

Analisi automatizzata e rapida di microplastiche mediante Laser Direct Chemical Imaging

Caratterizzazione e quantificazione di microplastiche in campioni d'acqua provenienti da ambienti marini



Autori

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

¹Istituto per le Ricerche per
l'Ambiente Costiero, Helmholtz-
Zentrum

Geesthacht, Germania

²Agilent Technologies

Introduzione

Si stima che oltre il 75% degli 8,3 miliardi di tonnellate di plastica prodotte negli ultimi 65 anni siano ora rifiuti (1). Fino a 13 milioni di tonnellate di tali rifiuti entrano ogni anno negli oceani (2); secondo recenti calcoli si stima che più di 5,25 trilioni di particelle di plastica galleggino nei nostri oceani (3).

Gli scienziati hanno dimostrato l'allarmante ubiquità e persistenza nell'ambiente di particolati di plastica negli ecosistemi acquatici (4). In base a modelli esistenti si prevede che circa il 14% dei detriti di plastica nello strato superficiale degli oceani sia classificabile come microplastiche (spesso definite come particelle di dimensioni comprese tra 1 μm e 5 mm (5)). Queste particelle ingeribili e potenzialmente pericolose sono il prodotto della degradazione meccanica, biologica o indotta da raggi UV di detriti più grandi (6). Per verificare i dati stimati e soddisfare le imminenti misure normative (come il California Senate Bill 1422) e le direttive (Direttiva quadro sulla strategia per l'ambiente marino, MSFD, 2008/56/CE) sono necessari flussi di lavoro delle analisi e tecniche accurati, tempestivi e validi.

Le tecniche adeguate a tale scopo devono determinare dimensioni, forma e tipo di polimero delle particelle di microplastiche e, per ciascun tipo, fornire una rapida quantificazione. Al momento della stesura della presente nota, una mancanza di armonizzazione e di procedure operative standard (SOP) ha portato molti studi a dover ricorrere all'identificazione visiva, alla spettroscopia infrarossa in trasformata di Fourier (FTIR) manuale o all'analisi Raman delle particelle sospette. Queste tecniche sono molto dispendiose in termini di tempo e suscettibili a bias dell'operatore. Presentiamo qui un flusso di lavoro per l'analisi di microplastiche innovativo che utilizza l'imaging laser direct infrared.

Condizioni sperimentali

La mancanza di procedure operative standard per la preparazione e l'analisi dei campioni di microplastiche ha prodotto molti metodi applicati suscettibili a contaminazione e non efficaci in termini di tempo, o che consentono l'analisi solo di bassi volumi d'acqua non rappresentativi (7). Nel presente studio sono state sviluppate e applicate procedure comprendenti tutte le fasi della catena analitica, tra cui campionamento, digestione della matrice e analisi micro-spettroscopica mediante LDIR. Sono state attuate ampie misure per prevenire contaminazioni; sono inoltre stati effettuati controlli dei depositi. Bianchi di procedura sono stati utilizzati per quantificare contaminazioni residue. Tutto il lavoro di laboratorio è stato eseguito su banchi puliti (cappe a flusso laminare) in laboratorio così come a bordo della nave da ricerca. I banchi avevano un'efficienza di filtrazione dell'aria pari a circa il 99,995% per particelle di dimensioni superiori a 0,1 micron (secondo la norma EN 1822 1). I purificatori d'aria Dustbox¹, inoltre, erano in funzione in tutti i laboratori per filtrare l'aria.

Campionamento

I campioni sono stati raccolti nell'oceano Indiano durante la spedizione Sonne 270 (2019) da Hong Kong a Port Louis (Figura 1). L'area campionata ricopriva una vasta zona dell'oceano, che si estendeva da una regione a ovest di Sumatra in Indonesia fino a un'area a est del Madagascar.



Figura 1. Il luogo di campionamento si situa lungo il transetto nell'oceano Indiano.

