



DEPARTEMENT DES SCIENCES DE LA MER ET DE L'AQUACULTURE

MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES

Présenté par

DJELLOUL Ikram

BACHA Rezika

Pour l'obtention du diplôme de

MASTER EN HYDROBIOLOGIE MARINE ET CONTINENTALE

Spécialité : Bioressources Marines

THÈME

**Communautés fongiques associées aux déchets
plastiques marins et évaluation de leur
potentiel en bioremediation.**

Soutenu le : 30/09/2026

DEVANT LE JURY

Président : M^{me} AIT MOHAMED AMER Lilia **MCB**

U. Mostaganem

Encadrant : M^{me} BENMESSAOUD Nadjat **MAA**

U. Mostaganem

Examineur: M^r BEKADA Djamel Eddine **MCA**

U. Mostaganem

Année universitaire 2025/2026

Remerciements

Avant tout, nous remercions ALLAH de nous avoir accordé la force, la patience et la détermination nécessaires pour mener à bien ce travail et arriver au terme de notre parcours.

Au terme de ce travail, nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à toutes les personnes qui ont contribué, de près ou de loin, à la réalisation de ce mémoire.

*Nous adressons tout particulièrement nos sincères remerciements à Mme **Nadjet BENMESSAOUD**, notre enseignante et encadrante au département des Sciences de la Mer et de l'Aquaculture, pour son accompagnement, sa disponibilité, ses conseils précieux, ainsi que pour ses orientations et ses critiques constructives qui nous ont permis d'enrichir nos connaissances et de mener à bien ce travail.*

*Nous exprimons également notre profonde gratitude à M^r **Djamel Eddine BEKADA**, maître de Conférence « A » au département de Biotechnologie, pour avoir accepté d'examiner notre travail et pour l'intérêt porté à notre mémoire.*

*Nous adressons également nos sincères remerciements à Mme **Lilia AIT MOHAMED AMER**, Maître de conférence « B » au département des Sciences de la Mer et de l'Aquaculture, pour avoir accepté de présider le jury de notre mémoire et pour l'honneur qu'elle nous a fait.*

Enfin, nous remercions toutes les personnes qui nous ont soutenues et encouragées tout au long de la réalisation de ce travail.

Dédicace

*Je dédie ce modeste travail qui est le fruit de tant d'années
d'études :*

*À toutes les personnes proches de mon cœur, surtout à mes chers
parents*

*À ma très chère maman qui m'a soutenu tout au long de mes
études et qui s'est sacrifiée énormément pour me voir réussir et
arriver à ce jour. À mon père, qui est toujours été présent à mes
côtés et qui m'a encouragé à aller de l'avant.*

À mes frères : Abdallah, Habib, Bendhiba et Hanaa.

À ma famille Djelloul.

À mes chères amies (Rezika, Halima, Manel, Hadjer).

À tous mes amis de l'université.

Ikram.

Dédicace

*Je dédie ce modeste travail à mon père, mon soutien et ma fierté,
ainsi qu'à mes frères, mes sœurs et mes neveux et nièces, pour
leur amour et leur soutien.*

*À l'âme de ma chère mère, que Dieu l'accueille dans son paradis,
toujours présente dans mon cœur et dans chacune de mes
réussites.*

*À une personne chère qui occupe une place particulière dans mon
cœur, et enfin à moi-même, pour ma patience et ma persévérance.*

*À tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à ce parcours,
merci du fond du cœur.*

Rezika.

La pollution plastique marine constitue une menace majeure pour les écosystèmes marins en raison de la persistance et de la faible biodégradabilité des polymères synthétiques dans l'environnement. La présente étude a pour objectif d'isoler et d'identifier la communauté fongique associée aux déchets plastiques marins constitués principalement de gobelets et de bouteilles prélevés en avril 2026 sur trois sites du littoral de Mostaganem (Salamandre, Sablettes et Sidi Medjdoub), puis à évaluer son potentiel de biodégradation du polyéthylène (PE) et du polyéthylène basse densité (LDPE).

L'étude des caractères macroscopiques et microscopiques des souches fongiques isolées a permis de mettre en évidence une diversité importante de champignons filamenteux. Au total, 367 isolats ont été obtenus et répartis en 13 genre fongiques. La communauté isolée était dominée par *Aspergillus versicolor* (18,8 %), suivi de *Rhizomucor sp.* (12,53 %), *Trichoderma sp.* (10,08 %), des mycéliums stériles non identifiés (10,08 %), *Fusarium moniliforme* (8,44 %), *Absidia sp.* (8,17 %), *Alternaria spp.* (7,08 %), *Aspergillus niger* (6,26 %), *Penicillium spp.* (5,44 %), *Aspergillus fumigatus* (4,63 %), *Acremonium sp.* (3,5 %), *Scytalidium hyalinum* (3,27 %) et *Aspergillus terreus* (1,63 %). Le site des Sablettes a enregistré la plus forte abondance (125 isolats), suivi de Sidi Medjdoub (115), tandis que Salamandre présente l'abondance la plus faible (90 isolats).

L'évaluation du potentiel de biodégradation du PE et du LDPE a révélé, après 10 jours d'incubation, l'apparition de zones de dégradation autour de certains fragments plastiques chez plusieurs souches fongiques notamment : *Aspergillus niger* (2 cm), *Alternaria sp.* (1,6 cm), *Penicillium spp.* (1,1cm) et *Scytalidium hyalinum* (1 cm). Cette bioaltération s'accompagne d'une perte de masse mesurable du matériau plastique enregistrée principalement chez *Alternaria sp.*, *Aspergillus niger* et *Penicillium spp.* indiquant leur potentiel dans la dégradation de ces polymères.

Ces résultats mettent en évidence la diversité des communautés fongiques associées aux déchets plastiques marins du littoral de Mostaganem tout en soulignant le potentiel de ces souches dans les processus d'altération et de biodégradation des polymères plastiques étudiés pour ainsi contribuer au développement de stratégies de bioremédiation des milieux marins contaminés.

Mots-clés : Communautés fongiques, biodégradation, déchets plastiques marins, littoral de Mostaganem, polyéthylène (PE), polyéthylène basse densité (LDPE), bioremédiation.

Marine plastic pollution poses a major threat to marine ecosystems due to the persistence and low biodegradability of synthetic polymers in the environment. The objective of this study is to isolate and identify the fungal community associated with marine plastic waste consisting mainly of cups and bottles collected in April 2026 from three sites along the Mostaganem coastline (Salamandre, Sablettes, and Sidi Medjdoub), and to evaluate its potential for biodegrading polyethylene (PE) and low-density polyethylene (LDPE).

An analysis of the macroscopic and microscopic characteristics of the isolated fungal strains revealed a significant diversity of filamentous fungi. A total of 367 isolates were obtained and classified into 13 fungal genera. The isolated community was dominated by *Aspergillus versicolor* (18.8%), followed by *Rhizomucor sp.* (12.53%), *Trichoderma sp.* (10.08%), unidentified sterile mycelia (10.08%), *Fusarium moniliforme* (8.44%), *Absidia sp.* (8.17%), *Alternaria spp.* (7.08%), *Aspergillus niger* (6.26%), *Penicillium spp.* (5.44%), *Aspergillus fumigatus* (4.63%), *Acremonium sp.* (3.5%), *Scytalidium hyalinum* (3.27%), and *Aspergillus terreus* (1.63%).

The Sablettes site recorded the highest abundance (125 isolates), followed by Sidi Medjdoub (115), while Salamandre had the lowest abundance (90 isolates).

The assessment of the biodegradation potential of PE and LDPE revealed, after 10 days of incubation, the appearance of degradation zones around certain plastic fragments in several fungal strains, notably: *Aspergillus niger* (2 cm), *Alternaria sp.* (1.6 cm), *Penicillium spp.* (1.1 cm), and *Scytalidium hyalinum* (1 cm). This bioalteration was accompanied by a measurable loss of mass in the plastic material, observed primarily in *Alternaria sp.*, *Aspergillus niger*, and *Penicillium spp.*, indicating their potential to degrade these polymers.

These results highlight the diversity of fungal communities associated with marine plastic waste along the Mostaganem coastline, while also underscoring the potential of these strains to degrade and biodegrade the plastic polymers studied, thereby contributing to the development of bioremediation strategies for contaminated marine environments.

Keywords: Fungal communities, biodegradation, marine plastic waste, Mostaganem coastline, polyethylene (PE), low-density polyethylene (LDPE), bioremediation.

