



Réunion des points focaux du MED POL

Téléconférence, 27-28 mai et 6-7 octobre 2021

Point 12 de l'ordre du jour : Harmonisation et normalisation de la surveillance du cluster IMAP Pollution

- a) **Directives / protocoles de suivi pour les indicateurs communs IMAP 13, 14, 17, 18, 20 et 23**
- b) **Directives / protocoles de surveillance pour l'assurance qualité analytique et la communication des données de surveillance pour les indicateurs communs IMAP 13, 14, 17, 18 et 20**
- c) **Directives / protocoles de surveillance pour les microplastiques flottants**

Lignes directrices/protocoles de surveillance pour les microplastiques flottants

Pour des raisons environnementales et économiques, le tirage du présent document a été restreint. Les participants sont priés d'apporter leur copie à la réunion et de ne pas demander de copies supplémentaires.

Note du Secrétariat

La 19^e Réunion des Parties contractantes (COP 19), qui s'est tenue en février 2016, a adopté le Programme de surveillance et d'évaluation intégrées (IMAP) de la mer et des côtes méditerranéennes et les critères d'évaluation connexes (Décision IG.22/7), avec une liste de descriptions du bon état écologique régionalement validées, d'indicateurs communs et de cibles, ainsi qu'avec des principes et un échéancier clair pour leur mise en œuvre.

Conformément à l'IMAP, des fiches d'orientation sur les déchets marins ont été élaborées, examinées et approuvées par la réunion du Groupe de correspondance sur la surveillance des déchets marins (CORMON sur les déchets marins) (Madrid, Espagne, 28 février-2 mars 2017), par la réunion des Points focaux de MED POL (Rome, Italie, 29-31 mai 2017) et par la 6^e réunion du Groupe de coordination de l'approche écosystémique (Athènes, Grèce, 11 septembre 2017). Les fiches d'orientation sur les déchets marins fournissent des orientations concrètes aux Parties contractantes pour soutenir la mise en œuvre de leurs programmes de surveillance nationaux respectifs conformément aux exigences de l'IMAP. Elles ont été utilisées lors de l'élaboration du Rapport 2017 sur la qualité de la Méditerranée (MED QSR 2017).

En outre, les normes de données et les dictionnaires de données associés aux indicateurs communs relatifs aux déchets marins (EO10 de l'IMAP) ont été examinés et approuvés lors de la réunion des Points focaux de MED POL (Istanbul, Turquie, 29-31 avril 2019) et de la 7^e réunion du Groupe de coordination de l'approche écosystémique (Athènes, Grèce, 9 septembre 2019).

Étant donné la nécessité de combler les lacunes méthodologiques que présentent tous les différents aspects de la surveillance des déchets marins, l'UNEP/PAM a publié en 2019 un document d'information contenant des éléments méthodologiques pour la surveillance des microplastiques flottants (UNEP/MED WG.464/Inf.4) lors de la réunion conjointe du CORMON sur les déchets marins et de l'Évaluation ENI SEIS II d'Horizon 2020/Plans d'Action nationaux des indicateurs des déchets (Podgorica, Monténégro, 4-5 avril 2019). Une version actualisée de ce document a été présentée aux réunions intégrées des Groupes de correspondance de l'approche écosystémique pour la mise en œuvre de l'IMAP (CORMON) (vidéoconférence, 1-3 décembre 2020) et, suite à leurs conclusions et recommandations, un groupe de travail informel en ligne sur les déchets marins (OWG-ML) a été créé avec pour objectifs, entre autres, d'améliorer et d'affiner la version révisée du présent document.

L'OWG-ML est composé des pays suivants (par ordre alphabétique) : la Croatie, l'Espagne, la France, Israël, l'Italie, la Tunisie et la Turquie. Ce groupe a tenu deux réunions en ligne. À cet effet, les lignes directrices pour la surveillance des microplastiques flottants ont été révisées et mises à jour au cours de ces réunions de l'OWG-ML ainsi que pendant la période intersessions, sous la direction de l'Italie, avec tout le champ d'action nécessaire pour répondre aux recommandations de la session CORMON intégrée sur les déchets marins.

La version révisée des lignes directrices a fait l'objet d'une révision majeure, y compris des éléments étendus au-delà des conclusions et recommandations initiales de la réunion intégrée de CORMON (1-3 décembre 2020) ; mais d'une valeur ajoutée pour les orientations proposées. Le document révisé a été présenté aux participants de la réunion CORMON sur les déchets marins en mars 2021 pour examen et approbation en vue de sa soumission à la réunion des points focaux MED POL en mai 2021. La réunion CORMON sur les déchets marins a approuvé le document avec des commentaires très mineurs. La présente version révisée et mise à jour des directives est donc soumise à la Réunion des Points focaux MED POL pour examen et approbation.

À ce stade, le document s'appuie sur les méthodologies les plus couramment appliquées pour la surveillance des microplastiques flottants et présente les éléments méthodologiques de base pour assurer la surveillance des microplastiques flottants en Méditerranée conformément aux exigences de l'IMAP. Les présentes lignes directrices visent à aider le personnel technique des laboratoires

compétents de l'IMAP à mettre en œuvre les pratiques de surveillance normalisées et harmonisées de l'indicateur commun 23 (microplastiques flottants) de l'OE10 (déchets marins) de l'IMAP.

Le Secrétariat souhaite remercier chaleureusement tous les experts du domaine des déchets marins qui ont souhaité participer à l'OWG-ML informel pour leur contribution substantielle, pour leurs connaissances scientifiques et, surtout, pour la révision du présent document, réalisée dans un délai très court, qui devrait grandement appuyer la surveillance des microplastiques flottants en Méditerranée.