Il campionamento è stato eseguito usando il frazionatore di microplastiche inerti Geesthacht (GIMPF), come mostrato in Figura 2, per filtrare dall'acqua dell'oceano elevati volumi di particolato sospeso (SPM, $10 \mu\text{m} \leq d_{\text{SPM}}$). Il GIMPF a doppio canale ha permesso il frazionamento in linea di SPM (utilizzando due differenti dimensioni del mesh dei filtri a cartuccia in acciaio inossidabile) nelle due classi di dimensione $> 300 \mu\text{m}$ e $10 \mu\text{m} \leq d \leq 300 \mu\text{m}$. Il sistema flow-through è stato alimentato con acqua marina prelevata dal moon pool della nave a 6 m sotto il livello del mare. L'intero sistema di campionamento è stato costruito con parti in acciaio inossidabile (AISI-316L) e montato su una piastra in alluminio. Tutte le guarnizioni erano rivestite in PFA per ridurre al minimo il rischio di contaminazione da parte del sistema di campionamento. Dopo ogni luogo di campionamento, il sistema veniva pulito nella direzione inversa attraverso un filtro da $2 \mu\text{m}$ sul retro del GIMPF. Il totale campionato era pari a 61 m^3 . Dai filtri a cartuccia, i campioni erano filtrati sottovuoto su delle membrane in PTFE e PC (dimensione pori $5 \mu\text{m}$) e conservati in flaconi in vetro ambrato.



Figura 2. Parti anteriore e posteriore del frazionatore di microplastiche inerti Geesthacht (GIMPF).

Preparazione del campione e validazione del metodo

Tutta la vetreria era sciacquata tre volte con acqua Milli-Q ed etanolo prefiltrato (30%) prima dell'uso. Allo scopo di rimuovere costituenti naturali interferenti delle matrici organici e inorganici, la frazione con dimensione $10 \mu\text{m} \leq d \leq 300 \mu\text{m}$ era sottoposta a un protocollo di digestione enzimatica e ossidativa. Riassumendo brevemente, i campioni erano trattati con proteinasi K, H_2O_2 in combinazione con il catalizzatore Fe^{2+} e chitinasi (Figura 3) seguiti da separazione gravimetrica usando una soluzione di ZnCl_2 ($\rho = 1,7 \text{ g mL}^{-1}$).

¹www.dustbox.de

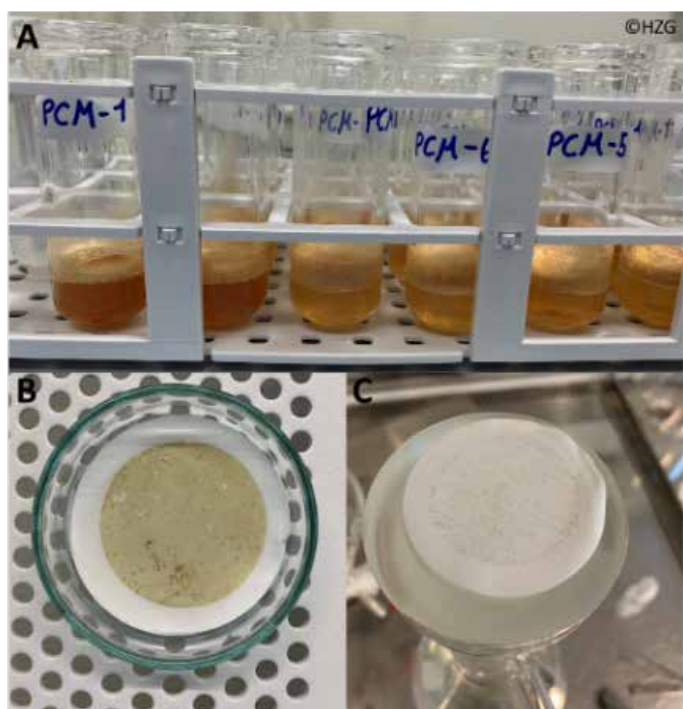


Figura 3. Digestione enzimatica e ossidativa. **A:** Decomposizione catalitica di H_2O_2 residua con Fe^{2+} . **B:** Campione prima della digestione della matrice (su una membrana in PTFE). **C:** Campione dopo la digestione della matrice.

Strumentazione

Per identificare e quantificare le microplastiche nei campioni è stato utilizzato un sistema di chemical imaging LDIR Agilent 8700. Il sistema LDIR, il cui nome deriva dalla sua modalità operativa, laser direct infrared, utilizza come sorgente il laser a cascata quantica (QCL). Il QCL è un laser a semiconduttore in cui gli elettroni sono guidati attraverso una serie di pozzi quantici ed emettono luce, che è pertanto rapidamente sintonizzabile nell'intervallo di numero d'onda (λ^{-1}), in questo caso da 1.800 cm^{-1} a 975 cm^{-1} . La combinazione con un rivelatore a mercurio cadmio tellururo (MCT) a singolo punto (a raffreddamento termoelettrico) e con ottica a scansione rapida, produce due utili meccanismi d'azione. Nel primo, il sistema LDIR seleziona una lunghezza d'onda singola ed effettua scansioni attraverso l'obiettivo che si sposta sopra il campione a una velocità molto alta. Nel secondo meccanismo, l'obiettivo è posizionato in un singolo punto, mentre il QCL si sposta rapidamente attraverso l'intervallo, ottenendo uno spettro completo in meno di un secondo.