يشكل التلوث البلاستيكي البحري تهديدًا كبيرًا للنظم الإيكولوجية البحرية بسبب ثبات البوليمرات الاصطناعية في البيئة وصعوبة تحليلها بيولوجيًا. تهدف هذه الدراسة إلى عزل وتحديد المجموعة الفطرية المرتبطة بالنفايات البلاستيكية البحرية التي تتكون أساسًا من أكواب وزجاجات تم جمعها في أبريل 2026 من ثلاثة مواقع على ساحل مستغانم (سالاماندر، سابليت وسيدي مجدوب)، ثم تقييم قدرتها على التحلل البيولوجي للبولي إيثيلين (PE) والبولي إيثيلين منخفض الكثافة (LDPE)

وقد أتاح دراسة الخصائص الماكروسكوبية والمجهريّة للسلاسل الفطرية المعزولة الكشف عن تنوع كبير في الفطريات الخيطية. وتم الحصول على ما مجموعه 367 عينة معزولة، تم تصنيفها إلى 13 جنسًا فطريًا. وكان النوع *Aspergillus versicolor* هو السائد في المجموعة المعزولة (%18,8)، يليه *Rhizomucor sp.* (%12,53)، *Trichoderma sp.* (%10,08)، وفطريات معقمة غير محددة (%10,08)، *Fusarium moniliforme* (%8,44)، *Absidia sp.* (%8,17)، *Alternaria spp.* (%7,08)، *Aspergillus niger* (%6,26)، *Penicillium spp.* (%5,44)، *Aspergillus fumigatus* (%4,63)، *Acremonium sp.* (%3,5)، *Scytalidium hyalinum* (%3,27)، و *Aspergillus terreus* (%1,63)

وسجل موقع «السابليت» أعلى معدل وفرة (125 عينة معزولة)، يليه موقع «سيدي مجدوب» (115)، في حين سجل موقع «سالاماندر» أدنى معدل وفرة (90 عينة معزولة).

أظهر تقييم إمكانية التحلل البيولوجي للبولي إيثيلين (PE) والبولي إيثيلين منخفض الكثافة (LDPE)، بعد 10 أيام من الحضانة، ظهور مناطق تحلل حول بعض الشظايا البلاستيكية في العديد من سلاسل الفطريات، ولا سيما *Aspergillus niger* (2سم)، *Alternaria sp.* (1,6سم)، *Penicillium spp.* (1,1سم) و *Scytalidium hyalinum* (1سم). وبصاحب هذا التحلل الحيوي فقدان قابل للقياس في كتلة المادة البلاستيكية، سُجل بشكل رئيسي في *Alternaria sp.* و *Aspergillus niger* و *Penicillium spp.*، مما يشير إلى قدرتها على تحلل هذه البوليمرات.

تُبرز هذه النتائج التنوع الذي تتميز به المجتمعات الفطرية المرتبطة بالنفايات البلاستيكية البحرية على ساحل مستغانم، وتؤكد في الوقت نفسه على الإمكانيات التي تتمتع بها هذه السلاسل في عمليات تحلل البوليمرات البلاستيكية المدروسة وتحللها بيولوجيًا، مما يساهم في تطوير استراتيجيات المعالجة الحيوية للبيئات البحرية الملوثة.

الكلمات المفتاحية: مجتمعات الفطريات، التحلل البيولوجي، النفايات البلاستيكية البحرية، ساحل مستغانم، البولي إيثيلين (PE)، البولي إيثيلين منخفض الكثافة (LDPE)، المعالجة البيولوجية.

Liste des abréviations

% : Pourcentage.

°C : degré Celsius.

ADN : acide desoxy-rebo nucléique.

cm : centimètre.

cm : centimètre.

FTIR : spectroscopie infrarouge à transformée de Fourier.

g : gramme.

GR : Grossissement.

Km : kilomètre.

LDPE : polyéthylène basse densité.

MEB/SEM : microscopie électronique à balayage.

mg : milligramme.

ml : millilitre.

mm : millimètre

MSA : milieu utilisé dans l'étude.

NACL : chlorure de sodium.

PE : polyéthylène.

TSE : Tryptone-Sel-Eau.

Liste des figures

Figure 01 : Estimation de la répartition des espèces dans les règnes du vivant.	3
Figure 02 : Différentes formes des microchampignons.	5
Figure 03 : Mode de reproduction chez les champignons.	6
Figure 04 : Classification des champignons.	7
Figure 05 : Schéma conceptuel de l'écosystème marin et des rôles potentiels des champignons.	9
Figure 06 : Secteurs d'utilisation des plastiques.	10
Figure 07 : Nombre et taille du plastique dans les océans.	13
Figure 08 : Les différents processus de dégradation du plastique.	14
Figure 09 : Différentes étapes de la biodégradation du plastique dans l'eau de mer	17
Figure 10 : Carte géographique de la mer méditerranée.	19
Figure 11 : Carte du littoral de Mostaganem.	22
Figure 12 : La plage de Sidi Medjdoub.	23
Figure 13 : La plage de Salamandre.	24
Figure 14 : La plage des Sablettes.	24
Figure 15 : Prélèvements de macroplastiques dans les différents sites d'échantillonnage.	26
Figure 16 : Isolement de champignons sur gélose Sabouraud-chloramphénicol (Méthode directe).	28
Figure 17 : Isolement des micromycètes sur gélose Sabouraud-chloramphénicol (Méthode de lavage).	29
Figure 18 : Préparation des lames pour l'identification microscopique des souches fongiques.	31
Figure 19 : Les différentes étapes de la première méthode de test de biodégradation.	32
Figure 20 : Les différentes étapes de la deuxième méthode de test de biodégradation.	33
Figure 21 : Culture des souches fongiques en milieu minéral liquide supplémenté en fragments de plastiques.	33
Figure 22 : Apparition des colonies fongiques après l'incubation.	35
Figure 23: Observation macroscopique (a et b) et microscopique (c) d' <i>Aspergillus terreus</i> (GR × 400).	36
Figure 24 : Observation macroscopique (a et b) et microscopique (c) de <i>Scytalidium hyalinum</i> (GR × 400).	37
Figure 25 : Observation macroscopique (a et b) et microscopique (c) d' <i>Alternaria sp.</i> (GR × 400).	38
Figure 26 : Observation macroscopique (a et b) et microscopique (c) d' <i>Absidia sp.</i> (GR × 400)	38
Figure 27 : Observation macroscopique (a et b) et microscopique (c) de <i>Trichoderma sp.</i> (GR × 400).	39
Figure 28 : Observation macroscopique (a et b) et microscopique (c) d' <i>Aspergillus niger</i> (GR × 400).	40
Figure 29 : Observation macroscopique (a et b) et microscopique (c) de <i>Penicillium spp.</i> (GR × 400).	40

Figure 30 : Observation macroscopique (a et b) et microscopique (c) d' <i>Aspergillus versicolor</i> (GR × 400).	41
Figure 31 : Observation macroscopique (a et b) et microscopique (c) d' <i>Aspergillus fumigatus</i> (GR × 400).	42
Figure 32 : Observation macroscopique (a et b) et microscopique (c) d' <i>Acremonium sp.</i> (GR × 400).	43
Figure 33 : Observation macroscopique (a et b) et microscopique (c) du <i>Rhizomucor sp.</i> (GR × 400).	44
Figure 34 : Observation macroscopique (a et b) et microscopique (c) de <i>Fusarium moniliforme</i> (GR × 400).	44
Figure 35 : Répartition fongique globale.	46
Figure 36 : Répartition fongique à Sidi Medjdoub.	47
Figure 37 : Répartition fongique à Salamandre.	48
Figure 38 : Répartition fongique dans le site des Sablettes.	50
Figure 39 : Aspect macroscopique des échantillons de PE et LDPE après incubation en présence des différentes souches fongiques.	51
Figure 40 : Évaluation de la perte de masse des fragments plastiques.	53

Liste des tableaux

Tableau 01 : Les différents types du plastique	11
Tableau 02 : Caractéristiques de la mer méditerranée	20
Tableau 03 : Inventaire du matériel de terrain et de laboratoire utilisé	26
Tableau 04 : Répartition fongique globale	45
Tableau 05 : Répartition fongique dans le site de Sidi Medjdoub	47
Tableau 06 : Répartition fongique dans le site de Salamandre	48
Tableau 07 : Répartition fongique dans le site des Sablettes	49
Tableau 08 : Perte de masse des fragments plastiques (%) après incubation fongique	52

