

Analyse rapide et automatisée des microplastiques à l'aide de l'imagerie chimique IR directe avec laser

Caractérisation et quantification des microplastiques dans les échantillons d'eau marine



Auteurs

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

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

²Agilent Technologies

Introduction

On estime que plus de 75 % des 8,3 milliards de tonnes métriques de plastique produits au cours des 65 dernières années ont été transformés en déchets (1). Chaque année, jusqu'à 13 millions de tonnes métriques de ces déchets finissent dans l'océan (2). Des calculs récents évaluent à plus de 5250 milliards le nombre de particules plastiques flottant dans les océans de la planète (3).

Les scientifiques ont démontré la persistance et l'omniprésence alarmantes des particules plastiques dans les écosystèmes aquatiques (4). Les modèles prédisent qu'environ 14 % des débris plastiques présents dans la couche superficielle océanique peuvent être classés dans la catégorie des microplastiques (souvent définis comme des particules dont la taille varie entre 1 µm et 5 mm) (5). Ces particules qui peuvent être ingérées et potentiellement nocives se sont formées par dégradation mécanique ou biologique induite par les UV de plus gros débris (6). Pour vérifier les estimations et respecter les mesures et directives réglementaires à venir (p.ex. le projet de loi 1422 du sénat de Californie, la directive-cadre « stratégie pour le milieu marin » 2008/56/CE), il est nécessaire de mettre en place des méthodes et des techniques analytiques précises, efficaces et robustes.

L'utilisation de techniques adaptées doit permettre de déterminer la taille, la forme et le type de polymère des particules plastiques et d'en quantifier rapidement chaque type. Au moment de la rédaction de cette note, l'absence de procédures opérationnelles normalisées et d'harmonisation a conduit de nombreuses études à s'appuyer sur l'identification visuelle des particules ou sur la spectroscopie infrarouge à transformée de Fourier (FTIR) manuelle ou l'analyse Raman. Ces techniques sont très chronophages et sujettes aux biais opérateur. Dans cette étude, nous présentons une méthode innovante d'analyse des microplastiques reposant sur l'imagerie laser infrarouge directe (LDIR).

Données expérimentales

En raison de l'absence de procédures opérationnelles normalisées pour la préparation d'échantillons de microplastiques, nombre des méthodes utilisées sont sujettes aux contaminations, chronophages ou capables de ne traiter que de faibles volumes d'eau non représentatifs (7). Dans cette étude, il a été développé et appliqué des procédures couvrant toutes les étapes de la chaîne analytique, y compris l'échantillonnage, la digestion de la matrice et l'analyse microspectroscopique, en utilisant la technique LDIR. Des mesures poussées de prévention de la contamination et de contrôle des dépôts ont été entreprises. Des blancs de procédure ont été utilisés pour quantifier la contamination restante. Tout le travail de laboratoire s'est déroulé sur des paillasse propres (enceintes à flux laminaire), aussi bien au laboratoire qu'à bord des navires de recherche. Les paillasse disposaient d'un système de filtration de l'air efficace à 99,995 % environ pour les particules supérieures à 0,1 micron (conformément à la norme EN1822 1). De plus, des purificateurs¹ d'air Dustbox ont été installés dans tous les laboratoires pour filtrer l'air.

Échantillonnage

Les échantillons ont été prélevés dans l'océan Indien au cours de la croisière Sonne 270 (2019) de Hong Kong à Port Louis (Figure 1). La zone échantillonnée couvre une vaste portion de l'océan, allant de l'ouest de l'île indonésienne de Sumatra jusqu'à l'est de Madagascar.



Figure 1. Positions des stations d'échantillonnage le long du transect dans l'océan Indien.