Il flusso di lavoro per l'analisi di microplastiche utilizzava entrambi i meccanismi. La modalità di scansione veniva dapprima utilizzata per eseguire una rapida scansione dell'area del campione a un singolo numero d'onda. L'immagine IR così ottenuta era usata per localizzare le particelle nel campione e per descriverne le dimensioni e la forma. Una volta localizzate le particelle, il sistema LDIR si spostava rapidamente e automaticamente su ciascuna di esse per acquisire uno spettro completo nell'intervallo considerato. Lo spettro acquisito da una

particella era immediatamente confrontato, in tempo reale, a una libreria spettrale delle microplastiche. La migliore corrispondenza allo spettro era determinata e riportata per ogni particella.

La libreria è stata ottenuta da fonti consolidate e comprendeva un intervallo di spettri rilevanti per l'analisi delle microplastiche in campioni derivati da acqua marina.

Lo strumento utilizzava una fotocamera a grande campo visivo per ottenere la visualizzazione dell'intero campione e, quando necessario, un obiettivo di grado microscopico per acquisire immagini a ingrandimento elevato. Il tempo necessario per completare l'analisi interamente automatizzata di 800 particelle e il confronto tra gli spettri ottenuti e il database era di circa 1 ora.

Analisi dei campioni

I campioni purificati ($< 300\text{ }\mu\text{m}$) erano sospesi in etanolo (50%) e depositati su vetrini riflettenti infrarosso ($7,5 \times 2,5\text{ cm}$; MirrIR, Kevley Technologies). I vetrini erano analizzati in trasflettanza mediante imaging LDIR (QCL) automatizzato (8700 LDIR, Agilent Technologies). Per l'intera analisi è stato utilizzato il protocollo per l'analisi automatizzata di particelle nell'ambito del software Agilent Clarity (versione 1.1.2) che gestisce il sistema LDIR. La sensibilità è stata impostata al massimo e la risoluzione spettrale a 8 cm^{-1} . Erano analizzate particelle di dimensioni nell'intervallo tra 20 e $5.000\text{ }\mu\text{m}$, con la possibilità di estendere il limite minimo fino a circa $10\text{ }\mu\text{m}$ nella modalità automatizzata.

Il flusso di lavoro automatizzato del software Agilent Clarity acquisisce spettri IR da ciascuna particella ed esegue, in tempo reale, il confronto con il database spettrale (> 420 spettri di riferimento) e l'elaborazione dei dati. Le statistiche e le soglie per un'assegnazione positiva erano adattate in base al tipo di analisi. Al termine dell'esecuzione del flusso di lavoro automatizzato, i risultati erano controllati manualmente in modalità trasflettanza e in parte tramite la funzione μ -ATR di LDIR.

Le potenziali particelle e fibre di microplastiche con $d > 300\text{ }\mu\text{m}$ erano analizzate mediante spettroscopia infrarossa in trasformata di Fourier a riflettanza totale attenuata (su un diamante o un cristallo di germanio), e con il laser LDIR usando la modalità trasflettanza con l'unità μ -ATR. Gli spettri ATR-FTIR erano confrontati con il database siMPle (<https://simple-plastics.eu>). La frazione $> 300\text{ }\mu\text{m}$ non sarà tuttavia discussa in dettaglio nella presente nota.

Validazione del metodo

Attualmente, non sono disponibili sul mercato materiali di riferimento certificati di microplastiche. La validazione è stata pertanto eseguita tramite particelle di riferimento interne di PE, PET, PP e PVDC ($20 - 500\text{ }\mu\text{m}$) (7). Oltre il 95% delle particelle sono state identificate correttamente usando il flusso di lavoro descritto sopra. È stato inoltre analizzato un materiale di riferimento certificato abbinato alla matrice (Plankton, BCR-414, JRC) (Figura 4). Entrambe le analisi sono state utilizzate per ampliare la libreria spettrale di LDIR 8700, grazie all'aggiunta di spettri IR di particelle naturali e antropogeniche.

