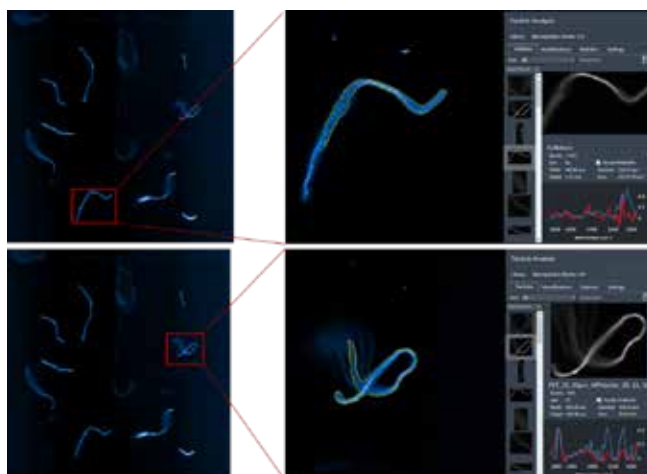


Figura 6. Estas fibras, de un tamaño > 300 µm, se identificaron como celulosas (imagen superior; contenido con tinción de índigo confirmado mediante análisis por espectroscopia Raman), PET (imagen inferior) y PP (no se muestra en la imagen). En el caso de estas fibras, hubo coincidencia al 100 % entre la espectroscopia ATR-FTIR y la adquisición de imágenes mediante LDIR.

Incluso después de una eliminación de matriz prácticamente completa, el 97,4 % de las partículas identificadas tenían origen natural (espectros IR de celulosa, sílice, carbón, quitina y poliamida natural), mientras que solo un 2,6 % se clasificaron como tipos de polímeros sintéticos (figura 7). Domogalla-Urbansky *et al.* (2018) han descrito proporciones en un rango de 1:100 a 1:1.000 entre las partículas de microplásticos y las naturales (también tras la preparación de muestras) (8).

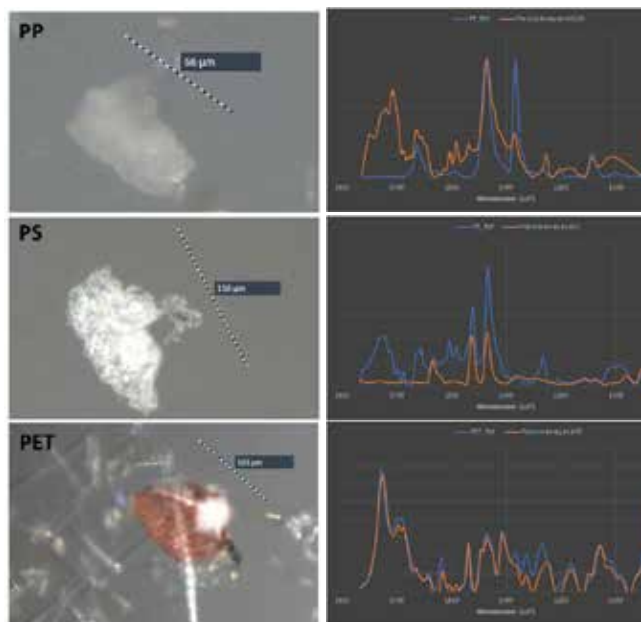


Figura 7. Distintos tipos de microplásticos detectados en muestras de agua (< 300 µm) recogidas en el océano Índico. Los espectros del polipropileno (arriba) y el poliestireno (en medio) se registraron manualmente, mientras que el espectro del poliétilentereftalato (abajo) proviene del análisis automatizado.

Tabla 1. Volumen filtrado, ubicación del punto de muestreo y cantidad de microplásticos detectados en cada muestra. También se enumeran los tipos de polímeros más abundantes.

Estación	Volumen de muestra [m³]	Coordenadas	Cantidad de partículas/fibras	Cantidad de partículas/fibras de microplásticos (PM)	Tipos de microplásticos más abundantes (n.º)	Concentración de microplásticos [PM/m³]
1	2,3	07°17.86'S, 97°45.85'E	3.150	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	2.112	67	PP (22)	62
4	1,3	08°20.93'S 90°38.76'E	16.687	293	Acrilatos/poliuretanos/ barnices (116)	226
5	1,3	08°55.25'S 86°45.32'E	2.938	109	PET (40)	86
6	1,4	09°06.639'S 85°27.92'E	5.110	239	Acrilatos/poliuretanos/ barnices (69)	165
7	1,4	09°32.11'S 82°34.58'E	857	15	PS (5)	11

A diferencia de otros estudios en los que se analiza tan solo un porcentaje de suspensión de la muestra o una pequeña cantidad de la muestra filtrada (9, 10), el protocolo de digestión y la adquisición de imágenes mediante LDIR de un portaobjetos grande de microscopio permitieron el análisis completo de cada muestra. La técnica de medida redujo la incertidumbre que provoca cualquier extrapolación.