L'échantillonnage a été mené en utilisant le fractionnateur de microplastique inerte de Geesthacht (GIMPF), comme illustré dans la figure 2, pour filtrer des volumes élevés de particules en suspension (SPM, $10 \mu\text{m} \leq d_{\text{SPM}}$) dans l'eau océanique. Le GIMPF à deux voies a permis le fractionnement SPM en ligne (grâce à deux tailles différentes de mesh pour filtres de cartouche en acier inoxydable) selon deux catégories de taille : $> 300 \mu\text{m}$ et $10 \mu\text{m} \leq d \leq 300 \mu\text{m}$. Le système à renouvellement continu était alimenté par la trappe du bateau à 6 m sous la surface de l'océan. L'ensemble du système d'échantillonnage se composait de pièces en acier inoxydable (AISI-316L) assemblées sur un plateau en aluminium. Tous les joints étaient revêtus de PFA pour minimiser les risques de contamination par le système d'échantillonnage. Après chaque position d'échantillonnage, le système a été rétrobalayé sur un filtre de $2 \mu\text{m}$ à l'arrière du GIMPF. Un total de 61 m^3 a été échantillonné. À partir des filtres de cartouche, les échantillons ont été filtrés sous vide sur des membranes en PTFE et PC (diamètre des pores de $5 \mu\text{m}$), puis stockés dans des flacons en verre ambré.



Figure 2. Faces avant et arrière du fractionnateur de microplastique inerte de Geesthacht (GIMPF).

Préparation des échantillons et validation de la méthode

Toute la verrerie a été rincée trois fois avec de l'eau Milli Q et de l'éthanol préfiltré (30 %) avant usage. Afin de retirer les constituants interférents naturels inorganiques et organiques de la matrice, la fraction de taille $10 \mu\text{m} \leq d \leq 300 \mu\text{m}$ a été soumise à un protocole de digestion enzymatique et oxydative. Pour résumer brièvement : les échantillons ont reçu un traitement à base de protéinase K, H_2O_2 associé au catalyseur Fe^{2+} et à la chitinase (Figure 3), suivi d'une séparation par densité à l'aide d'une solution ZnCl_2 ($\rho = 1,7 \text{ g mL}^{-1}$).

¹www.dustbox.de

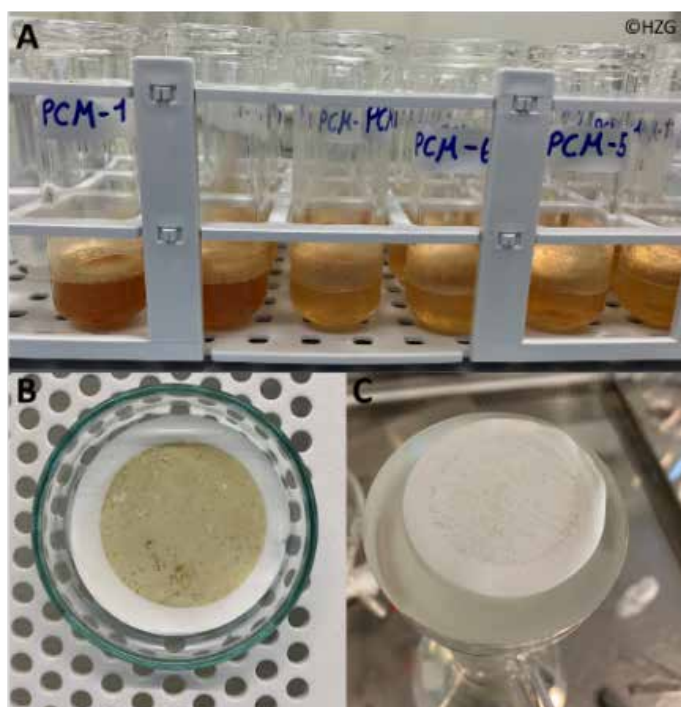


Figure 3. Digestion enzymatique et oxydative. **A :** Décomposition catalytique des molécules H_2O_2 restantes par Fe^{2+} . **B :** Échantillon avant la digestion de la matrice (sur une membrane en PTFE). **C :** Échantillon après la digestion de la matrice.

Instruments

Le système d'imagerie chimique LDIR Agilent 8700 a été utilisé pour identifier et quantifier les microplastiques dans les échantillons. Le LDIR, nom dérivé de son mode de fonctionnement, en anglais « laser direct infrared imaging », utilise la technologie laser à cascade quantique (QCL). La technologie QCL repose sur un laser à semi-conducteur dans lequel les électrons se déplacent par effet tunnel à travers une série de puits quantiques et émettent de la lumière, lui permettant d'être rapidement réglé dans la gamme des nombres d'ondes (λ^{-1}), dans ce cas 1800 cm^{-1} à 975 cm^{-1} . Lorsque ce laser est combiné à un détecteur au tellurure de mercure et de cadmium (MCT) en un seul point (refroidi thermométriquement) et à un système optique de balayage rapide, deux modes d'action utiles émergent. Avec le premier, le LDIR sélectionne une seule longueur d'onde et effectue un balayage à travers l'objectif au fur et à mesure de son déplacement au-dessus de l'échantillon à vitesse très élevée. Avec le deuxième mode, l'objectif est positionné en un seul point tandis que le QCL parcourt la gamme, générant un spectre complet en moins d'une seconde.