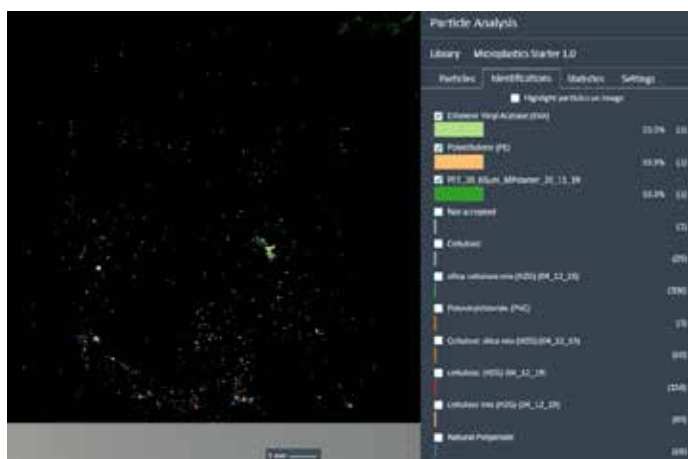


Figura 4. Immagine IR a falsi colori e statistiche sui tipi di polimero del materiale di riferimento certificato di plancton (BCR-414) ottenute dal flusso di lavoro automatizzato di analisi LDIR.

Risultati e discussione

Le concentrazioni di microplastiche ($>20\text{ }\mu\text{m}$) per i luoghi di campionamento 1 - 7 variavano da 10 a 226 particelle/fibre m^{-3} (Tabella 1). Nei 7 campioni sono stati identificati 30.471 particelle naturali, 635 particelle sintetiche e 14 cluster polimerici. I cluster polimerici più abbondanti erano acrilati/poliuretani/vernici (39,2%), PET (26,0%), PE-Cl (7,1%), PVC (6,0%), PE (5,2%), PP (5,2%) e gomma (4,3%). Il 94,9% delle particelle/fibre di microplastiche presentava un diametro $<100\text{ }\mu\text{m}$ (Figura 5).

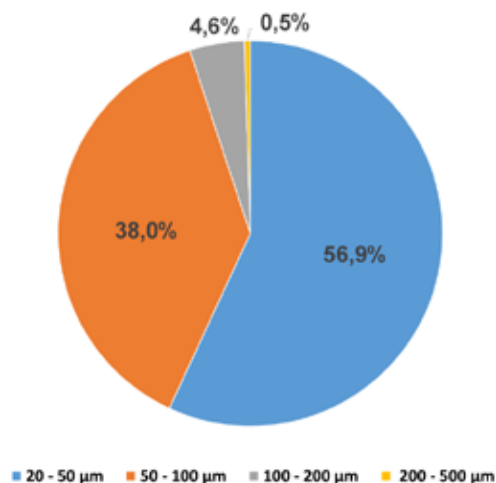


Figura 5. Percentuali delle differenti classi di dimensione delle particelle/fibre di microplastiche identificate.

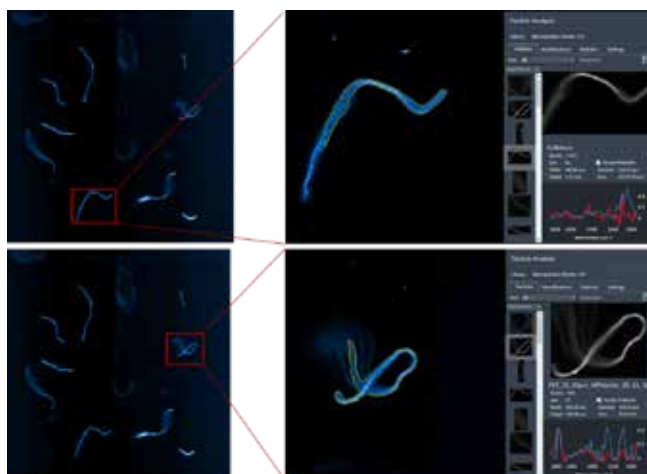


Figura 6. Queste fibre, > 300 μm , sono state identificate come cellulosico (immagine in alto; contenente colorante indaco confermato da analisi Raman), PET (immagine in basso) e PP (non mostrato). I risultati della spettroscopia ATR-FTIR e quelli di imaging LDIR per queste fibre corrispondevano al 100%.

Persino dopo la rimozione quasi completa della matrice, il 97,4% delle particelle identificate era di origine naturale (spettri IR di celluloso, silicato, carbone, chitina e poliammide naturale), mentre solo il 2,6% era assegnato a tipi di polimeri sintetici (Figura 7). Domogalla-Urbansky *et al.* (2018) descrivono rapporti particella di microplastiche / particelle naturali tra 1:100 e 1:1.000 (anche dopo la preparazione del campione) (8).