Table des matières

| | |
|--|-----------|
| 1. Introduction | 1 |
| 2. Échantillonnage des microplastiques en mer | 1 |
| 2.1 Propriétés du filet manta..... | 1 |
| 2.1 Utilisation du filet manta..... | 2 |
| 2.2 Conception d'une campagne de surveillance | 4 |
| 2.3 Calcul de la superficie des zones étudiées..... | 5 |
| 2.4 Prélèvement et stockage des échantillons | 6 |
| 3. Analyses en laboratoire des échantillons prélevés en mer | 6 |
| 3.1 Contamination croisée | 7 |
| 3.2 Équipement du laboratoire | 7 |
| 3.3 Les cinq étapes de l'analyse en laboratoire | 7 |
| 4. Principales observations | 13 |

1. Introduction

1. Les éléments de base décrivant la méthodologie d'échantillonnage des microplastiques flottants ainsi que les techniques de laboratoire et les méthodes d'analyse pour l'identification, la caractérisation et la quantification sont présentés ci-dessous. Ils ont pour but de fournir des orientations techniques et d'aider les Parties contractantes à évaluer l'abondance et la composition des microplastiques présents dans les eaux de surface de la Méditerranée. Les présentes lignes directrices font référence et traitent uniquement des microplastiques, et non des micro-déchets en général, ce qui est conforme à la définition de l'indicateur commun IMAP 23 « Tendances de la quantité de déchets dans la colonne d'eau, y compris les microplastiques et sur la fond marin (EO10) ». Le présent chapitre s'appuie sur un certain nombre de documents d'orientation pour la surveillance des microplastiques flottants¹.

2. Définition des microplastiques : Les microplastiques comprennent toutes sortes de petites particules de plastique (polymères artificiels d'origine humaine) dont le diamètre est inférieur à 5 mm et qui passent à travers une toile de criblage métallique aux mailles de 5 mm, mais sont retenues par une maille inférieure, selon la classe de taille choisie² (c'est-à-dire 330 µm-5 mm). En raison de la pollution plastique, on retrouve des microplastiques dispersés dans l'environnement marin et côtier.

3. Les microplastiques sont présents dans toute une série de produits, allant des cosmétiques aux vêtements synthétiques, en passant par la fragmentation en petits morceaux de produits plus volumineux, tels que les sacs et bouteilles en plastique. Par conséquent, les microplastiques sont divisés en deux types en fonction de leur origine : on parle de microplastiques primaires et de microplastiques secondaires. Parmi les exemples de microplastiques primaires, on peut citer les microbilles que l'on trouve dans les produits de soins corporels, les pastilles de plastique utilisées dans la fabrication industrielle et les fibres plastiques utilisées dans les textiles synthétiques (par ex. le polyester, l'acrylique, le nylon). Les microplastiques primaires pénètrent directement dans l'environnement de différentes manières, par exemple par l'évaluation des produits de soins corporels dans les systèmes d'évacuation des eaux usées des ménages, par les pertes involontaires dues à des déversements pendant la fabrication ou le transport, ou par l'abrasion lors du lavage (par ex. le lavage de vêtements fabriqués à partir de textiles synthétiques). Les microplastiques secondaires, eux, se forment à partir de la décomposition de morceaux de plastique plus grands. Cela se produit généralement lorsque des éléments en plastique plus volumineux présents dans l'environnement marin se dégradent sous l'effet des intempéries, par exemple en étant exposés à l'action de la houle, à l'abrasion éolienne et au rayonnement ultraviolet du soleil.

4. En raison de leur petite taille, de leur légèreté et de leur densité variable, les microplastiques peuvent se trouver à la surface de la mer ou plus en profondeur. Certains peuvent également couler jusqu'au fond marin en raison de leur densité particulière, de leur encrassement par des organismes ou de leur dégradation sous l'effet des intempéries. La surveillance des microplastiques dans les sédiments n'est pas prise en compte dans le présent document.

2. Échantillonnage des microplastiques en mer

5. Lorsque l'on se concentre sur l'échantillonnage de microplastiques flottants, il est recommandé de procéder à l'échantillonnage dans des conditions de mer calme, de préférence lorsque l'intensité du vent est inférieure à trois (3) Beaufort (environ 13-19 km/h).

2.1 Propriétés du filet manta

6. Le filet manta, ou chalut manta, est l'outil d'échantillonnage le plus couramment utilisé. Cet outil est spécialement conçu pour prélever des échantillons de la couche superficielle de la mer. L'utilisation d'un filet manta permet de prélever de grands volumes d'eau, tout en conservant le matériau ciblé (c'est-à-dire les microplastiques). Un filet manta à grande vitesse peut également être utilisé, mais il n'est pas pris en compte dans ce document car son utilisation n'est pas très courante.

7. Taille et longueur de l'embouchure : Le filet manta (figure 1) consiste en un dispositif métallique rectangulaire flottant auquel est fixé un filet conique au bout duquel se trouve une poche permettant la collecte finale (ou tout autre équipement de collecte pertinent), dans laquelle les microplastiques et les matières organiques sont récupérés. Les dimensions de la « bouche » du dispositif métallique ne sont pas prédéterminées ; il est toutefois conseillé de toujours maintenir un rapport égal à $\frac{1}{2}$ entre la hauteur et la largeur de la bouche du dispositif. Les dimensions les plus courantes de l'embouchure d'un filet manta sont 50 cm de largeur et 25 cm de hauteur, mais d'autres dimensions sont possibles. Ces dimensions se réfèrent à l'ouverture intérieure de l'embouchure, c'est-à-dire celle à laquelle est relié le filet de 2,5 m de long. La partie extérieure est plus large, donnant à cette bouche la forme d'une pyramide tronquée.