La méthode analytique des microplastiques utilise les deux modes. Le mode balayage a d'abord été utilisé pour balayer rapidement la surface de l'échantillon avec un seul nombre d'ondes. L'image IR résultante a permis de localiser les particules dans l'échantillon et de décrire leur taille et forme. Une fois localisées, le LDIR passe rapidement et automatiquement d'une

particule à l'autre et acquiert un spectre complet dans la gamme en question. Dès que le spectre d'une particule est acquis, il est immédiatement comparé en temps réel à une bibliothèque spectrale de microplastiques. Pour chaque particule, la meilleure correspondance du spectre est déterminée et rapportée. La bibliothèque provient de sources bien établies et comprend une gamme de spectres adaptés à l'analyse des microplastiques d'échantillons issus d'eau marine.

L'instrument a utilisé une caméra à grand champ donnant une vue complète de l'échantillon et un objectif de qualité microscopie pour capturer les images visuelles avec un fort grossissement si besoin. Il a fallu une heure pour réaliser l'analyse entièrement automatisée de 800 particules et la comparaison des spectres générés avec ceux de la base de données.

Analyse d'échantillon

Les échantillons purifiés ($< 300\text{ }\mu\text{m}$) ont été placés en suspension dans de l'éthanol (50 %) et déposés sur des lames de verre réfléchissant les infrarouges ($7,5 \times 2,5\text{ cm}$; MirrIR, Kevley Technologies). Les lames de verre ont été analysées en mode transflexion par le système d'imagerie automatisée LDIR (QCL) (LDIR 8700, Agilent Technologies). Le protocole d'analyse automatisée des particules du logiciel Agilent Clarity (version 1.1.2) qui fait fonctionner le LDIR a été utilisé pour toutes les analyses. La sensibilité a été réglée au maximum et la résolution spectrale sur 8 cm^{-1} . L'analyse a concerné les particules appartenant à la gamme de taille $20 - 5000\text{ }\mu\text{m}$ mais, en mode automatisé, des particules dont la taille descend jusqu'à $10\text{ }\mu\text{m}$ peuvent être incluses.

La méthode automatisée du logiciel Agilent Clarity acquiert les spectres IR de chaque particule et effectue, en temps réel, la comparaison avec la base de données spectrales (> 420 spectres de référence) et le traitement des données. Les informations statistiques ainsi que les seuils d'attribution d'un résultat positif ont été adaptés selon l'analyse. Après avoir exécuté la méthode automatisée, les résultats ont été vérifiés manuellement en mode transflexion, et partiellement au moyen de la fonction μ -ATR du LDIR.

Les particules et fibres microplastiques potentielles caractérisées par $d > 300\text{ }\mu\text{m}$ ont été analysées par spectroscopie ATR-FTIR (sur un diamant ou un cristal de germanium), mais aussi par le LDIR en utilisant le mode transflexion et son unité μ -ATR. Les spectres ATR-FTIR ont été comparés à la base de données siMPle (<https://simple-plastics.eu>). Toutefois, la fraction $> 300\text{ }\mu\text{m}$ ne fera pas l'objet d'une discussion détaillée dans cette note.

Validation de la méthode

Pour le moment, il n'existe pas de matériaux de référence certifiés disponibles sur le marché pour les microplastiques. La validation a donc été assurée au moyen de particules de référence interne en PE, PET, PP et PVDC ($20 - 500\text{ }\mu\text{m}$) (7). Plus de 95% des particules ont été correctement identifiées à l'aide de la méthode décrite ci-dessus. Un matériau de référence certifié correspondant à la matrice (Plankton, BCR-414, JRC) a également été analysé (Figure 4). Les deux analyses ont permis d'accroître la bibliothèque spectrale du LDIR 8700, avec ajout des spectres IR de particules anthropogéniques et naturelles.