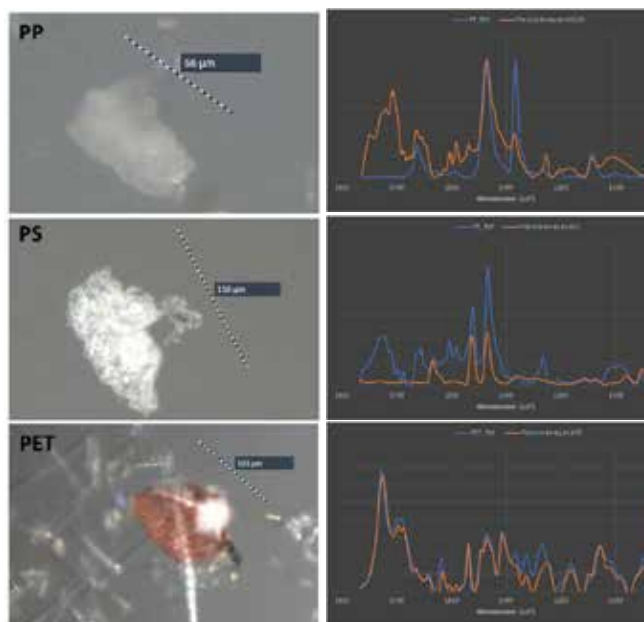


Figura 7. Differenti tipi di microplastiche rilevate in campioni di acqua (<300 µm) prelevati dall'oceano Indiano. Gli spettri del polipropilene (in alto) e del polistirene (al centro) sono stati registrati manualmente, mentre lo spettro del polietilene tereftalato (in basso) è stato ottenuto mediante l'analisi automatizzata.

Tabella 1. Il volume filtrato, la localizzazione del campione e il numero di microplastiche rilevate per ogni stazione. Sono inoltre riportati i tipi di polimero più abbondanti per ogni stazione.

Stazione	Volume campiona- to [m³]	Coordinate	Numero di particelle/fibre	Numero di particelle/fibre di microplastiche	Tipi di microplastiche più abbondanti (#)	Concentrazione di microplastiche [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	2.112	67	PP (22)	62
4	1,3	08°20,93'S 90°38,76'E	16687	293	Acilati/Poliuretani/vernici (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	Acilati/Poliuretani/vernici (69)	165
7	1,4	09°32,11'S 82°34,58'E	857	15	PS (5)	11

A differenza di altri studi, in cui è stata analizzata solo una percentuale della sospensione del campione e una piccola area del campione filtrato (9, 10), il protocollo di digestione e l'imaging LDIR di un vetrino grande per microscopio hanno reso possibile l'analisi di ogni campione intero. Questa tecnica di misurazione ha ridotto l'incertezza introdotta da eventuali estrapolazioni.

Come mostrato in Figura 8, è importante usare l'analisi spettroscopica delle particelle e non solo limitarsi all'identificazione visiva, in quanto le particelle naturali e sintetiche incolori spesso hanno un aspetto simile (persino quando si tratta di sfere).

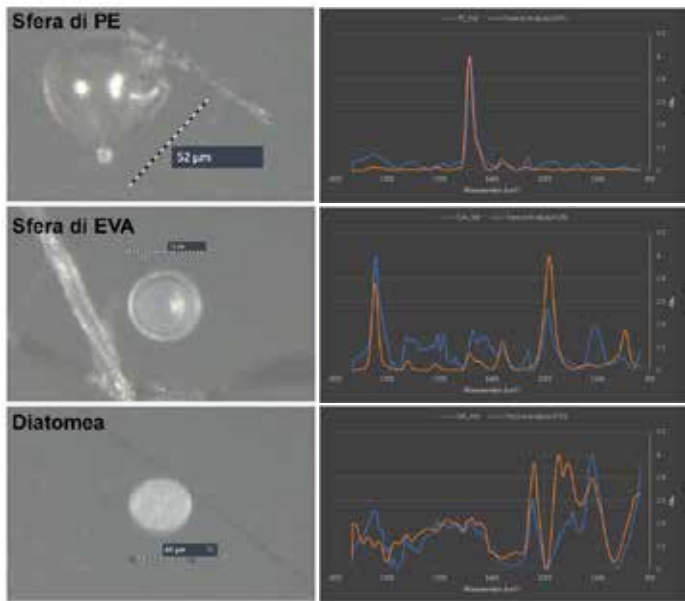


Figura 8. Immagini visive (sinistra) e spettri IR (confrontati con lo spettro della libreria con la migliore corrispondenza) di due sfere di microplastiche (PE e EVA). L'immagine in basso mostra una diatomea identificata nei campioni mediante analisi LDIR.