8. Maille du filet et du godet/de la poche : Le filet conique fixé au dispositif métallique flottant doit être constitué d'un filet d'une maille d'environ 330 μm . Pour éviter les problèmes de régurgitation suite à un colmatage, notamment dans les eaux eutrophes, il est nécessaire de vérifier en permanence l'efficacité de l'échantillonnage. Dans les zones à forte concentration d'organismes gélatineux et de zooplancton, un filet métallique (maille de 1-2 cm) peut éventuellement être ajouté devant l'embouchure du filet manta.

9. Dimensions des ailes : Deux ailes métalliques sont fixées à droite et à gauche du dispositif métallique pour maintenir constamment le filet manta en flottaison à la surface de la mer. Les dimensions des ailes dépendent du poids de l'embouchure, car elles servent à assurer la flottabilité de l'instrument. Elles dépendent donc du poids du dispositif métallique flottant. Dans la plupart des cas, chaque aile a la même longueur que l'embouchure métallique. Les ailes doivent généralement avoir une longueur de 40 à 70 cm. En tout état de cause, elles doivent être suffisamment grandes pour maintenir le filet manta à flot.

2.1 Utilisation du filet manta

10. Le filet manta est abaissé lentement du bateau ou du vaisseau jusqu'à la surface de la mer, puis est laissé à flot. Selon la dimension du bateau, il est possible de remorquer le filet par la poupe ou par le côté. Si le filet est abaissé à l'arrière, la distance entre le bateau et le filet manta doit être d'au moins 50 à 70 m. Si le filet est abaissé sur le côté du bateau, il doit être maintenu à une distance d'environ 3 mètres. Dans la mesure du possible, il est recommandé d'utiliser des cordes en matière non plastique afin d'éviter toute contamination. Il est également possible de tracter le filet manta depuis le côté du vaisseau ou du zodiaque (figures 2 et 3). Il est extrêmement important de laisser le filet manta en dehors de la vague d'étrave provoquée par la rotation de l'hélice, car cette turbulence influencerait considérablement la quantité de microplastiques collectés ainsi que la contamination due aux écailles de peinture se décollant du vaisseau (figure 1).



Figure 1 : Filet manta utilisé en mer calme, en dehors de la vague d'étrave causée par la rotation de l'hélice (Photo : © Christos Ioakeimidis, UNEP/PAM).

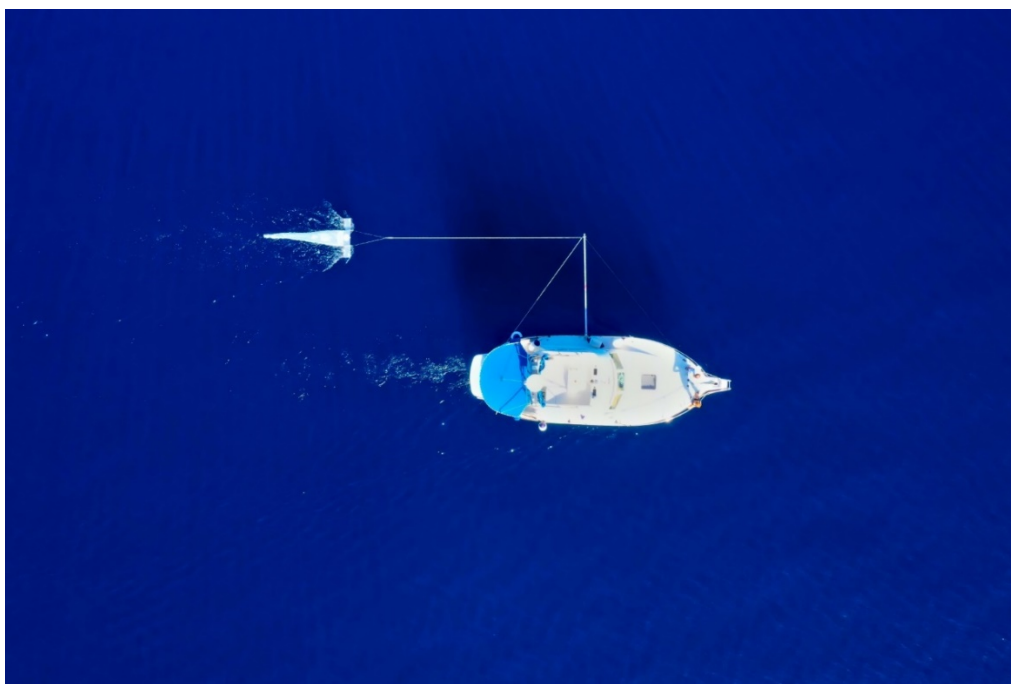


Figure 2 : Filet manta tracté sur le côté du vaisseau (Photo : © Stipe Muslim, Croatie)



Figure 3 : Filet manta tracté sur le côté du vaisseau (Photo : © Cecilia Silvestri et Marco Matiddi, Italie)