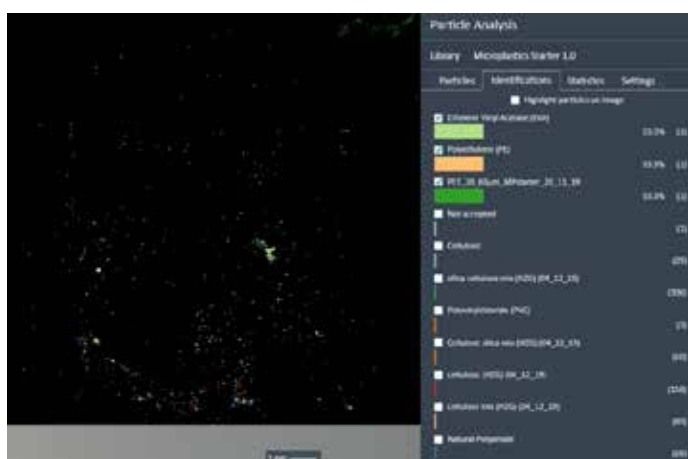


Figure 4. Image IR en fausses couleurs et informations statistiques sur le type de polymère du matériau planctonique de référence certifié (BCR-414) dérivées de la méthode analytique automatisée du LDIR.

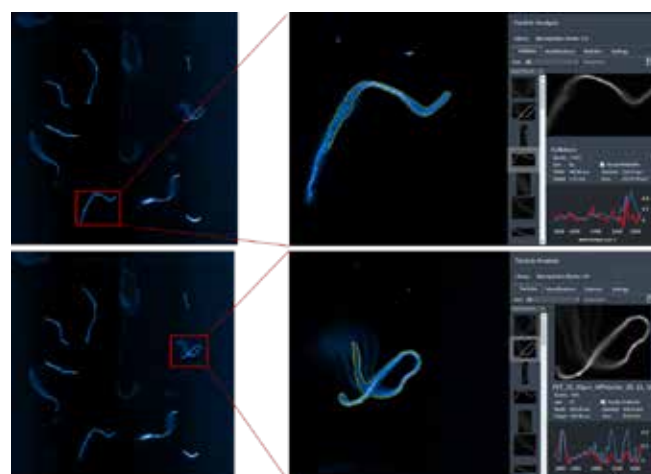


Figure 6. Ces fibres, > 300 µm, ont été identifiées comme étant celluloseuses (image du haut, contenant un colorant indigo, confirmation par analyse Raman), en PET (image du bas) et en PP (non représentées). Les résultats de spectroscopie ATR-FTIR et d'imagerie LDIR étaient concordants à 100 % pour ces fibres.

Résultats et discussion

Les concentrations de microplastiques (>20 µm) dans les positions d'échantillonnage 1 à 7 variaient de 10 à 226 particules/fibres m⁻³ (Tableau 1). Il a été identifié dans les 7 positions : 30 471 particules naturelles, 635 particules synthétiques et 14 groupes polymériques différents. Les groupes polymériques les plus abondants étaient : acrylates/polyuréthanes/vernis (39,2 %), PET (26,0 %), PE-CI (7,1 %), PVC (6,0 %), PE (5,2 %), PP (5,2 %) et caoutchouc (4,3 %). 94,9 % des particules/fibres microplastiques avaient un diamètre <100 µm (Figure 5).

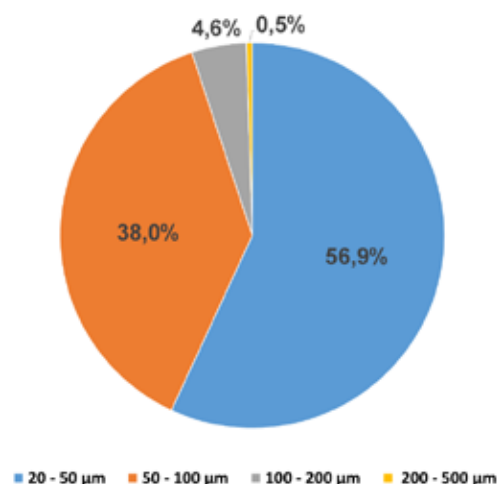


Figure 5. Pourcentages des différentes catégories de taille regroupant les fibres/particules microplastiques identifiées.