La Figura 9 mostra un esempio di come particelle di microplastiche possono attaccarsi a particelle naturali, come le diatomee. In questo caso, si è utilizzata la funzione μ -ATR di LDIR per verificare il tipo di polimero (con un'ottima corrispondenza nello spettro della libreria). È stato persino possibile localizzare il cristallo direttamente sulla particella attaccata alla diatomea per un controllo incrociato del risultato dell'analisi automatizzata.

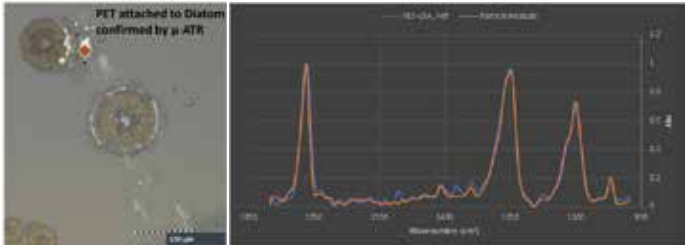


Figura 9. Immagini visive (sinistra) e spettro μ -ATR-IR (confrontato con lo spettro della libreria con la migliore corrispondenza) di una particella di PET (indicata dall'indicatore arancione), attaccata a una diatomea.

Sulla base di un fattore di allungamento (rapporto di aspetto) di 3 (11), la maggior parte delle microplastiche sono state identificate come frammenti e non come microfibre. Il riconoscimento delle fibre è piuttosto complesso, in particolare nel caso di approcci basati sull'imaging a singolo punto; per contro, l'imaging LDIR è in grado di identificare facilmente le fibre (come mostrato in Figura 6) nei campioni ambientali.

Esiste un consenso scientifico per quanto riguarda il problema della contaminazione nelle misurazioni dovuta alla presenza di fibre aerodisperse (12). Di conseguenza, l'uso rigoroso di banchi puliti potrebbe spiegare la bassa quota di microfibre rispetto ad altri studi.



Figura 10. Immagine visiva di un aggregato di fibre di cellulosa e particelle naturali registrate mediante LDIR.

Per analizzare fibre aggrovigliate (per polimeri inclusi) nonché aggregati di particelle (Figura 10), sono state applicate le funzioni manuali di imaging a singolo picco (Figura 11) o iperspettrale del sistema LDIR.