Tal y como muestra la figura 8, es importante emplear el análisis de partículas por espectroscopia y no solo la identificación visual, dado que las partículas naturales y las partículas sintéticas incoloras suelen tener un aspecto similar (incluso en el caso de las bolas).

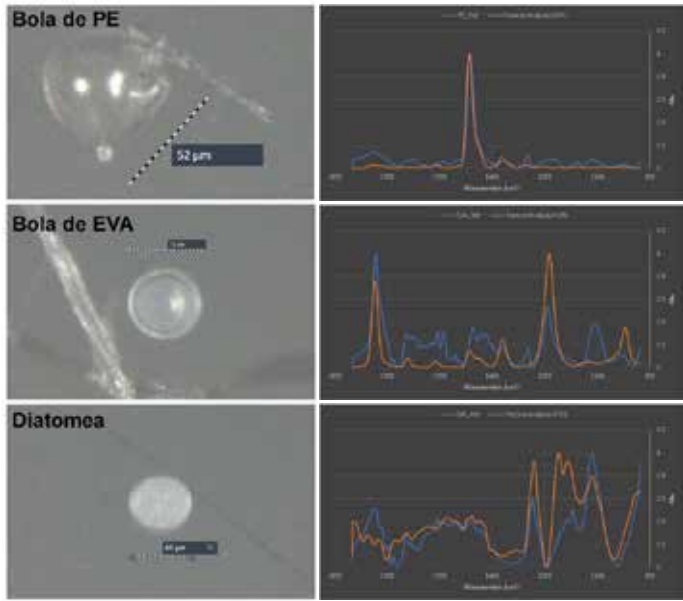


Figura 8. Imágenes (a la izquierda) y espectros IR (comparado con el espectro con mayor grado de coincidencia de la biblioteca) de dos bolas de microplásticos (PE y EVA). La imagen inferior muestra una diatomea identificada mediante el análisis por LDIR de las muestras.

La figura 9 muestra un ejemplo de cómo pueden fijarse las partículas de microplásticos a partículas naturales, como las diatomeas. En este caso, se usó la función μ -ATR del sistema LDIR para verificar el tipo de polímero (la coincidencia con el espectro de la biblioteca fue excelente). Incluso se pudo colocar el cristal directamente en la partícula fijada a la diatomea para realizar una verificación cruzada del resultado del análisis automatizado.

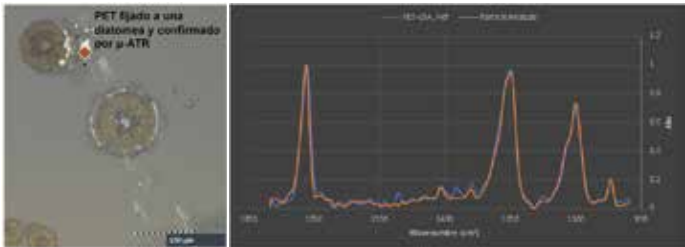


Figura 9. Imágenes (a la izquierda) y espectro μ -ATR-IR (comparado con el espectro con mayor grado de coincidencia de la biblioteca) de una partícula de PET (señalada con la marca naranja) fijada a una diatomea.

En función de un factor de elongación (relación de aspecto) de 3 (11), la mayoría de los microplásticos se identificaron como fragmentos, y no como microfibras. El reconocimiento de fibras supone todo un reto, sobre todo para métodos basados en la adquisición de imágenes en un solo punto; sin embargo, la adquisición de imágenes mediante LDIR puede identificar fácilmente las fibras en muestras medioambientales, tal y como muestra la figura 6.

Existe un consenso científico en cuanto al problema de la medida de contaminación provocada por las fibras suspendidas en el aire (12). Por lo tanto, es posible que el uso riguroso de estaciones descontaminadas explique la existencia de una menor proporción de microfibras en comparación con otros estudios.



Figura 10. Imagen de una agregación de fibras de celulosa y partículas naturales registrada mediante LDIR.