2.2 Conception d'une campagne de surveillance

11. Méthode d'échantillonnage : Une conception correcte des programmes de surveillance devrait inclure au moins un échantillonnage côtier et un échantillonnage en haute mer. Pour les programmes de surveillance côtiers, les prélèvements doivent être effectués dans 3 stations situées à différentes distances du littoral (par ex. 0,5, 1,5 et 3 milles Miles), sur un axe perpendiculaire à la côte. Pour les programmes de surveillance en haute mer, les prélèvements doivent être effectués dans 3 stations situées à 6, 12 et 24 milles marins de la côte, suivant une trajectoire semblable à celle des prélèvements côtiers. Une fois le bateau/vaisseau positionné au point d'échantillonnage, le filet manta est abaissé et chaluté pendant environ 20 minutes ou plus (selon le niveau de colmatage du filet) sur un transect rectiligne, à une vitesse d'environ 1 à 2 nœuds. Pour que le filet manta filtre correctement l'eau et que l'embouchure soit totalement immergée dans la mer, la vitesse ne doit en aucun cas dépasser les 3 nœuds. Le trait de chalut de 20 minutes doit être effectué dans la direction opposée au courant de surface ou, en tout état de cause, dans la direction opposée au vent.

12. *Facultatif* : Si de grandes quantités de matière organique, de mucilages et de zooplancton gélatineux sont présents pendant le prélèvement, il est recommandé de diviser l'échantillonnage en deux traits de chalut de 10 minutes. Les deux échantillons seront fusionnés pour obtenir l'équivalent d'un trait de chalut de 20 minutes.

13. Coordonnées GPS : Pour chaque trait de chalut, les coordonnées GPS (degrés et millièmes, GG°, GGGG) au début et à la fin de l'échantillonnage doivent être enregistrées dans le système géodésique mondial WGS 84/UTM 32. Il sera judicieux d'enregistrer des coordonnées GPS supplémentaires (par ex. toutes les 10 minutes), car elles nous permettront de confirmer, ou non, que l'échantillonnage suit un transect rectiligne, et même de déterminer plus précisément la longueur du trait de chalut. Si de grandes quantités de matière organique et de mucilages sont présents pendant le prélèvement, il est recommandé de réduire la durée de l'échantillonnage et d'effectuer deux traits de chalut de 10-15 minutes.

14. La direction et l'intensité du vent doivent être enregistrées, ainsi que l'état de la mer.

15. Position des stations de prélèvement : La position des stations utilisées pour la surveillance côtière doit être déterminée en fonction des caractéristiques de la zone d'étude (c'est-à-dire les zones de remontée et de descente des eaux, les zones de stockage pour les conditions hydrodynamiques locales, la distance par rapport aux sources d'apports directs, telles que les embouchures des fleuves, la distance par rapport aux installations portuaires ou aux établissements urbains pertinents, etc.). La

position des stations de prélèvement en haute mer doit être complémentaire de celle des stations côtières, suivant les trajectoires des stations côtières à une distance de 6, 12 et 24 milles marins, et/ou se situer dans les zones d'accumulation prévues par les modélisations prédictives. Le nombre et la position des stations de prélèvement seront déterminés de manière à fournir une meilleure représentation de l'ensemble de la région, en tenant compte des zones qui présentent une activité/une incidence anthropique élevée et de celles qui présentent une activité/une incidence anthropique minimale. Les critères de détermination de la position des transects doivent être consignés sur des fiches d'échantillonnage spécifiques.

16. **Réplicats** : En raison de la variabilité de la répartition des microparticules flottantes, il est nécessaire d'augmenter la représentativité des données. En outre, il est fortement recommandé de prélever des réplicats à partir d'un même point de prélèvement. Il est recommandé d'obtenir trois réplicats pour chaque station. Chaque réplikat doit être prélevé en suivant le transect dans la direction opposée au courant de surface ou, en tout état de cause, dans la direction opposée à celle du vent, sur une trajectoire approximativement parallèle à celle du premier prélèvement. Il est recommandé d'utiliser deux filets manta identiques afin de collecter deux échantillons en une seule fois (ce qui prend moins de temps).

2.3 Calcul de la superficie des zones étudiées

17. **Superficie des eaux étudiées** : Le calcul de la quantité de microplastiques doit être exprimé en nombre de particules de microplastiques par mètre carré sur la base de l'approche méthodologique suivante :

La superficie des eaux étudiées (S) est calculée à l'aide de la formule suivante :

$$S = D \times W$$

Où : D est la longueur du transect rectiligne suivi pour l'échantillonnage ;
W est la largeur de l'embouchure du filet manta.

* Il est possible de calculer D à l'aide d'un débitmètre, de coordonnées GPS ou d'instruments à bord du vaisseau.

18. **Facultatif** : Il est également possible de calculer le volume filtré (m³) : i) en multipliant la surface de l'embouchure du filet par la distance parcourue pendant le trait de chalut ; ou ii) en appliquant la formule appropriée du débitmètre comme suit :

$$(i) \quad V = D \times A$$

$$(ii) \quad V = N \times A \times c$$

D est la longueur du transect suivi pour l'échantillonnage (m) ;
N est le nombre de tours d'hélice enregistrés par le débitmètre tout au long du transect ;
A est la surface de l'embouchure du filet manta utilisé (largeur x hauteur) ;
c est une valeur constante, propre à chaque débitmètre.

Il convient de prendre en compte le fait que la mesure du volume filtré à l'aide d'un débitmètre est plus précise, mais que cet appareil nécessite une maintenance continue et peut se bloquer pendant l'échantillonnage. La mesure de la superficie en mètres carrés doit donc toujours être calculée.