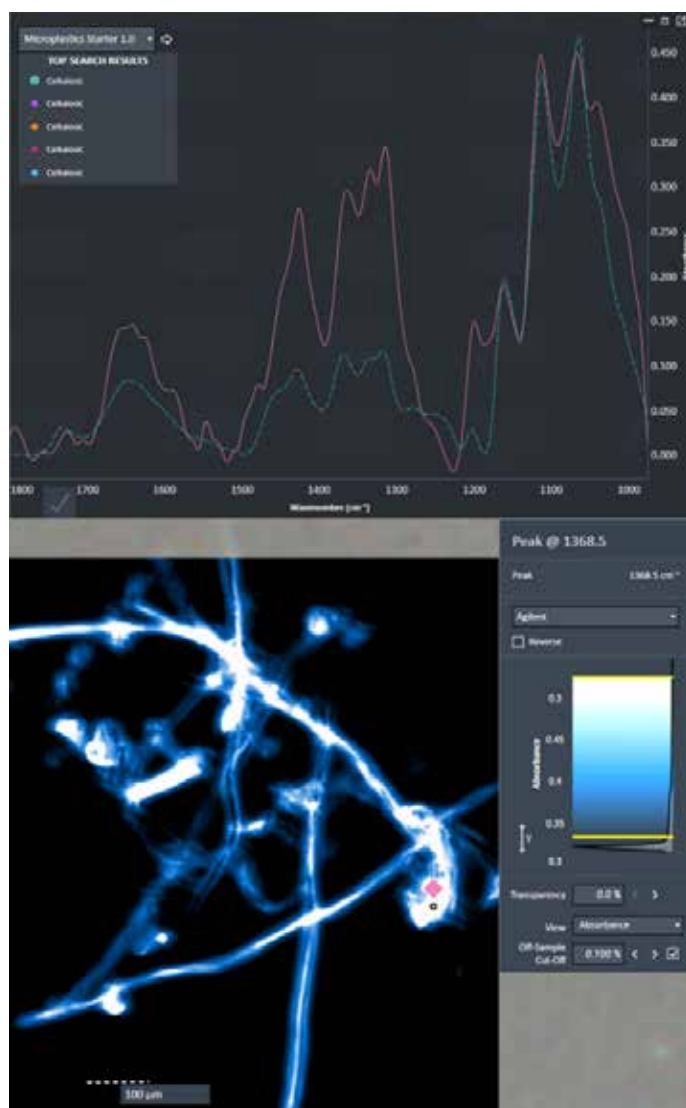


Figura 11. L'immagine IR a singolo picco a $\tilde{\nu} = 1.368,5 \text{ cm}^{-1}$ (in basso a destra) e lo spettro IR (in alto) dell'aggregato delle fibre di cellulosa e delle particelle naturali mostrate in Figura 10.

L'analisi multipicco, combinata alla μ -ATR, si è dimostrata molto utile per le particelle contenenti aree popolate da biofilm. La Figura 12, per esempio, riporta una grande particella di poliuretano (PU) che presenta delle aree con chiari spettri IR di celluloso e buoni spettri di PU e acrilato. Entrambi sono stati confermati da trasflettanza manuale e analisi μ -ATR. Il sistema LDIR permette una buona differenziazione spaziale tra domini di aggregati ambientali così differenti, ma è anche utile quando si ha a che fare con particelle che consistono di miscele polimeriche e compositi. L'analisi multipicco può essere d'aiuto nell'identificazione dei diversi componenti di tali miscele nelle microplastiche ambientali.

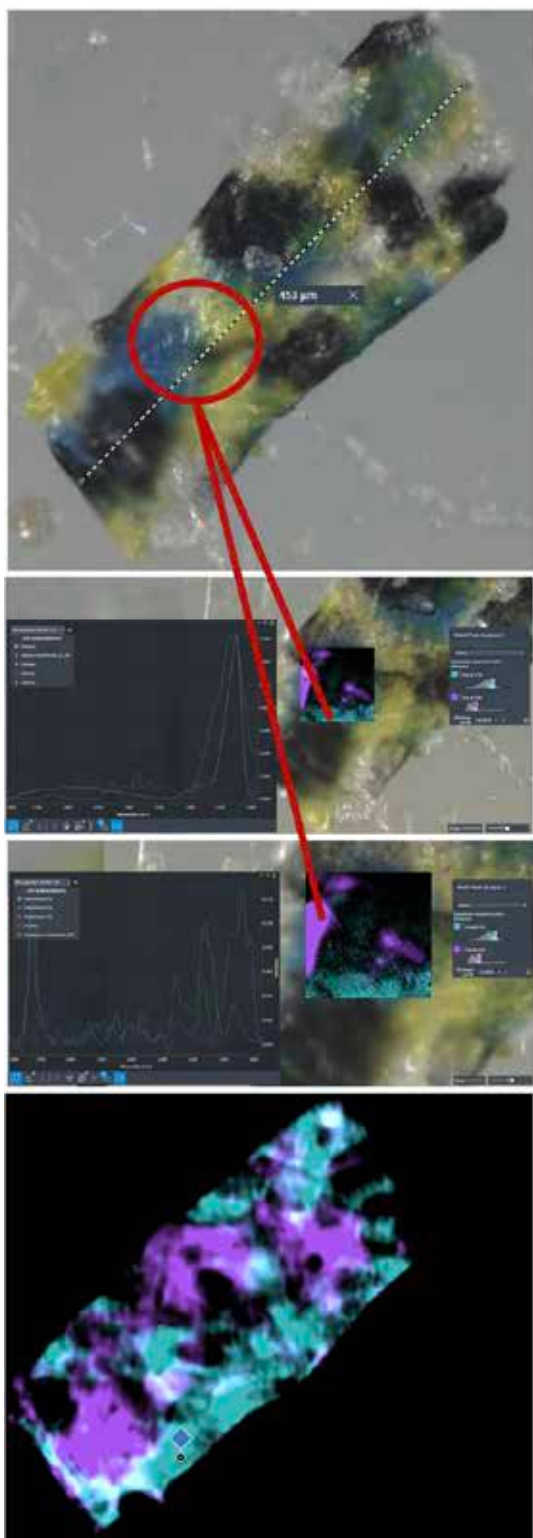


Figura 12. Una particella di PU presumibilmente popolata da biofilm (in alto) analizzata mediante imaging multipicco (in basso) mostra un forte assorbimento a $\tilde{\nu} = 1.045 \text{ cm}^{-1}$ e $\tilde{\nu} = 1.730 \text{ cm}^{-1}$ (al centro). I domini viola mostrano buona corrispondenza con gli spettri di riferimento di celluloso (seconda figura), laddove i domini turchesi corrispondono agli spettri di PU e acrilato (terza figura).