Para analizar las fibras enredadas (a fin de detectar los polímeros incluidos en ellas) y las agregaciones de partículas (figura 10), se aplicaron las funciones de pico único manual (figura 11) o adquisición de imágenes hiperespectrales del sistema LDIR.

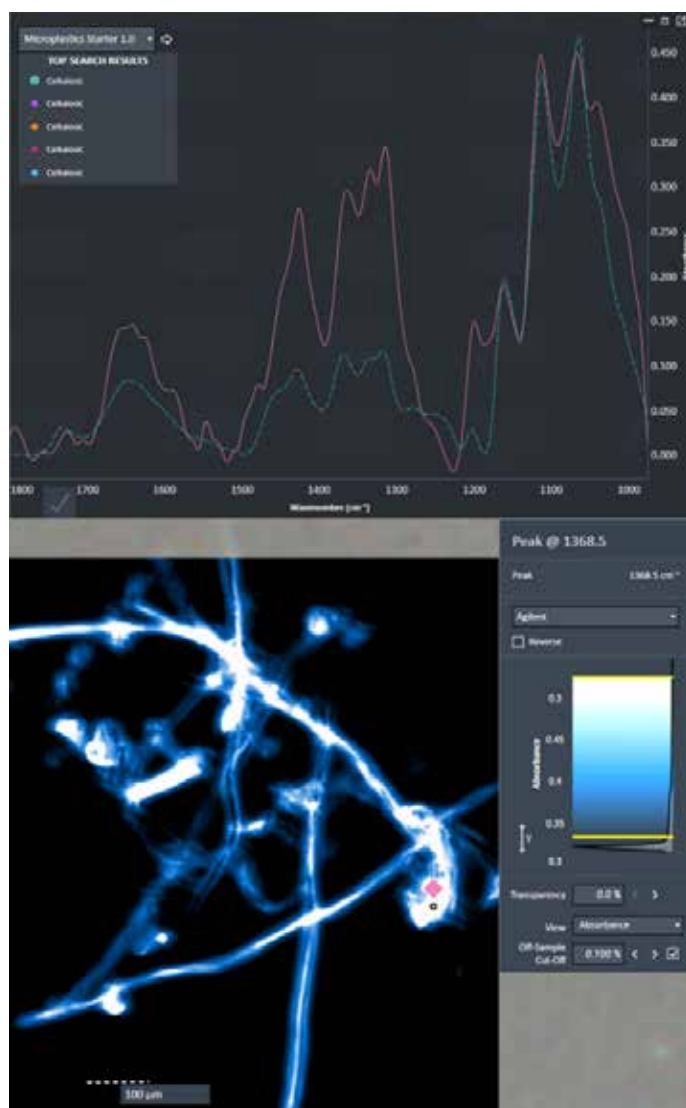


Figura 11. Imagen de pico único IR a $\tilde{\nu} = 1,368,5 \text{ cm}^{-1}$ (abajo a la derecha) y espectro IR (arriba) de la agregación de fibras de celulosa y partículas naturales que muestra la figura 10.

Los análisis con varios picos, junto con la función μ -ATR, demostraron ser muy útiles en el caso de las partículas que contenían regiones pobladas de biopelícula. En la figura 12, por ejemplo, se muestra una partícula grande de poliuretano (PU) que presenta regiones con un espectro IR nítido de celulosa y espectros correctos de PU y acrilato. Ambos se confirmaron mediante transflexión manual y análisis con la función μ -ATR. El sistema LDIR posibilita una diferenciación espacial adecuada entre los diferentes dominios de las agregaciones medioambientales, pero también es de gran utilidad para partículas formadas por mezclas de polímeros y materiales compuestos. El uso de varios picos contribuye a la identificación de los diferentes componentes de estas mezclas en microplásticos medioambientales.