2.4 Prélèvement et stockage des échantillons

19. À chaque fois qu'il est ramené sur le bateau/vaisseau, le filet doit être rincé à l'eau de mer, de l'extérieur vers l'intérieur, de la partie fixée à l'embouchure vers le collecteur, afin que toutes les matières naturelles et anthropiques soient concentrées dans le cul de chalut. Le collecteur est retiré et le matériau est transféré dans des flacons en verre de 250 ou 500 ml pour une analyse qualitative et quantitative ultérieure (figure 3). La poche/le godet doit être lavé avec de l'eau distillée ou de l'eau de mer pour l'extérieur et uniquement avec de l'eau distillée pour l'intérieur, afin de recueillir tous les matériaux retenus entre les mailles. Les plus gros morceaux de matériel biologique, par exemple les feuilles, les insectes, les algues plus grosses ou les morceaux de bois, sont extraits des échantillons à l'aide de pinces en métal et soigneusement rincés sur un tamis en métal ($< 330 \mu\text{m}$). Les macroplastiques sont retirés et rincés de la même manière, mais, au lieu d'être jetés, ils peuvent éventuellement être recensés et stockés pour une analyse ultérieure. Il est important de séparer les macroplastiques de l'échantillon afin d'éviter leur fragmentation.



Figure 3 : Microplastiques et matières organiques recueillis dans un tamis en métal juste après le prélèvement (Photo : © Christos Ioakeimidis).

20. Les échantillons peuvent ensuite être stockés dans des réfrigérateurs (mais pas dans des congélateurs), à l'abri de la lumière et de la chaleur. Il est possible d'ajouter un fixateur (à savoir de l'éthanol à 70 %), mais uniquement pour empêcher la décomposition des matières organiques présentes (par ex. le zooplancton, le phytoplancton, etc.), qui générerait des odeurs désagréables lors de l'analyse des échantillons. Cette procédure n'est cependant pas conseillée car elle peut modifier la couleur des microplastiques.

3. Analyses en laboratoire des échantillons prélevés en mer

21. L'analyse vise à identifier et à quantifier les différentes particules de microplastiques (non dégradables) présentes dans le ou les échantillons.

3.1 Contamination croisée

22. Tous les équipements de laboratoire doivent, dans la mesure du possible, être fabriqués en verre ou en métal afin d'éviter la contamination de l'échantillon par des particules de microplastiques provenant d'un éventuel équipement en plastique, ainsi que pour éviter que des fragments de microplastiques n'adhèrent aux parois de l'équipement. Pour éviter ce type de contamination, il convient de veiller à rincer soigneusement l'équipement avec de l'eau distillée. L'utilisation d'eau distillée pendant toutes les étapes de lavage/rinçage doit être assurée pendant toutes les étapes de l'analyse en laboratoire. En outre, une attention particulière doit être accordée au nettoyage de la zone de travail afin d'éviter la contamination de l'échantillon par des particules de microplastiques, principalement des fibres, présentes dans l'atmosphère ou générées par les équipements en plastique utilisés. En ce sens, il convient de prendre d'importantes précautions pour limiter le risque de contamination, par exemple :

- éviter de porter des vêtements synthétiques qui pourraient libérer des fibres plastiques (comme des vêtements en polaire ou des tissus extensibles en lycra/polyamide) pendant les analyses en laboratoire, et privilégier des vêtements en coton pur ; toujours porter une blouse de laboratoire composée à 100 % de coton ;
- éviter d'exposer l'échantillon à l'air atmosphérique, et donc veiller à couvrir les espaces de laboratoire utilisés pour éviter la contamination ;
- ne pas laisser les fenêtres ouvertes pendant l'analyse des échantillons ;
- réduire le nombre de personnes présentes dans le laboratoire pendant l'analyse ;
- utiliser une chambre à écoulement laminaire (recommandé) ;
- couvrir la boîte de Petri avec un couvercle en verre pendant la première analyse au stéréomicroscope ;
- placer un papier filtre humide dans une boîte de Petri dans la zone de travail afin de disposer d'un contrôle à blanc à chaque étape représentant l'ensemble du processus de traitement.

3.2 Équipement du laboratoire

23. Les équipements suivants seront nécessaires lors de l'analyse en laboratoire :

Équipements exigés :

- Tamis à maille métallique de 5 mm ;
- Tamis à maille métallique de 300 µm ;
- Four de séchage ;
- Dispositif de filtration ;
- Boîtes de Petri (verre) ;
- Bocal/béchers (verre) ;
- Pince ;
- Eau distillée ;
- Micromètre ;
- Stéréoscope.

Équipements facultatifs :

- *Micromètre ;*
- *Tamis supplémentaires pour les classes de taille ;*
- *Peroxyde d'oxygène ou hydroxyde de potassium ;*
- *Four de séchage ou plaque chauffante ou creuset ;*
- *Chambre à écoulement laminaire ;*
- *Système de pompe à vide et membrane en fibre de verre ;*
- *Aiguille à pointe chauffante, microscope optique, spectroscopie infrarouge à transformée de Fourier ou spectroscopie Raman.*

3.3 Les cinq étapes de l'analyse en laboratoire

24. L'analyse des échantillons doit comporter les **cinq étapes** suivantes :

25. Étape 1 : Tamisage humide :