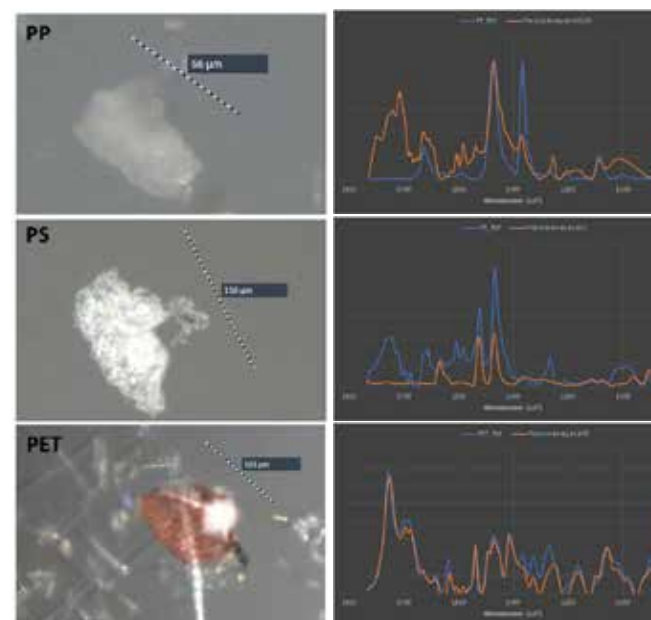


Figure 7. Différents types de microplastiques détectés dans les échantillons d'eau (<300 µm) prélevés dans l'océan Indien. Les spectres de polypropylène (en haut) et de polystyrène (au milieu) ont été enregistrés manuellement alors que le spectre de polyéthylène téréphtalate (en bas) provient d'une analyse automatisée.

Tableau 1. Volume filtré, position géographique de l'échantillon et nombre de particules microplastiques détectées pour chaque station. Le type polymérique le plus abondant dans chaque station est également indiqué.

Station	Volume échantillonné [m ³]	Coordonnées	Nombre de particules/fibres	Nombre de particules/fibres microplastiques	Type de microplastiques les plus abondants (n°)	Concentration en microplastiques [MP 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	Acrylates/ polyuréthanes/ verniss (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	Acrylates/ polyuréthanes/ verniss (69)	165
7	1,4	09°32.11'S 82°34.58'E	857	15	PS (5)	11

Contrairement à d'autres études, où seul un pourcentage de l'échantillon en suspension ou une petite portion de l'échantillon filtré était analysé (9, 10), le protocole de digestion et l'imagerie LDIR de grandes lames microscopiques ont permis d'analyser chaque échantillon dans sa totalité. Cette technique de mesure a réduit l'incertitude introduite par toute forme d'extrapolation.

Comme le montre la figure 8, il est important d'effectuer une analyse spectroscopique des particules, et pas seulement une identification visuelle, car les particules synthétiques incolores et les particules naturelles ont souvent des apparences similaires (même pour les gouttelettes).

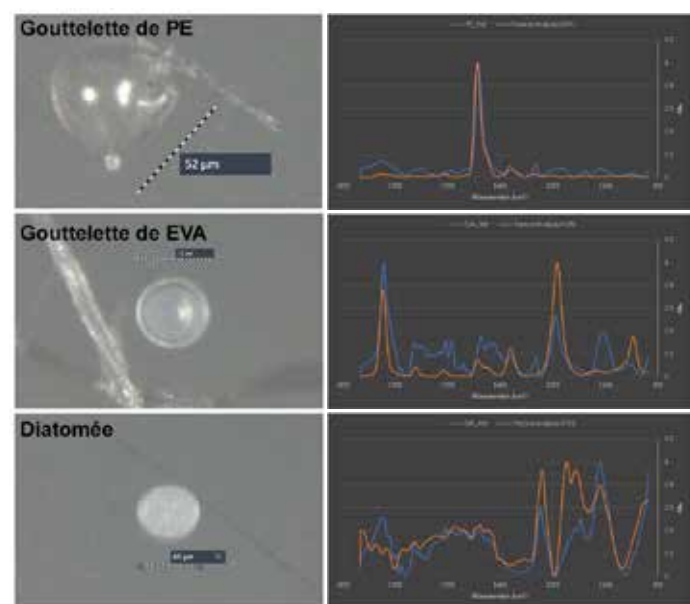


Figure 8. Images visuelles (à gauche) et spectres IR (comparés aux spectres de meilleure correspondance de la bibliothèque) de deux gouttelettes microplastiques (PE et EVA). L'image du bas représente une diatomée identifiée par analyse LDIR des échantillons.