Résumé	
Abstract	
ملخص	
Liste des abréviations	
Liste des figures	
Liste des tableaux	
Table des matières	
Introduction générale	01
Chapitre 01 : Synthèse bibliographique	
1. Présentation du règne fongique	03
1.1.Caractères généraux	03
1.2.. Les microchampignons	04
1.2.1. Les formes morphologiques des microchampignons	05
1.2.1.1. Les moisissures	05
1.2.1.2. Les levures	05
1.2.2. Mode de reproduction	06
1.2.3. Classification des Champignons	07
1.2.4. Rôle écologique des microchampignons	08
1.3. Les champignons microscopiques marins	08
1.3.1. Le rôle écologique	09
1.4. Pollution aux déchets plastiques	10
1.4.1. Définition du plastique	10
1.4.2. Types de plastiques	11
1.4.3. Pollution marine aux déchets plastiques	12
1.5. Dégradation du plastique	13
1.5.1. Biodégradation du plastique par les champignons microscopiques	14
1.5.2. Biodégradations de plastiques par les champignons microscopiques marins	16
1.6.. Bioremediation	17
1.6.1. Interaction entre la biodégradation fongique et bioremediation des déchets plastiques marins	17

Chapitre 02 : Partie expérimentale

1. Présentation de la zone d'étude	19
1.1. La mer méditerranée	19
1.1.1. Pollution de la méditerranée aux déchets plastiques	21
1.2. Le littoral algérien	21
1.2.1. Le littoral de Mostaganem	22
1.2.1.1. Plage de Sidi Medjdoub	23
1.2.1.2. Plage de Salamandre	23
1.2.1.3. Plage des Sablettes	24
2. Echantillonnage	25
2.1. Etat climatique lors du prélèvement des échantillons	25
2.2. Types d'échantillons	25
3. Matériel et méthodes	26
3.1. Matériel du prélèvement et de laboratoire	26
3.2. Méthodes d'analyses	27
3.2.1. Traitement des échantillons au laboratoire	27
3.2.2. Isolement des champignons	28
3.2.3. Repiquage	30
3.3. Identification des champignons	30
3.3.1. Identification macroscopique	30
3.3.2. Identification microscopique	30
3.3.2.1. Préparation des lames pour l'identification microscopique	30
4. Test de biodégradation de plastiques par les champignons identifiés	31
4.1. Préparation du milieu de culture	31
4.1.1. Méthode 1	31
4.1.2. Méthode 2	32
4.2.3. Méthode de perte de masse	33

Chapitre 03 : Résultats et Discussion

1. Résultats	35
1.1. Diversité morphologique des souches fongiques isolées à partir des plastiques marins	35
1.2. Description morphologique et illustration des différents genres fongiques isolés	36
1.2.1. <i>Aspergillus terreus</i>	36

Table des matières

1.2.2. <i>Scytalidium hyalinum</i>	37
1.2.3. <i>Alternaria sp.</i>	37
1.2.4. <i>Absidia sp</i>	38
1.2.5. <i>Trichoderma sp.</i>	39
1.2.6. <i>Aspergillus niger</i>	39
1.2.7. <i>Penicillium spp</i>	40
1.2.8. <i>Aspergillus versicolor</i>	41
1.2.9. <i>Aspergillus fumigatus</i>	42
1.2.10. <i>Acremonium sp.</i>	42
1.2.11. <i>Rhizomucor sp</i>	43
1.2.12. <i>Fusarium moniliforme</i>	44
1.3. Répartition fongique globale	45
1.4. Répartition fongique en fonction des sites	46
1.4.1. Plage de Sidi Medjdoub	46
1.4.2. plage de Salamandre	48
1.4.3. Plage de Sablettes	49
1.5. Evaluation de la biodégradation du PE et du LDPE par les souches fongiques isolées	50
1.6. Evaluation de la perte de masse du plastique après incubation fongique	52
2. Discussion	53
Conclusion générale et perspectives	57
Références bibliographiques	59
Annexe	

Introduction générale

La grande majorité des plastiques produits aujourd'hui sont fabriqués à partir de ressources pétrochimiques non renouvelables telles que le pétrole fossile, le gaz naturel et le charbon (Harshvardhan, 2013 ; Pathak, 2017). Depuis l'invention de la bakélite en 1907 par Leo Baekeland, le premier polymère synthétique thermodurcissable et amorphe, la production mondiale de plastique a connu une croissance exponentielle, passant d'environ 5 millions de tonnes par an dans les années 1950 à plus de 390,7 millions de tonnes en 2021 (Fried, 2014 ; Plastics Europe, 2022). Cette prolifération massive est attribuée à leurs propriétés matérielles exceptionnelles, notamment leur légèreté, leur polyvalence, leur faible coût, leur haute durabilité et leurs résistances chimique et physique (Varghese *et al.*, 2022). Le secteur de l'emballage reste le principal consommateur, représentant à lui seul 44 % de cette production mondiale (Smith et Vignieri, 2021).

Cependant, cette utilisation extensive et la gestion inadéquate des déchets plastiques ont engendré une crise environnementale majeure. Sans aucun contrôle, les prévisions indiquent que la production annuelle pourrait atteindre 155 à 265 Mt d'ici l'année 2060 (Chen *et al.*, 2020), générant une quantité colossale de déchets plastiques estimée entre 20 et 90 Mt par an (Lebreton et Andrady, 2019 ; Borrelle *et al.*, 2020). Une fois rejetés volontairement ou non dans la nature, ces polymères synthétiques (tels que le polyéthylène basse densité - LDPE, le PVC ou le polystyrène) subissent une dégradation physique et chimique lente au fil du temps, se fragmentant en microplastiques (Banu *et al.*, 2020 ; Bajt, 2021 ; Nanda et Berruti, 2021). Ces microplastiques s'accumulent de manière critique dans les écosystèmes terrestres et aquatiques, contaminant l'atmosphère, le sol et la chaîne alimentaire, ce qui présente des risques toxicologiques sévères pour la santé humaine et les micro-organismes du sol (Rillig *et al.*, 2017 ; Yang *et al.*, 2021).

Face à cette pollution omniprésente, l'exploration de méthodes d'élimination éco-responsables est devenue une priorité scientifique majeure. Parmi les solutions biotechnologiques les plus prometteuses figure la biodégradation par les micro-organismes, et plus particulièrement par les champignons (mycodégradation). Qu'ils soient issus d'écosystèmes terrestres (sols contaminés, dépotoirs) ou marins (sédiments, plages, mangroves), les champignons possèdent un arsenal enzymatique hautement performant capable de rompre les liaisons chimiques des polymères complexes (Harley, 1971 ; Moore-Landecker, 1996 ; Nandhini et Anandhi, 2024).

Dans l'environnement marin, qui abrite une biodiversité fongique encore largement sous-explorée (moins de 1 500 espèces isolées), les champignons saprophytes jouent un rôle écologique prédominant dans la dégradation de la matière organique côtière et océanique (Mouzouras, 1986 ; Munn, 2004). Des études menées sur les côtes algériennes ont notamment mis en évidence la présence d'une riche microflore fongique marine, dominée par des genres tels que *Penicillium*, *Aspergillus*, *Mucor*, *Trichoderma* et *Cladosporium* (Matallah-Boutiba *et al.*, 2008). Parallèlement, dans les agrosystèmes et les décharges plastiques, des souches fongiques terrestres (*Trichoderma spp.*, *Aspergillus spp.*) ont démontré une capacité remarquable à adhérer, coloniser et dégrader des films plastiques tels que le polyéthylène basse densité (LDPE), entraînant une perte de masse significative du matériau (Gupta *et al.*, 2020 ; Nandhini et Anandhi, 2024).

L'objectif de ce travail s'inscrit ainsi dans cette dynamique de recherche environnementale. Il vise à isoler et caractériser les souches fongiques associées aux déchets plastiques marins collectés au niveau du littoral de Mostaganem (plages de Mostaganem), puis à évaluer leur potentiel de biodégradation vis-à-vis de deux types de polymères : le polyéthylène (PE) et le polyéthylène basse densité (LDPE). Cette approche permettra de mieux appréhender le rôle écologique des micromycètes locaux dans la décomposition des polymères et de contribuer au développement de solutions biotechnologiques durables pour la gestion des déchets plastiques en milieu marin.