Confronto con altri studi sulle microplastiche

Nonostante l'applicazione di metodi differenti (campionamento e rilevamento) siano un ostacolo quando si confrontano studi diversi, le concentrazioni riportate ($10 - 226 \text{ MP m}^{-3}$) sono ben in linea con altri studi basati sulla micro-spettroscopia FTIR o Raman. Lorenz *et al.* (2019) hanno trovato tra $0,1$ e $245,4 \text{ m}^{-3}$ di particelle di microplastiche in campioni ottenuti da reti tipo Manta nel Mare del Nord meridionale (acque superficiali) (9). Enders *et al.* (2015) hanno rilevato tra 13 e 501 m^{-3} di MP in campioni prelevati con un dispositivo di filtrazione frazionata nell'oceano Atlantico (3 m sotto il livello del mare) (13). Dati di monitoraggio o ottenuti tramite modelli indicano che le concentrazioni di microplastiche nelle acque superficiali possono raggiungere livelli superiori fino a 30 volte rispetto alle concentrazioni della colonna d'acqua (14-16). È quindi probabile che l'area campionata presenti una contaminazione da particolato di plastica relativamente elevata, con alte concentrazioni alla superficie del mare.

I tipi di polimero rilevati nello studio sembrano supportare tale ipotesi. I polimeri al secondo, terzo e quarto posto in termini di abbondanza (PET, PE-CI e PVC, rispettivamente) trovati in questo studio hanno densità tipiche che superano la densità dell'acqua marina (i più abbondanti in assoluto, ovvero acrilati/poliuretani/vernici, possono presentare un'estensione delle densità maggiore). Va rilevato che i due polimeri PE e PP con densità minore ($\sim 50\%$ del volume di produzione) costituivano ciascuno solo il $5,2\%$ delle microplastiche trovate. Questi polimeri rimangono in superficie finché non vengono trasportati verso il fondo marino dalle incrostazioni biologiche. Tale ipotesi deve tuttavia essere dimostrata in futuro eseguendo campionamenti a diverse profondità (profilazione di profondità).

Conclusione

L'imaging LDIR è stato utilizzato con successo per rilevare e caratterizzare particelle e fibre di microplastiche in campioni di volumi elevati di acqua marina. I risultati indicano una contaminazione di microplastiche relativamente elevata.

I risultati del flusso di lavoro automatizzato sono stati accuratamente ricontrollati mediante ispezione visiva, almeno 5 misurazioni IR in trasflettanza manuali e, in parte, mediante analisi μ -ATR-IR. Per la frazione $>300 \mu\text{m}$, è stata ottenuta una buona corrispondenza tra imaging LDIR e l'analisi ATR-FTIR tradizionale, utilizzando un database spettrale di microplastiche consolidato. L'estensione del database con tipici spettri delle matrici ha contribuito a un'accuratezza del flusso di lavoro ancora maggiore.

Grazie all'efficienza in termini di tempo e all'elevato grado di automazione, la tecnica ha grandi probabilità di divenire il metodo di elezione per la microspettroscopia: per esempio negli studi su vasta scala delle microplastiche o per le attività di monitoraggio quando è necessario ottenere dati rapidamente.

Bibliografia

1. Geyer, R., J.R. Jambeck, and 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, and 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, and 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, and R. Niessner, *Microplastic in Aquatic Ecosystems*. Angewandte Chemie International Edition, **2017**, 56(7): p. 1720-1739.
5. Koelmans, A., M. Kooi, K. Law, and 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, and 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, and 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, and 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, and G. Gerdts, *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, and 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, and 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, and 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, and 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, and 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, and 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.

Maggiori informazioni

La presente applicazione include parti di un lavoro tuttora in corso sullo sviluppo di metodi e una grande quantità di dati, che saranno pubblicati in una rivista scientifica specializzata.

www.agilent.com/chem

DE.6083912037

Le informazioni fornite possono variare senza preavviso.

© Agilent Technologies, Inc. 2020
Stampato negli Stati Uniti, 12 ottobre 2020
5994-2421ITE