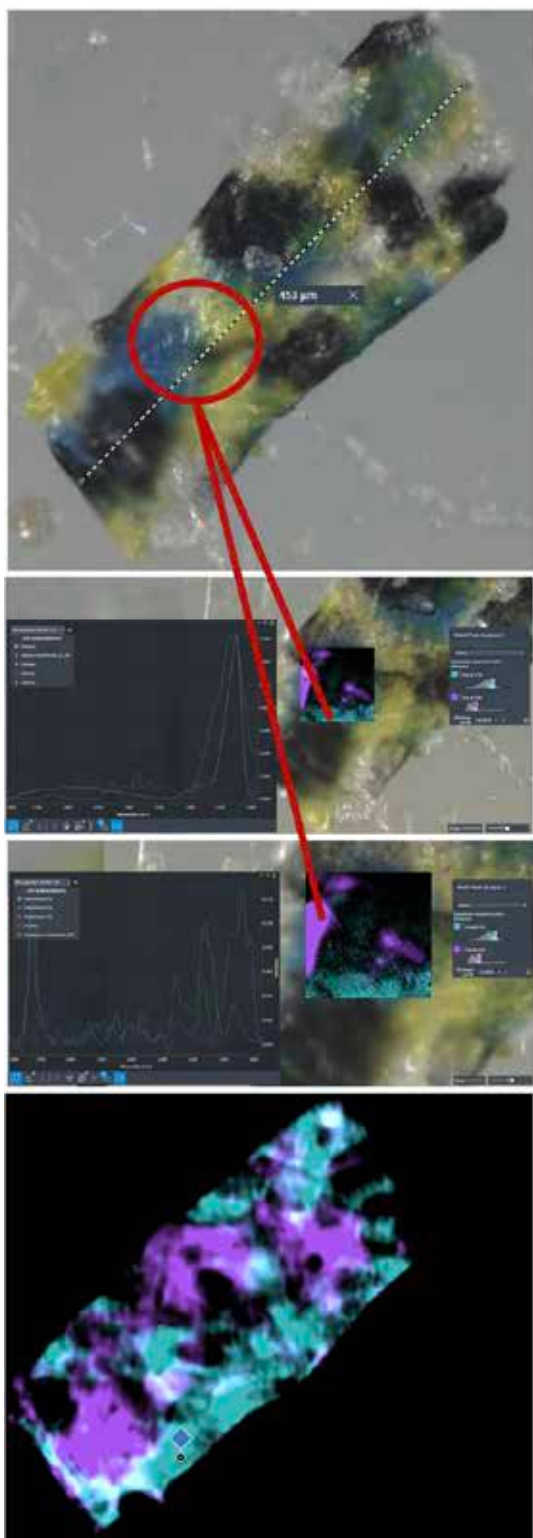


Figura 12. Supuesta partícula de PU poblada de biopelícula (arriba) y analizada mediante una imagen con varios picos (abajo) que presenta una gran absorción a $\tilde{\nu} = 1.045 \text{ cm}^{-1}$ y a $\tilde{\nu} = 1.730 \text{ cm}^{-1}$ (centro). Los dominios morados indican una alta concordancia con el espectro de referencia de la celulosa (segunda imagen), mientras que los dominios turquesa corresponden al espectro de PU y acrilato (tercera imagen).

Comparación con otros estudios de microplásticos

A pesar de que la aplicación de diferentes métodos (de muestreo y detección) añade complejidad a la comparación entre estudios, las concentraciones registradas ($10\text{-}226 \text{ PM/m}^3$) concuerdan en gran medida con las de otros estudios realizados mediante FTIR o microespectroscopia Raman. Lorenz *et al.* (2019) descubrieron entre 0,1 y 245,4 partículas de microplásticos por m^3 en muestras tomadas con redes de manta en la parte meridional del mar del Norte (aguas superficiales) (9). Enders *et al.* (2015) detectaron entre 13 y 501 PM/m^3 en muestras tomadas mediante un dispositivo de filtración fraccionada en el océano Atlántico (3 m por debajo de la línea de agua) (13). Según los datos obtenidos a partir de modelos y de monitorización, las concentraciones de microplásticos en las aguas superficiales pueden ser treinta veces mayores en comparación con la columna de agua (14-16). Por lo tanto, es probable que la superficie muestreada presente una contaminación análogamente elevada de partículas de plástico, con altas concentraciones en la superficie del mar.

Los tipos de polímeros detectados en el estudio parecen respaldar esta hipótesis. El segundo, el tercer y el cuarto polímero más abundantes hallados en este estudio (PET, PE-Cl y PVC, respectivamente) tienen densidades típicas superiores a la del agua de mar (los plásticos más abundantes, es decir, acrilatos/poliuretanos/barnices, pueden tener valores de densidad más dispersos). Cabe destacar que los polímeros de menor densidad, es decir, el PE y el PP (que suponen aproximadamente el 50 % del volumen de producción), representan únicamente el 5,2 % de los microplásticos detectados. Estos polímeros permanecen en la superficie hasta que las bioincrustaciones los hunden y los transportan hasta el fondo marino. No obstante, esta hipótesis debe demostrarse en el futuro mediante la toma de muestras a diferentes profundidades (elaboración de perfiles de profundidad).