La présente étude est structurée en trois chapitres :

Le premier chapitre présente les généralités sur les champignons, en particulier les communautés fongiques marines, leur diversité, leur mode de vie et leur rôle écologique.

Le deuxième chapitre décrit le matériel et les méthodes utilisés pour l'échantillonnage des déchets plastiques marins, l'isolement et l'identification des souches fongiques, ainsi que les différentes méthodes d'évaluation de leur potentiel de biodégradation.

Le troisième chapitre présente les résultats obtenus et leur discussion, notamment la diversité des souches fongiques isolées et leur capacité à dégrader le polyéthylène (PE) et le polyéthylène basse densité (LDPE).

Enfin, une conclusion générale synthétise les principaux résultats obtenus de cette étude.



Synthèse bibliographique

1. Présentation du règne fongique

1.1. Caractères généraux

La mycologie est la branche de la biologie qui étudie les champignons, y compris leur morphologie, leur physiologie, leur écologie, leur classification et leur interaction avec l'environnement et les autres organismes. Elle comprend l'étude des micromycètes (champignons microscopiques, comme les levures et moisissures) et des macromycètes (champignons macroscopiques, comme les champignons de forêt) (Alexopoulos *et al.*, 1996).

Le règne fongique regroupe des organismes eucaryotes hétérotrophes dépourvus de chlorophylle qui se nourrissent par absorption après digestion extracellulaire. Les champignons possèdent généralement une paroi cellulaire composée principalement de chitine et peuvent être unicellulaire, comme les levures, ou pluricellulaires constitués de filaments appelés hyphes formant un mycélium. Ils se reproduisent principalement par des spores issues de processus sexués ou asexués et jouent un rôle essentiel dans les écosystèmes, notamment dans la décomposition de la matière organique et le recyclage des nutriments (Wijayawardene *et al.*, 2024).

La diversité des champignons peut être représentée de 2 façons distinctes : (i) en fonction du nombre d'espèces décrites à ce jour et (ii) en fonction de l'estimation du nombre total d'espèces fongiques présentes dans l'ensemble de la biosphère terrestre. Par leur richesse en nombre d'espèces, les champignons représentent l'un des grands réservoirs de biodiversité sur terre, juste derrière les insectes et plus conséquent que celui des bactéries, le nombre total d'espèces fongiques décrites fluctue entre 74 000 et 120 000 (Hawksworth, 2001 ; Kis-Papo, 2005) (Fig. 01).

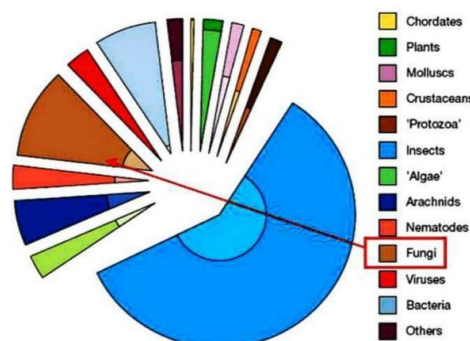


Figure 01 : Estimation de la répartition des espèces dans les règnes du vivant (Purvis & hector, 2000). Plus claire au centre est représentée la proportion d'espèce décrites dans le règne.

1.2. Les microchampignons

Les champignons microscopiques constituent l'un des groupes d'organismes les plus variés et plus importants sur le plan écologique sur terre ; néanmoins, une partie substantielle de leur richesse reste inexplorée et peu étudiée. Les microchampignons sont des organismes omniprésents et écologiquement polyvalents qui vivent dans presque tous les environnements, des sols et tissus végétaux aux habitats aquatiques, bâtis et extrême tels que les grottes, les déserts et les régions polaires.

Les levures, les moisissures et les champignons microcoloniaux jouent un rôle essentiel dans les environnement naturels et artificiels. Ils remplissent des fonctions écologiques clés en tant que décomposeurs favorisant le cycle des nutriments, en tant que mutualistes formant des symbioses avec les plantes et les animaux, et en tant que parasites ou agents pathogènes influençant la dynamique des populations. Grace à ces fonctions, les microchampignons influencent fortement les processus, la stabilité et la résilience des écosystèmes. Ainsi, les études scientifiques sur ces micro-organismes sont cruciales pour améliorer la durabilité des écosystèmes, la santé publique, la préservation du patrimoine culturel et l'innovation dans le domaine de la biotechnologie (Derksen *et al.*, 2025 ; Wonglom, 2025).

Les progrès récents dans les techniques moléculaires, en particulier le séquençage à haut débit et les approches métagénomiques, ont fondamentalement transformé l'étude de la diversité microfongique. Les méthodes indépendantes de la culture permettent désormais la détection et la caractérisation taxonomique précise des taxons fongiques directement à partir d'échantillons environnementaux, y compris les espèces rares, cryptiques et non cultivables qui étaient auparavant inaccessibles à l'aide des approches classiques basées sur la culture. Ces techniques ont considérablement amélioré notre capacité à identifier la structure, la diversité et le potentiel fonctionnel des communautés fongiques dans un large éventail d'écosystèmes. A mesure que les technologies de séquençage et les outils bio-informatiques continuent de se développer, les approches métagénomiques devraient nous permettre d'approfondir notre compréhension de la diversité des microchampignons et de leurs rôles écologiques plus larges, ainsi que leurs implications pratiques dans des domaines tels que la biotechnologie, l'agriculture, la surveillance environnementale et la santé humaine et végétale (Soto-Plancarte *et al.*, 2025 ; Pereira *et al.*, 2025).

1.2.1. Les formes morphologiques des microchampignons

1.2.1.1. Les moisissures

Sont des champignons microscopiques filamenteux se développant par un système de filaments ramifiés appelé thalles ou hyphes.

Les moisissures prolifèrent et se reproduisent par l'intermédiaire de spores qui se disséminent par l'air et l'eau. Des conditions favorables de température (2 à 40 °C, voire plus), de nutrition (présente dans les aliments ainsi que divers supports organiques (bois, vêtements, etc.) et d'humidité sont nécessaires au développement des moisissures. Ce sont des organismes saprophytes, hétérotrophes et ubiquitaires dans notre environnement (sol, plantes, air et eau notamment) (Favro *et al.*, 2023).

1.2.1.2. Les levures

Une levure est un champignon unicellulaire eucaryote, capable de provoquer la fermentation des matières organique, notamment en transformant les sucres en éthanol et dioxyde de carbone (Abbas, 2022). Ils peuvent coloniser divers milieux à l'intérieur des êtres vivants, dans les eaux, l'air, et le sol. Leur habitat préféré sont surtout les environnements humides, riches en matières organiques et sucres, comme les fruits murs, feuilles, fleurs, miel, mouts et sirops. Elles ont comme température optimale généralement entre 25-30 °C, mais variation possible. Leur pH optimal se trouve entre 4,5 et 6. Certains levures sont aérobies, d'autres anaérobies facultatives (Bensalem et Horchi, 2021).

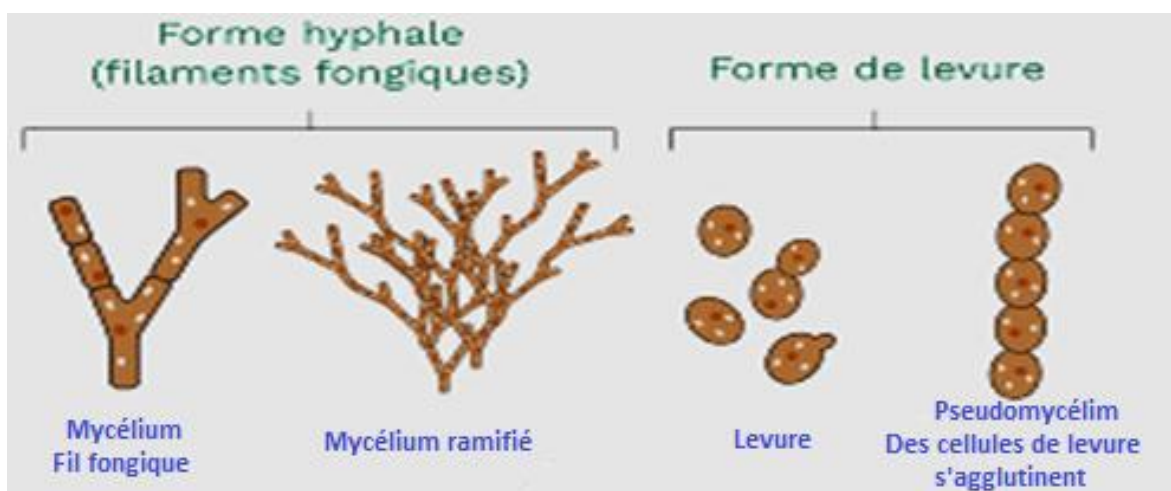


Figure 02: Différentes formes des microchampignons.