- Verser l'échantillon à travers un empilement de tamis à mailles métalliques de 5 mm et de 330 µm.
- *Facultatif : afin de subdiviser les éléments en différentes classes de taille, il est possible d'ajouter à cet empilement des tamis supplémentaires (par ex. des tamis à maille de 1 mm).*
- Rincer le récipient dans lequel les échantillons sont stockés plusieurs fois avec de l'eau distillée, afin de récupérer tous les microplastiques.
- La fraction constituée de résidus végétaux ou animaux de plus de 5 mm (retenus par le tamis à plus grande maille) doit être soigneusement rincée avec de l'eau distillée.
- *Facultatif : en présence de grandes quantités de matière organique, incuber les échantillons sur une plaque chauffante, dans un creuset ou dans une étuve (≤ 40 °C), en ajoutant à l'échantillon un supplément de 15 % de peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) ou de KOH à 10 % pendant l'évaporation, jusqu'à ce que toute la matière organique soit digérée. Veillez à ne pas dépasser une température de 40 °C.*
- Pour le processus de digestion, les bocaux contenant les échantillons collectés doivent être conservés à température ambiante pendant 5 jours ou moins, selon la vitesse de digestion. Les bocaux doivent être recouverts de papier d'aluminium ou d'un plat en verre pendant les processus de digestion.
- *Facultatif : la matière digérée peut être filtrée à travers une membrane en fibre de verre GF/C, dans une pompe à vide ; rincer plusieurs fois l'entonnoir et la membrane avec de l'eau distillée pour éliminer la matière organique.*

26. Étape 2 : Transfert des matières solides tamisées :

- Une fois l'échantillon filtré, transférer tous les solides recueillis dans les tamis de 330 µm dans une boîte de Petri à l'aide d'une spatule et d'un rinçage minimal avec un flacon pulvérisateur contenant de l'eau distillée.
- S'assurer que tous les solides sont transférés dans les bocaux en verre.

27. Étape 3 : Triage visuel des échantillons :

- Placer la boîte de Petri sous le stéréomicroscope et procéder à l'identification des microplastiques. Pour cela, les éléments en plastique sont comptés par triage visuel de l'échantillon et il est recommandé de déplacer la boîte de Petri du haut vers le bas et de la gauche vers la droite, puis vice versa, pour faciliter le comptage des particules. Procéder à deux passages sous le stéréomicroscope pour le triage visuel.
- Les filaments d'une longueur supérieure à 5 mm doivent également être comptés.
- Dans le cas de micro-éléments suspects, utiliser une aiguille à pointe chauffante, un microscope optique ou un équipement de spectroscopie pour détecter s'il s'agit de matières plastiques.
- *Facultatif : pour la catégorisation des tailles et afin de subdiviser les éléments collectés en différentes classes de taille, placer une feuille de papier millimétré sous la boîte de Petri. Cette procédure peut également être effectuée avec un micromètre inséré dans l'oculaire ou avec un logiciel d'analyse d'image (par ex. Image J) qui aide à mesurer les microplastiques identifiés.*
- Pendant toute la durée du tri visuel des échantillons, un contrôle à blanc sera effectué. Pour cela, une boîte de Petri non couverte et contenant un filtre sera laissée à côté du stéréomicroscope et sera inspectée après chaque échantillon, ce qui permettra de détecter une éventuelle contamination par l'air. La couleur et la forme des particules identifiées dans les blancs seront enregistrées. Si le blanc est contaminé, la quantité des micro-déchets présentant des caractéristiques similaires (par ex. forme, couleur, type de polymère) doit être exclue des résultats du même bain.

28. Étape 4 : Catégorisation et classification :

- Les particules de microplastiques identifiées doivent être catégorisées et classées.
- Les particules de microplastiques qui sont identifiées dans la boîte de Petri en verre doivent être divisées et comptées en fonction de leur forme (c'est-à-dire fibre, filament, film/feuille, fragment, granule, pastille, mousse) et de leur couleur (figure 4).
- Types de formes utilisées pour la caractérisation des microplastiques :
 - Fibre : provient uniquement de textiles. Les fibres sont très flexibles, présentant différentes épaisseurs et couleurs. Elles peuvent être fabriqués à partir de matériaux naturels ou synthétiques.
 - Filament : élément filiforme allongé, fin et moins souple qu'une fibre, fabriqué par un polymère artificiel (par ex. ligne de pêche).
 - Film/feuille : morceau de plastique souple cassé comme une feuille. Ces éléments sont plus fins et plus flexibles que les fragments (par ex. morceaux de sacs en plastique).
 - Fragment : morceau de plastique dur et cassé, épais, de forme irrégulière.
 - Granule : forme sphérique, avec un bourrelet de forme ronde régulière.
 - Pastille : uniquement d'origine industrielle, de forme irrégulière et ronde, généralement de plus grande taille que les granules.
 - Mousse : consistance molle de forme irrégulière ou sphéroïde (par ex. polystyrène, caoutchouc silicone).



Figure 4 : Formes courantes des microplastiques. (1 : fibres, 2-3 : filaments, 4-7 : films, 8-11 : fragments, 12-14 : mousses, 15 : pastille, 16-17 : granule) (Photo : © Ülgen Aytan, Turquie).

29. Il convient de faire attention à bien distinguer les fibres (textiles) et les filaments (polymère artificiel filiforme, par ex. fil de pêche), car celles-là doivent pouvoir passer à travers une maille de 330 µm et sont davantage susceptibles de provenir d'une contamination par voie aérienne.

30. La figure 4 met en lumière les différences entre les fibres et les filaments : les fibres ont généralement un diamètre plus petit et des bords effilochés, et elles présentent souvent un enroulement hélicoïdal à leur extrémité. De plus, les fibres se plient et se déforment lorsqu'on en approche une aiguille, (fig. 5 : 1 fibres rouge et 2 fibres bleues).