La figure 9 montre un exemple de particules microplastiques fixées sur des particules naturelles comme les diatomées. Dans ce cas, la fonction μ -ATR du LDIR a permis de vérifier le type de polymère (très bonne concordance avec le spectre de la bibliothèque). Il a même été possible de positionner le cristal directement sur la particule fixée sur la diatomée pour recouper le résultat de l'analyse automatisée.

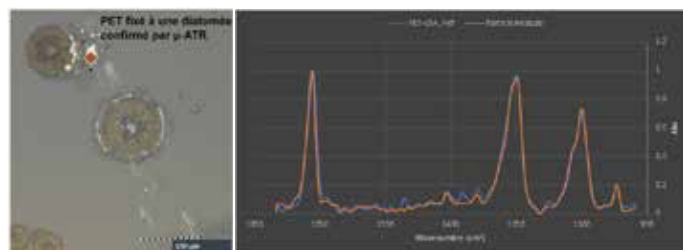


Figure 9. Image visuelle (à gauche) et spectre μ -ATR-IR (comparé au spectre de meilleure correspondance de la bibliothèque) d'une particule de PET (signalée par un losange orange) fixée à une diatomée.

Sur la base d'un facteur d'élongation (rapport hauteur/largeur) de 3 (11), la majorité des microplastiques a été identifiée comme fragments, et non comme microfibrilles. L'identification d'une fibre est assez difficile — en particulier avec les méthodes basées sur l'imagerie en un seul point, mais l'imagerie LDIR permet de reconnaître facilement les fibres dans les échantillons environnementaux (comme illustré dans la figure 6).

Il existe un consensus scientifique concernant le problème de la contamination due aux fibres en suspension dans l'air (12). En conséquence, le recours rigoureux à des pailles propres pourrait expliquer la part moindre des microfibrilles comparativement à d'autres études.



Figure 10. Image visuelle d'un agrégat de fibres cellulosiques et de particules naturelles enregistrées par le LDIR.

Pour analyser les fibres enchevêtrées (pour les polymères inclus) ainsi que les agrégats de particules (Figure 10), les fonctions manuelles d'imagerie d'un seul pic (Figure 11) ou hyperspectrale du LDIR ont été utilisées.