1.2.2. Mode de reproduction

Les champignons se reproduisent essentiellement par la production de spores, qui sont des structures reproductrices uni-ou pluricellulaire présentant une grande diversité de formes et de tailles. Après leur germination, ces spores sont capables de donner naissance à un nouvel individu génétiquement identique ou proche de l'organisme parent. Elles se forment à partir du mycélium selon des mécanismes de différenciation variables. Les spores peuvent être isolées ou regroupées en chaînes ou en amas, portées à la surface du mycélium ou encore enfermées dans des structures cellulaires spécialisées (Bousid, 2015).

La formation des spores peut résulter d'une reproduction asexuée, comparable à un processus de bourgeonnement, ou d'une reproduction sexuée faisant suite à la fécondation. Par ailleurs, certains phénomènes parasexuels peuvent également être observés chez les champignons. La reproduction asexuée se déroule sans caryogamie (fusion des noyaux) ni méiose. En revanche, la reproduction sexuée est caractérisée par l'union de deux noyaux, suivie d'une méiose. Ce mode de reproduction engendre une forte recombinaison génétique et la formation de nouveaux génotypes, conférant aux champignons une grande capacité d'adaptation aux conditions environnementales (Bousid, 2015).

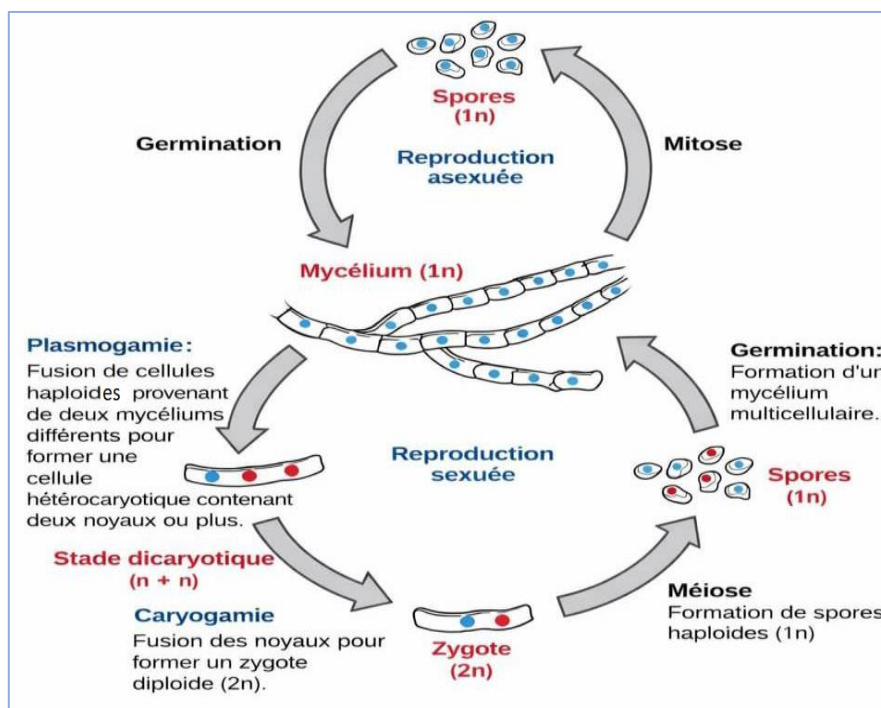


Figure 03 : Mode de reproduction chez les champignons (Urry *et al.*, 2020).

1.2.3. Classification des Champignons

La classification des espèces appartenant au règne de fungi a connu de nombreuses modifications. À l'heure actuelle, la classification des champignons s'est considérablement simplifiée et le règne fongique est divisé en quatre phylum définies par le caractère cloisonné ou non du thalle, la présence ou l'absence de gamètes ou de spores mobiles et les caractères morphologiques des organes différenciés de la reproduction sexuée (Sylvie, 2015).

❖ On reconnaît quatre classes des champignons :

Phycomycètes : c'est un groupe tellement hétérogène que les taxonomistes le divisent en six sous classes séparées. Ils sont typiquement cénocytiques.

Ascomycètes : les mycètes parfaits dont le mycélium est bien développé et cloisonné qui porte des spores (ascospores).

Basidiomycètes : mycètes parfaits, qui se distinguent par la production de basidiospores externes à l'extrémité ou sur le côté d'une baside.

Deutéromycètes : regroupent temporairement les mycètes imparfaits jusqu'à ce qu'on découvre leur phase sexuée.

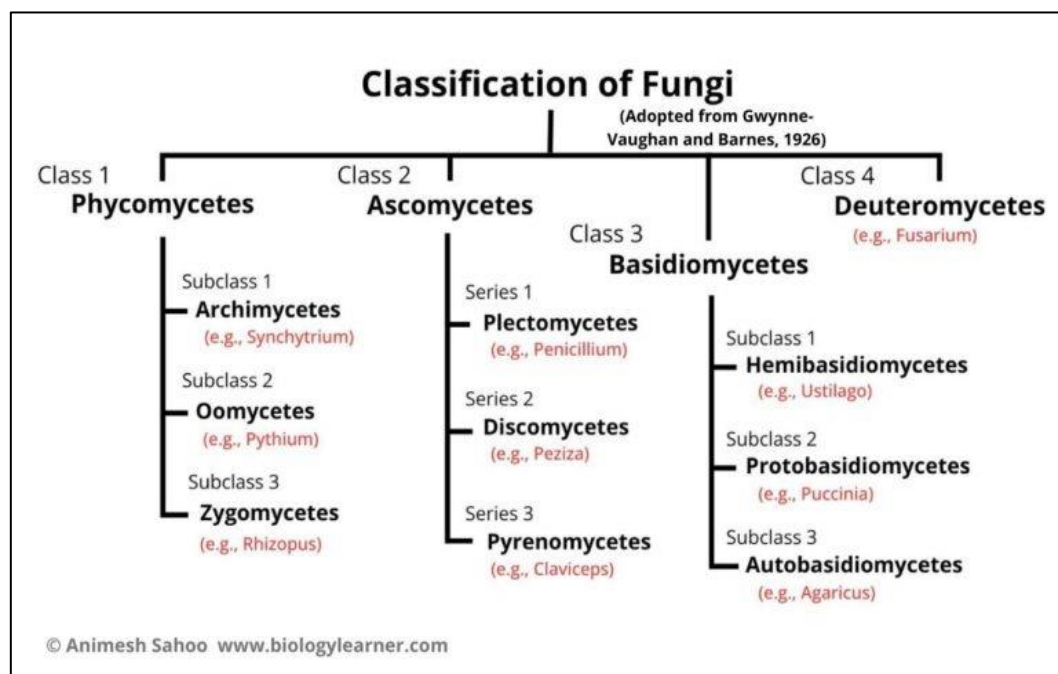


Figure 04 : Classification des champignons (Sahoo, 2024), adopté par Gwynne-Vaughan & Barnes (1926).

1.2.4. Rôle écologique des microchampignons

Les micromycètes jouent un rôle crucial et sont essentiels aux écosystèmes naturels en tant que décomposeurs chargés de dégrader les matières organiques mortes. Ils peuvent être endophytes, pathogènes ou saprophytes, ou encore épiphytes et symbiotes, selon l'environnement (Hyde *et al.*, 2014). Les microchampignons sont des organismes intervenant dans le cycle des nutriments, qui est le moteur des écosystèmes durables (Vandenkoornhuyse *et al.*, 2002 ; Zhang *et al.*, 2017). Ce sont des organismes hétérotrophes diversifiés et omniprésents (Joshi et Chettri, 2019). Les champignons mycorhiziens entretiennent des relations symbiotiques avec les plantes en colonisant leurs racines (Kehri *et al.*, 2018). Ils sont essentiels à la productivité des terres agricoles car ils fournissent des nutriments indispensables à la croissance des plantes (Chen *et al.*, 2018). Les microchampignons saprophytes pénètrent dans les substrats et libèrent des enzymes qui décomposent les composants (Bucher *et al.*, 2004). En raison de la production de divers métabolites secondaires, les microchampignons sont extrêmement importants pour la santé et le bien-être humain (Jayakumar *et al.*, 2016, Hyde *et al.*, 2019). Par exemple, les espèces *Penicillium* sont utilisées pour produire des antibiotiques bêta-lactamines, qui entrent dans la composition des pénicillines et des céphalosporines (Ozcengiz et Demain, 2013). Les microchampignons jouent également un rôle important dans les applications biotechnologiques (Hyde *et al.*, 2019).