31. Les filaments, quant à eux, ont généralement une forme bien définie : cylindroïde avec des bords nets, et leur couleur est plus uniforme. De plus, les filaments sont plus rigides et moins déformables que les fibres (fig. 5 : 2 filaments bleus).

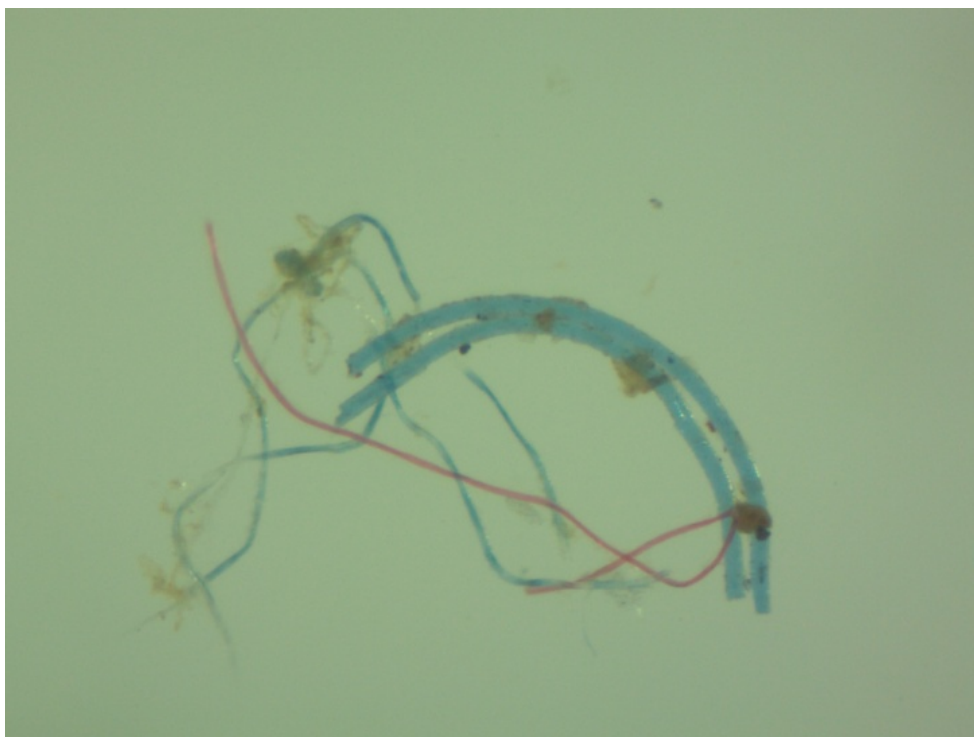


Figure 5 : Différences entre les microplastiques en fibres et en filaments (Photo : © Marco Matiddi, Italie).

32. La couleur de chaque particule de microplastique doit être enregistrée selon les catégories suivantes : blanc, noir, rouge, bleu, vert et autre couleur (figures 6 et 7). En cas d'encrassement biologique ou de dégradation, le jaune doit être inclus dans la catégorie « blanc » et le brun dans la catégorie « noir », tandis que l'orange et le rose sont inclus dans la catégorie « rouge ». La catégorie « *autre couleur* » comprend toutes les autres couleurs qui ne peuvent pas être précisées, ou les cas où un élément présente des couleurs différentes sur plusieurs côtés. En outre, lorsqu'un fragment présente une couleur différente sur chaque côté, il doit toujours être inclus dans la catégorie « *autre couleur* ». Il est possible de procéder à une différenciation plus spécifique lorsqu'elle est pertinente pour un objectif précis (par ex. un projet, etc.).

33. Enfin, pour chaque couleur identifiée, il convient de préciser la transparence, en indiquant dans la colonne appropriée du fichier de données si les éléments sont opaques ou transparents.

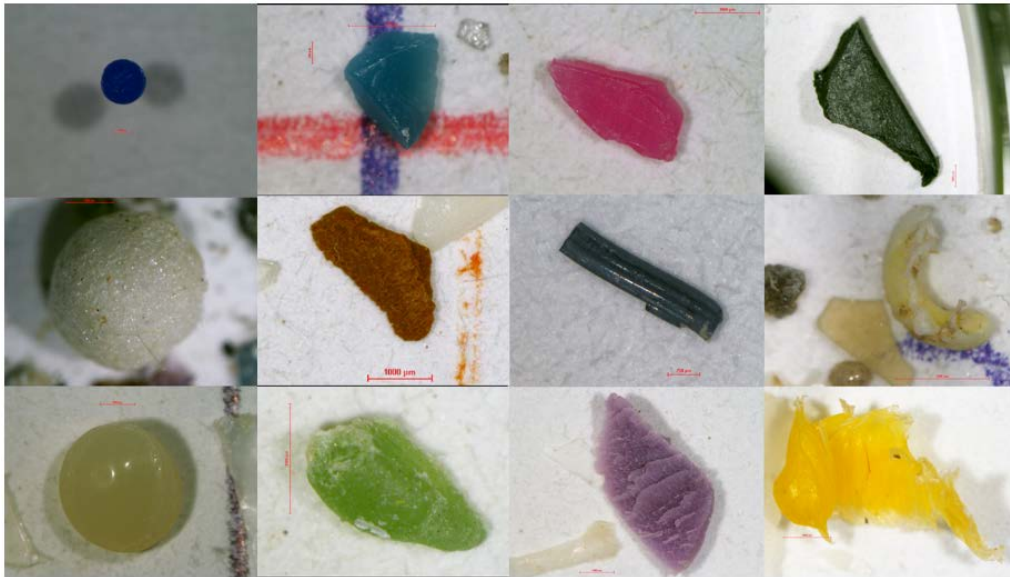


Figure 6 : Différentes couleurs de microplastiques (Photo : © Ofrat Rave, Israël).