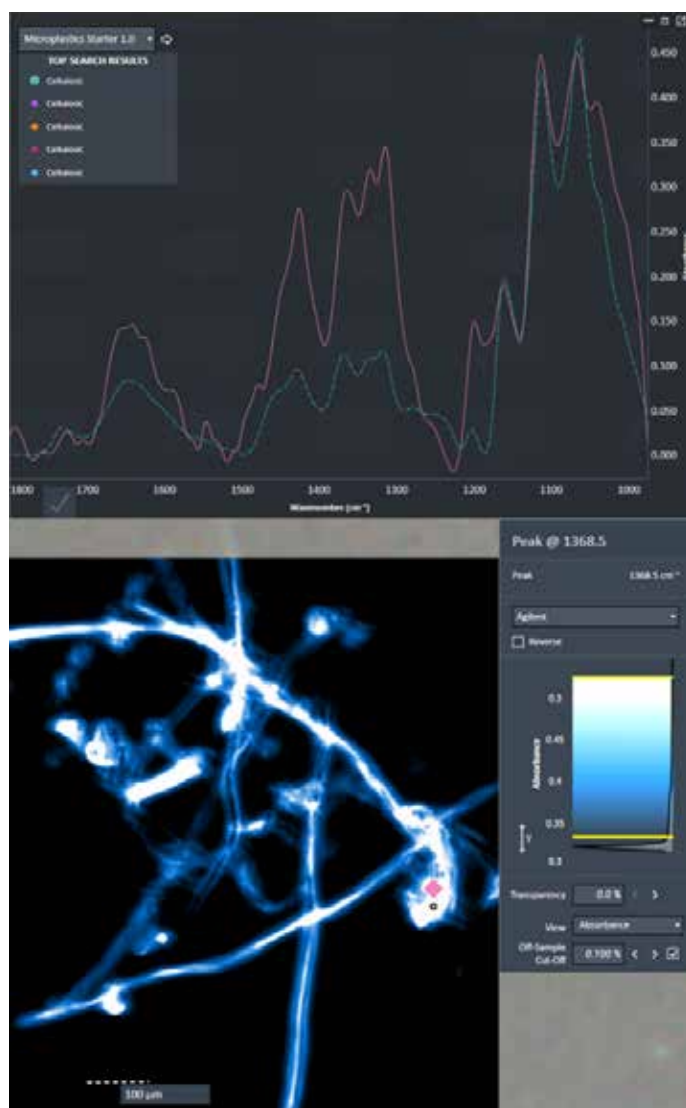


Figure 11. Image d'un seul pic IR à $\tilde{\nu} = 1368,5 \text{ cm}^{-1}$ (en bas à droite) et spectre IR (en haut) de l'agrégat de fibres cellulosiques et de particules naturelles représenté sur la figure 10.

L'analyse multipic, conjointement à la fonction μ -ATR, s'est avérée précieuse pour les particules contenant des zones riches en biofilms. La figure 12, par exemple, montre une grosse particule de polyuréthane (PU) avec des zones affichant des spectres IR qui indiquent clairement la présence de cellulose et des spectres satisfaisants d'acrylate et de PU. Les deux ont été confirmés par transflexion manuelle et analyse μ -ATR. Le LDIR permet d'obtenir une bonne différenciation spatiale entre des domaines d'agrégats environnementaux aussi différents, mais il est également utile avec les particules constituées de composites et mélanges de polymères. L'analyse multipic aide à identifier les différents composants de tels mélanges dans les microplastiques environnementaux.