1.3. Les champignons microscopiques marins

Les microchampignons ou micromycètes marins sont des champignons microscopiques qui vivent dans les environnements marins tels que l'eau de mer, les sédiments, les substrats organiques et les organismes marins (algues, éponges, coraux, poissons). Ils comprennent principalement des champignons filamenteux (moisissures) et des levures capables de croître, de sporuler et de maintenir une activité métabolique dans des conditions marines caractérisées par une salinité élevée, une pression variable et des températures parfois extrêmes. Les micromycètes marins jouent un rôle écologique essentiel dans les écosystèmes marins, notamment dans la décomposition de la matière organique, le recyclage des nutriments et les interactions symbiotiques ou parasitaires avec d'autres organismes marins (Pang *et al.*, 2016 ; Amend *et al.*, 2019).

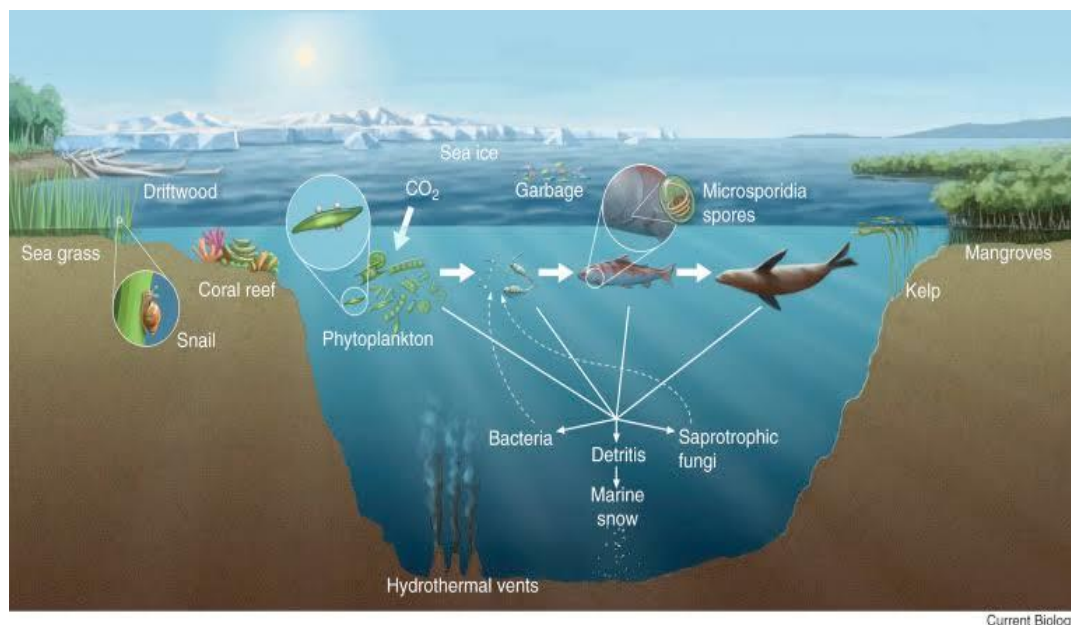


Figure 05 : Schéma conceptuel de l'écosystème marin et des rôles potentiels des champignons (Richards *et al.*, 2012).

1.3.1. Le rôle écologique

Les microchampignons marins jouent un rôle fondamental dans les écosystèmes océaniques en décomposant la matière organique, telle que les organismes morts et les débris d'algues, contribuant ainsi au recyclage de nutriments essentiels comme le carbone, l'azote et le phosphore dans le milieu marin. Des études récentes ont également montré que les champignons marins colonisent les surfaces plastiques, en particulier les microplastiques, où ils forment des biofilms et interagissent avec d'autres microbes de la plastisphère, créant ainsi une niche écologique unique, distincte des communautés marines (Zhai *et al.*, 2023). Certains de ces champignons ont démontré leur capacité à dégrader les polymères plastiques ou à les utiliser comme source de carbone dans des conditions de laboratoire, ce qui indique un potentiel de biodégradation du plastique (Kim *et al.*, 2022 ; Philippe *et al.*, 2024). Cette action enzymatique peut décomposer partiellement les structures polymères au fil du temps et contribuer à intégrer les composants plastiques dans les cycles biogéochimiques naturels, bien que l'efficacité varie selon les espèces et les conditions environnementales (West *et al.*, 2026). Les champignons marins contribuent également à l'équilibre des écosystèmes en servant de source de nourriture pour d'autres micro-organismes et en participant aux flux de nutriments au sein des réseaux trophiques marins.

1.4. Pollution aux déchets plastiques

1.4.1. Définition du plastique

L'origine du mot plastique vient du mot grec « plastikos ». Qui signifie qu'il peut être façonné sous diverses formes (Rajmohan *et al.*, 2019).

Les plastiques sont des polymères organiques synthétiques, de longues chaînes de molécules hydrophobes, inertes et de poids moléculaire élevé (monomères) qui sont liées par des liaisons covalentes (Brigham *et al.*, 2020).

Les plastiques sont durables et légers, malléables et peu coûteux, ce qui les rend adaptés à la fabrication d'une variété de produits, notamment des articles ménagers, des emballages de produits et des sacs à provisions, qui sont pour la plupart des produits à usage unique (Andrew, 2018). Ils sont également très utilisés dans les secteurs du textile, de l'automobile, de l'électronique, du bâtiment ou encore de l'agriculture (Fig. 7).

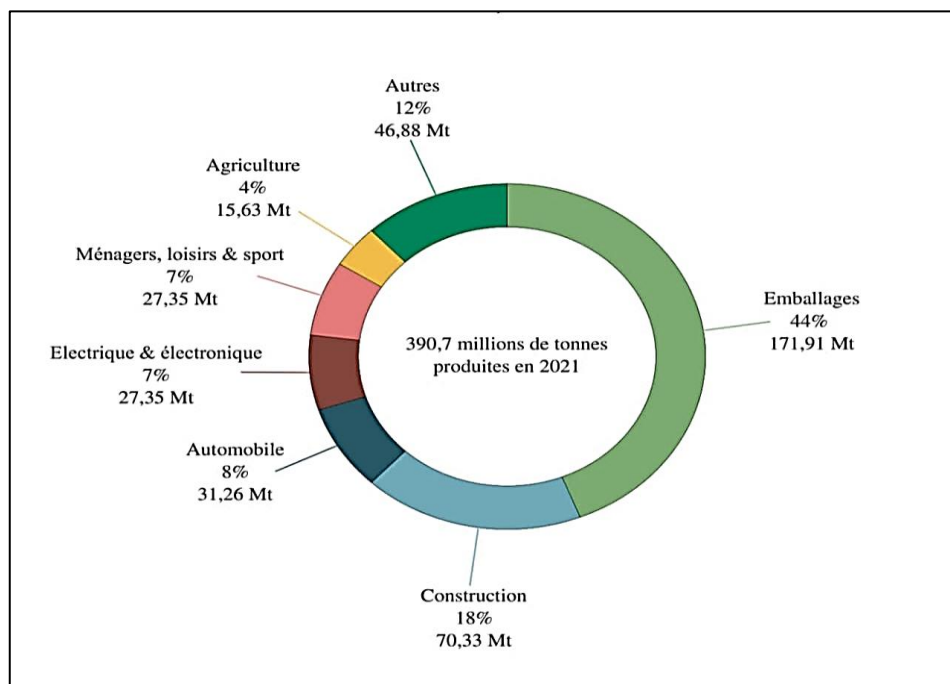


Figure 06 : Secteurs d'utilisation des plastiques. Adapté de plastic- the facts 2022, Plastics Europe.