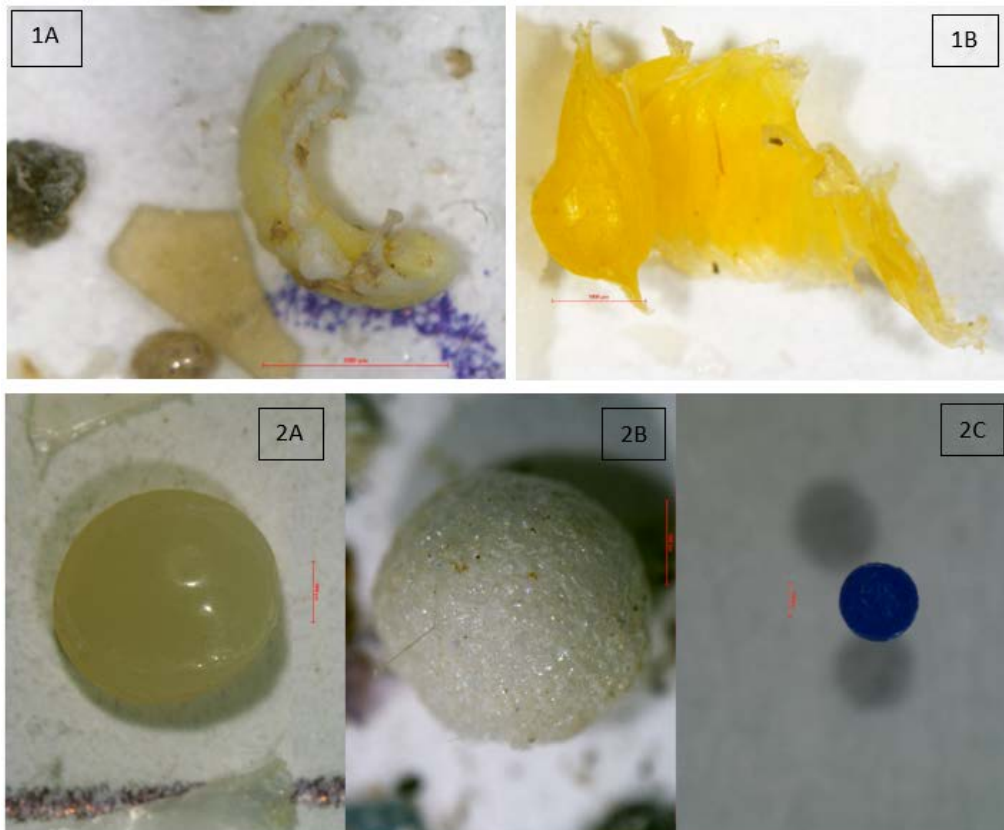


Figure 7 : Exemples de catégorisation des couleurs pour les microplastiques : [1A] microplastique coloré dégradé à cause d'un encrassement biologique, devant être considéré comme « blanc » ; [1B] microplastique de couleur jaune devant être considéré comme « autre couleur » ; [2A] pastille devant être considérée comme « blanche » (barre d'échelle 1 000 μm) ; [2B] mousse de couleur blanche (barre d'échelle 1 000 μm) ; [2C] granulé de couleur bleue (barre d'échelle 250 μm). (Photo : © Ofrat Rave et Yael Segal Israël)

34. Étape 5 : Unités de déclaration :

Les unités de déclaration pour l'abondance des microplastiques dans les échantillons d'eau sont les suivantes :

- Option 1 : Nombre de microplastiques par zone étudiée
(Nombre de particules/km² | Nombre de particules/m²)
- Option 2 : Nombre de microplastiques par volume
(Nombre de particules/m³)

35. La première unité est obligatoire, comme l'exige l'indicateur commun 23 de l'IMAP et le critère D10C2 de la directive-cadre « stratégie pour le milieu marin » de l'Union européenne (DCSMM). La seconde unité est facultative.

36. Les informations relatives à la forme et à la couleur des microplastiques identifiés sont utiles pour l'identification de la source.

4. Principales observations

37. Les procédures optiques et spectrales, telles que la spectroscopie infrarouge à transformée de Fourier ou la spectroscopie Raman, sont des techniques très importantes pour différencier les microplastiques des matériaux non plastiques et pour vérifier les polymères plastiques, ce qui est également nécessaire pour obtenir des informations utiles sur les sources des matières plastiques présentes à la surface de la mer. Ces instruments peuvent effectuer simultanément le comptage, la mesure de la forme et l'identification des matériaux, mais ils sont coûteux et tous les laboratoires n'ont pas les moyens de s'en équiper. Pour les laboratoires qui ont la possibilité de les utiliser, si le temps et les ressources ne permettent pas d'analyser tous les échantillons, il est recommandé de procéder à une analyse spectroscopique représentative pour un sous-échantillon de 10 % du total, en sélectionnant les microparticules suspectes afin d'en vérifier l'identification visuelle.

38. Il est recommandé (mais pas obligatoire) d'établir une liste de paramètres physiques et chimiques supplémentaires de la colonne d'eau au moyen d'un échantillonnage multiparamétrique intégré. Ces paramètres sont les suivants :

- Profondeur (m) ;
- Température (°C) ;
- Salinité (psu) ;
- Oxygène (oxygène dissous - pourcentage de saturation) ;
- pH ; et
- Transparence (m).