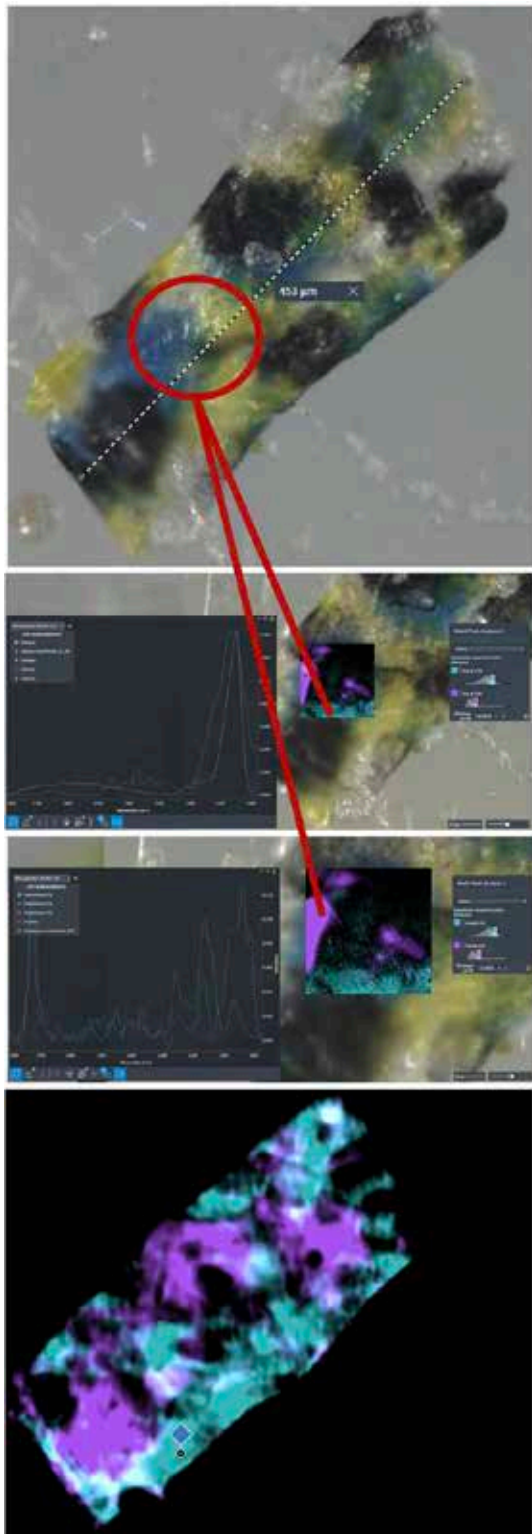


Figure 12. Particule de PU vraisemblablement peuplée de biofilms (en haut), analysée par imagerie multipic (en bas) et montrant une forte absorption à $\tilde{\nu} = 1045 \text{ cm}^{-1}$ et $\tilde{\nu} = 1730 \text{ cm}^{-1}$ (milieu). Les domaines violets affichent une concordance avec les spectres de référence de la cellulose (2^e image), tandis que les domaines turquoise correspondent aux spectres d'acrylate et de PU (3^e image).

Comparaison avec d'autres études sur les microplastiques

Bien que les comparaisons entre études soient entravées par l'utilisation de méthodes différentes (échantillonnage et détection), les concentrations rapportées ($10 - 226 \text{ MP m}^{-3}$) sont conformes aux résultats basés sur la microspectroscopie Raman ou FTIR d'autres études. Lorenz *et al.* (2019) ont trouvé entre 0,1 et 245,4 particules microplastiques m^{-3} dans des échantillons prélevés avec un filet manta dans les eaux de surface au sud de la mer du Nord (9). Enders *et al.* (2015) ont détecté entre 13 et 501 MP m^{-3} dans des échantillons prélevés avec un dispositif de filtration fractionnée dans l'océan Atlantique (3 m sous la surface) (13). D'après les données de modélisation et de surveillance, les concentrations en microplastiques dans les eaux de surface peuvent être jusqu'à 30 fois supérieures à celles de la colonne d'eau (14-16). Il est donc probable que la zone échantillonnée affiche une contamination en particules plastiques comparablement élevée, avec de fortes concentrations en surface.

Les types de polymères détectés dans l'étude semblent bien étayer cette hypothèse. Les 2^e (PET), 3^e (PE-Cl) et 4^e (PVC) polymères les plus abondants dans cette étude ont des densités typiques supérieures à la densité de l'eau de mer (la densité du polymère le plus abondant, acrylates/polyuréthanes/vernis, peut être plus variable). Il est remarquable que les polymères de plus faibles densités, PE et PP (env. 50 % du volume de production), ne représentent chacun que 5,2 % des microplastiques récoltés. Ces polymères restent en surface, puis le bio-encrassement finit par les entraîner dans les profondeurs jusqu'au plancher océanique. Cependant, cette hypothèse doit être confirmée par des échantillonnages à différentes profondeurs (profilage de profondeur).

Conclusion

L'imagerie LDIR a été utilisée avec succès pour détecter et caractériser les particules et fibres microplastiques dans des grands volumes d'échantillons d'eau de mer. Les résultats indiquent une contamination en microplastiques comparablement élevée.

Les résultats de la méthode automatisée ont été soigneusement revérifiés par inspection visuelle, avec au moins 5 mesures IR manuelles par transflexion et, partiellement, par des analyses IR μ -ATR. Pour la fraction $>300 \mu\text{m}$, il a été constaté une bonne concordance entre l'imagerie LDIR — grâce à une base de données spectrale des microplastiques bien établie — et l'analyse ATR-FTIR conventionnelle. L'élargissement de la base de données avec des spectres de matrice typiques a permis d'améliorer davantage l'exactitude de la méthode.

Cette technique, qui apporte un gain de temps et un plus grand degré d'automatisation, est bien placée pour devenir la méthode microspectroscopique de choix, p.ex. dans des études à grande échelle sur les microplastiques ou pour des activités de surveillance, ce qui nécessite un approvisionnement en données rapide.

Références

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.

Plus d'informations

Cette application présente une partie d'un travail en cours comprenant le développement de méthodes et un vaste jeu de données qu'il est prévu de publier dans un journal scientifique à comité de lecture.

www.agilent.com/chem

DE.6083912037

Ces informations peuvent être modifiées sans préavis.

© Agilent Technologies, Inc. 2020
Imprimé aux États-Unis, le 12 octobre 2020
5994-2421FR