1.4.2. Types de plastiques

Les produits en plastique sont largement et couramment utilisés, et la composition des polymères plastiques varie en fonction des applications prévues des produits qu'ils servent à fabriquer. Parmi les plastiques courants, on trouve :

- Le polyéthylène haute densité (PEHD)
- Le polyéthylène basse densité (PEBD)
- Le polyéthylène téréphtalate (PET)
- Polychlorure de vinyle (PVC)
- Polypropylène (PP)
- Polystyrène (PS)
- Autres plastiques, notamment (l'acrylique, les polycarbonates, l'acide poly lactique (PLA), les fibres et le nylon (Baheti, 2021 ; Hardin, 2021).

Tableau 1 : Les différents types du plastique (l'échelle verte) (ASTM International, 2020).

Symbole	Nom commun	Usages fréquents	Possibilité de recyclage
	Polyéthylène Téréphtalate	Bouteilles d'eau et de boissons gazeuses, contenants pour le micro-onde, emballages de médicaments	Recyclable pour produire des bouteilles, des plateaux de repas, des vêtements, des tapis, des pinces, etc.
	Polyéthylène haute densité	Bouteilles de laits, de jus, de produits ménagers, de savons, de shampoing, caisses de plastique	Recyclable pour produire des bouteilles, des sacs à poubelles, des équipements de terrains de jeu, etc.
	Polychlorure de vinyle	Pellicule plastique moulantes, jouets souples pour enfants, certaines bouteilles alimentaires, tuyauterie, recouvrement	Recyclable pour produire des tuyaux, des matériaux de construction des bouteilles non alimentaires.
	Polyéthylène basse densité	Emballages de plastiques souples, sacs à ordures, tubes de crème	Recyclable pour fabriquer de nouveaux sacs et films plastiques.
	Polypropylène	Bouteilles et emballages alimentaires réutilisables résistants à la cuisson, mobilier de jardin, pièces moulées	Recyclable en pièces de voiture, plateaux de cafétéria, tapis et fibres géotextiles.
	Polystyrène	Emballages alimentaires, isolants thermiques, ustensiles, tasses à cafés et vaisselles jetables, barquettes d'aliments	N'est pas recyclable à grande échelle au Québec.
	Autres plastiques	Contenants alimentaires, biberons, bouteilles de sports, revêtement de conserves, DVD	Recyclable en équipement électronique, en accessoires automobiles

1.4.3. Pollution marine aux déchets plastiques

En 2020, environ 367 millions de tonnes de produits en plastique ont été fabriqués. Le volume de production de plastique a considérablement augmenté depuis les années 1990 (Plastics Europe, 2021). Cependant, seuls environ 9 % de tous les déchets plastiques sont recyclés, et jusqu'à 60 % d'entre eux sont enfouis dans des décharges ou jetés sous forme de déchets sauvages dans les milieux terrestres (Geyer *et al.*, 2017). La plupart des déchets plastiques marins sont constitués de déchets plastiques terrestres mal éliminés qui ont pénétré dans les océans via les rivières, les rejets d'eaux usées, le vent et les marées. En 2010, 4 à 12 millions de tonnes de déchets plastiques marins provenaient de la terre ferme (Jambeck *et al.*, 2015). De plus environ 1,15 à 2,41 millions de tonnes de déchets plastiques marins proviennent des cours d'eau (Lebreton *et al.*, 2017).

L'accumulation de déchets plastiques a eu un impact négatif direct et indirect sur les écosystèmes marins. Les fragments du plastique sont ingérés par les animaux marins et endommagent leurs organes internes (Wright *et al.*, 2013 ; Ahrendt *et al.*, 2020). De plus, l'action des vagues, l'érosion et d'autres processus décomposent les morceaux du plastique en microplastiques, qui sont des déchets plastiques dégradés en fragments et fibres plus petits (Thompson *et al.*, 2004), causant d'autres dangers supplémentaires. Les micro-plastiques flottent à la surface des océans et contiennent des polluants organiques persistants (POP), qui sont des perturbateurs endocriniens nuisibles au taux de survie des organismes marins (Rios *et al.*, 2007). Les micro plastiques transportent également des agents pathogènes microbiens et des espèces exotiques, dangereux pour les écosystèmes marins d'autres régions (Arias-Andres *et al.*, 2018 ; Bowley *et al.*, 2021; Beloe *et al.*, 2022). Ainsi, le plastique dans les écosystèmes marins est devenu un problème environnemental grave. Cependant il n'existe aucune politique ni solution permettant d'atténuer efficacement le problème des déchets plastiques.

Des études récentes ont exploré la dégradation chimique, le recyclage et la biodégradation comme mesures potentielles de remédiation des déchets plastiques marins. Au niveau des gyres océaniques notamment, dans lesquels la densité de cette pollution peut atteindre plus de 200 000 particules du plastique par kilomètre carré (Law *et al.*, 2010). Des concentrations équivalentes ont été retrouvées en surface au nord-ouest de la mer méditerranée, où la masse du plastique est jusqu'à deux fois supérieure à celle du méso-zooplancton dans certaines zones (Collignon *et al.*, 2012).

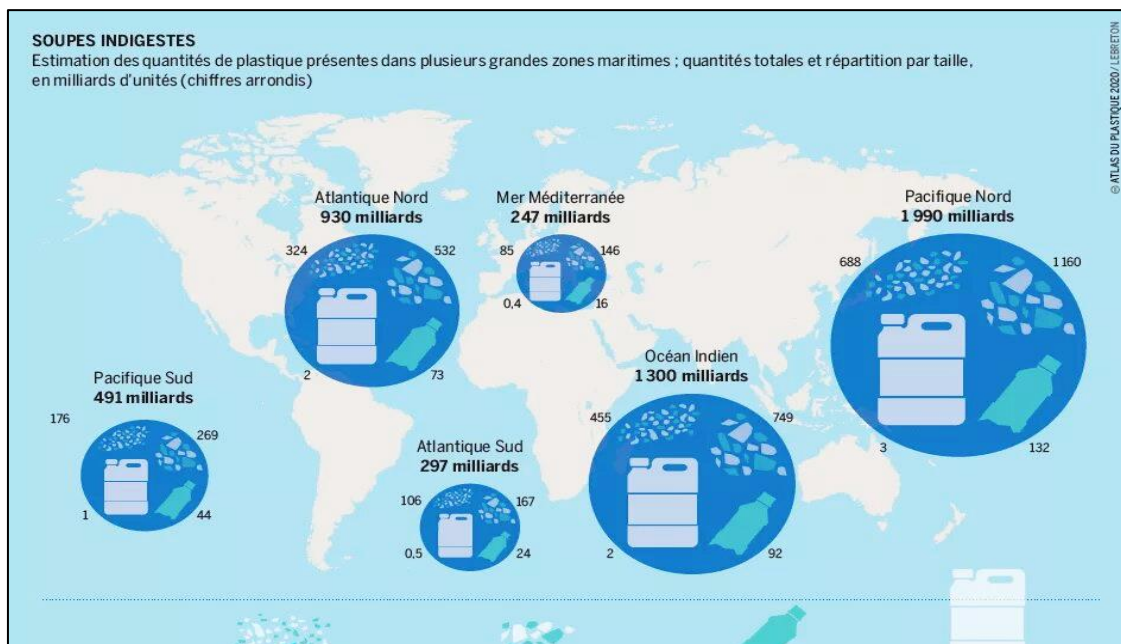


Figure 07 : Nombre et taille du plastique dans les océans et les débris plastiques sont présents dans tous les bassins océaniques, et sous une multitude de tailles, allant de l'objet (macro plastique supérieur de 2,5 cm), aux mésoplastiques (entre 2,5 cm et 5 mm) et microplastique (inférieur de 5 mm). Tiré de l'Atlas du plastique (2020).

1.5. Dégradation du plastique

Le taux de dégradation naturel du plastique est extrêmement lent, ce qui entraîne une accumulation des déchets plastiques dans tous les éléments de l'environnement (Webb *et al.*, 2013 ; Kale *et al.*, 2015). La structure polymère à longue chaîne, le poids moléculaire élevé et l'hydrophobicité du plastique le rendent résistant à la biodégradation (Wilkes *et al.*, 2017). En effet, certains plastiques mettent jusqu'à 1 000 ans à se dégrader (Pramila *et al.*, 2011). Ces faits expliquent l'accumulation rapide du plastique dans les milieux naturels. Par conséquent, il est essentiel de mettre au point un procédé efficace pour accélérer le taux de dégradation du plastique afin d'éviter cette accumulation annuelle. Plusieurs solutions ont été proposées par la communauté scientifique et ont été prouvées expérimentalement dans une certaine mesure. Ces méthodes comprennent la photodégradation (dégradation par la lumière), la dégradation chimique, la dégradation thermique (dégradation par la chaleur), l'irradiation par rayon gamma et la biodégradation (dégradation par des additifs biologiques ou des micro-organismes) (Pramila *et al.*, 2011 ; Soundararajan, 2021). Cependant, il est nécessaire de disposer d'une méthode ayant un impact minimal sur la nature et ne produisant pas, ou tout au plus un minimum, de sous-produits toxiques (Soundararajan, 2021).