Conclusión

La adquisición de imágenes mediante LDIR se empleó con éxito para la detección y caracterización de partículas y fibras de microplásticos muestras de agua marina de gran volumen. Los resultados indicaron una contaminación similarmente elevada por microplásticos.

Los resultados del flujo de trabajo automatizado se sometieron a rigurosas comprobaciones mediante inspección visual, al menos cinco mediciones IR manuales en el modo de transflexión y, parcialmente, análisis $\mu\text{-ATR IR}$. En la fracción de tamaño $> 300 \mu\text{m}$, se observó una concordancia adecuada entre la adquisición de imágenes mediante LDIR con una base de datos contrastada de espectros de microplásticos y el análisis ATR-FTIR convencional. La ampliación de la base de datos con espectros de matrices típicas contribuyó a aumentar la precisión del flujo de trabajo.

Gracias a su rapidez y alto nivel de automatización, la técnica tiene un enorme potencial para convertirse en el método de referencia para la microespectroscopia; por ejemplo, en estudios de microplásticos a gran escala o en actividades de monitorización que requieran un rápido suministro de datos.

Referencias

1. Geyer, R., J. R. Jambeck y K. L. Law, *Production, use, and fate of all plastics ever made*. Science Advances, **2017**, 3(7): pág. e1700782.
2. Jambeck, J. R., R. Geyer, C. Wilcox, T. R. Siegler, M. Perryman, A. Andrady, R. Narayan y K. L. Law, *Plastic waste inputs from land into the ocean*. Science, **2015**, 347(6223): pág. 768.
3. Eriksen, M., L. Lebreton, H. Carson, M. Thiel, C. Moore, J. Borerro, F. Galgani, P. Ryan y 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 y R. Niessner, *Microplastic in Aquatic Ecosystems*. Angewandte Chemie International Edition, **2017**, 56(7): págs. 1720-1739.
5. Koelmans, A., M. Kooi, K. Law y 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 y W. J. Shim, *Combined Effects of UV Exposure Duration and Mechanical Abrasion on Microplastic Fragmentation by Polymer Type*. Environmental Science & Technology, **2017**, 51(8): págs. 4368-4376.
7. Hildebrandt, L., N. Voigt, T. Zimmermann, A. Reese y D. Proefrock, *Evaluation of continuous flow centrifugation as an alternative technique to sample microplastic from water bodies*. Marine Environmental Research, **2019**, 151: pág. 104768.
8. Domogalla-Urbansky, J., P. M. Anger, H. Ferling, F. Rager, A. C. Wiesheu, R. Niessner, N. P. Ivleva y 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): págs. 2007-2012.
9. Lorenz, C., L. Roscher, M. S. Meyer, L. Hildebrandt, J. Prume, M. G. J. Löder, S. Primpke y G. Gerdt, *Spatial distribution of microplastics in sediments and surface waters of the southern North Sea*. Environmental Pollution, **2019**, 252: págs. 1719-1729.
10. Domogalla-Urbansky, J., P. M. Anger, H. Ferling, F. Rager, A. C. Wiesheu, R. Niessner, N. P. Ivleva y 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): págs. 2007-2012.
11. Cole, M., *A novel method for preparing microplastic fibers*. Scientific Reports, **2016**, 6(1): pág. 34519.
12. Prata, J. C., J. L. Castro, J. P. da Costa, A. C. Duarte, T. Rocha-Santos y 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: pág. 111522.
13. Enders, K., R. Lenz, C. A. Stedmon y 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): págs. 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 y A. A. Koelmans, *The effect of particle properties on the depth profile of buoyant plastics in the ocean*. Scientific Reports, **2016**, 6(1): pág. 33882.
15. Brunner, K., T. Kukulka, G. Proskurowski y 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): págs. 7559-7573.
16. Lenaker, P. L., A. K. Baldwin, S. R. Corsi, S. A. Mason, P. C. Reneau y 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): págs. 12227-12237.

Información adicional

Esta aplicación incluye una cierta proporción de trabajos en curso que comprenden el desarrollo del método y un conjunto de datos muy amplio, cuya publicación está prevista en una revista científica revisada por expertos.

www.agilent.com/chem

DE.6083912037

Esta información está sujeta a cambios sin previo aviso.

© Agilent Technologies, Inc. 2020
Impreso en EE. UU., 12 de octubre de 2020
5994-2421ES