Les processus tels que la photodégradation, la dégradation chimique, la dégradation thermique et l'irradiation par rayons gamma ont de nombreux effets négatifs sur la nature, comme l'accumulation de métaux lourds dans les écosystèmes et la perturbation du fonctionnement des écosystèmes naturels. De plus, ces méthodes sont coûteuses et nécessitent une grande quantité d'énergie. C'est pourquoi les scientifiques du monde entier se sont tournés vers la recherche de meilleures méthodes de biodégradation qui n'entraînent pas d'effets nocifs et constituent une approche respectueuse de l'environnement pour la gestion des plastiques (Soundararajan, 2021). De plus, la biodégradation constitue une solution appropriée, car elle est rentable et ne nécessite pas beaucoup d'énergie. Plus de 400 micro-organismes ont été répertoriés comme capables de dégrader les plastiques (Lear *et al.*, 2021). La présente étude s'est concentré uniquement sur les champignons dégradateurs du plastique parmi les micro-organismes dégradateurs de ses matières.

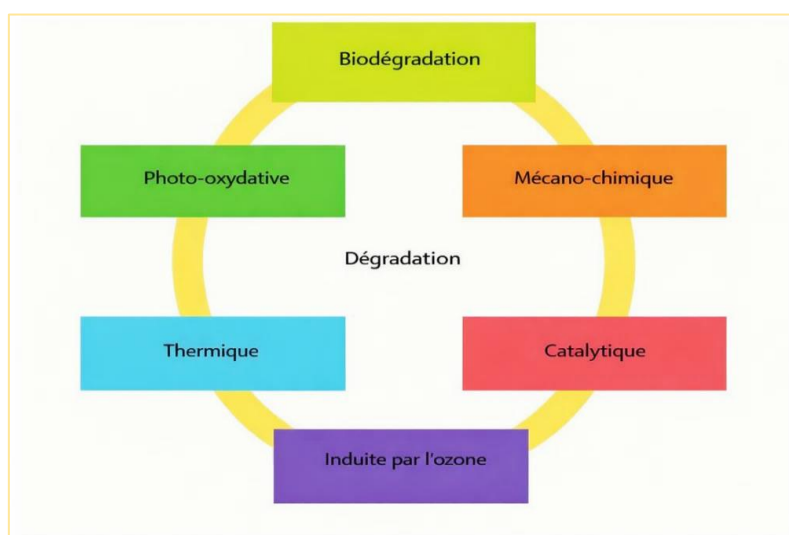


Figure 08 : Les différents processus de dégradation du plastique.

1.5.1. Biodégradation du plastique par les champignons microscopiques

La biodégradation désigne la décomposition des plastiques par l'activité microbienne, qui se déroule en quatre étapes : la biodétérioration, la dépolymérisation, l'assimilation et la minéralisation (Sheik *et al.*, 2015 ; Sumathi *et al.*, 2016). La vitesse de biodégradation des micro-organismes dépend de divers facteurs, tels que les substrats, l'environnements, la température et le poids moléculaire du matériau plastique (Gu *et al.*, 2011; Muthukumar *et al.*, 2015 ; Sumathi *et al.*, 2016). Ces taux peuvent être augmentés par diverses réactions telles que l'hydrolyse abiotique, la photo-oxydation et la désintégration physique (Suman *et al.*, 2014).

Divers genres fongiques ont déjà été signalés dans le cadre de la biodégradation des plastiques, tels que : *Gliocladium*, *Cunninghamella*, *Penicillium*, *Aspergillus*, *Fusarium*, *Mucor* et *Mortierella* (Konduri *et al.*, 2010 ; Sowmya *et al.*, 2015). De plus, de nombreux champignons filamenteux, notamment *Aspergillus niger*, *Aspergillus terreus*, *Aureobasidium pullulans*, *Paecilomyces varioti*, *Penicillium funiculosum*, *Penicillium ochrochloron*, *Scopulariopsis brevicaulis* et *Trichoderma viride*, ont été signalés comme possédant des capacités à biodégrader les plastiques. Cette aptitude a été renforcée par la production d'enzymes intracellulaires et extracellulaires spécifiques permettant de dégrader les polymères en petits oligomères, dimères et monomères (Kyaw *et al.*, 2012 ; Wang *et al.*, 2019). Ces produits sont utilisés comme sources de carbone pour la croissance des champignons et sont convertis en eau, en dioxyde de carbone ou en méthane (Ezziyyani *et al.*, 2007). Ainsi, la découverte de la biodiversité et de la présence de champignons capables de biodégrader efficacement les plastiques a constitué un défi pour les chercheurs.

Plusieurs études ont été menées sur les champignons dégradant les plastiques. Par exemple : Lacerda *et al.* (2020) ont étudié les champignons de la plastisphère présents dans les milieux aquatiques de l'ouest de l'atlantique Sud et de la péninsule Antarctique. Les micro-organismes et les enzymes capables de dégrader divers plastiques synthétiques couramment utilisés ont fait l'objet d'une synthèse exhaustive. Les voies métaboliques microbiennes des produits de dépolymérisation du plastique et les tentatives actuelles visant à utiliser ces produits comme matières premières pour la production microbienne de produits chimiques à haute valeur ajoutée ont été mises en évidence par Ru *et al.* (2020). Sanchez (2020) a décrit la capacité naturelle et unique des champignons à envahir les substrats macro et microplastiques en utilisant des enzymes capables de détoxifier les polluants. Sanenz *et al.* (2019) ont mené des expériences sur la biodégradation du polyéthylène basse densité (PEBD) par *Aspergillus niger* et *Aspergillus terreus* afin d'augmenter le taux de dégradation sans aucun co-substrat ni traitement photothermique. Iram *et al.* (2019) ont passé en revue certaines des stratégies les plus courantes pour la dégradation de divers types de polymères, ainsi qu'une liste de micro-organismes potentiels capables de s'en nourrir. Le rôle des champignons marins a également fait l'objet d'une revue récente par Zeghal *et al.* (2021). La dégradation microbienne des plastiques a fait l'objet d'une synthèse par Kale *et al.* (2015).

On distingue deux catégories de plastiques en fonction de leur biodégradabilité : les plastiques non biodégradables et les plastiques biodégradables.

- **Plastiques non biodégradables** : leurs poids moléculaires sont élevés en raison de la grande répétition de petites unités monomères. Ces plastiques sont extrêmement stables et n'entrent pas rapidement dans les processus de dégradation de la biosphère. Ils comprennent des plastiques, tels que le PVC, le PP, le PS, le PET, le PUR et le PE.
- **Plastiques biodégradables** : les polymères d'origine biologique et d'origine fossile peuvent tous deux être classés parmi les plastiques biodégradables en fonction de leur niveau de biodégradabilité et d'assimilation microbienne.

1.5.2. Biodégradations de plastiques par les champignons microscopiques marins

Le processus général de dégradation des polymères par les champignons marins est similaire à celui mis en œuvre par les bactéries et les algues. En effet, l'action des champignons se déroule par fixation, colonisation, puis dégradation du polymère. Des films en PEHD ont été dégradés par deux champignons marins, *Aspergillus tubingensis* et *Aspergillus flavus* (Devi *et al.*, 2015). La morphologie de la surface du polymère a été fortement affectée par l'action des champignons avec l'apparition de fissures. Les polymères qui n'ont pas été affectés par les champignons ont conservé une surface lisse et intacte même après 30 jours, tandis que la présence et l'action des enzymes provoquent l'apparition de fissures, indiquant ainsi une dégradation par les champignons colonisateurs. Les champignons, à l'instar des bactéries, se développent et utilisent le polymère comme seule source de carbone, le dégradant ainsi (Ameen *et al.*, 2015). Dans le processus d'adhérence fongique, les laccases jouent un rôle important ; il s'agit d'oxydases à plusieurs atomes de cuivre qui oxydent une grande variété de substrats, y compris les polymères ainsi que la lignine, le PE et le PVC (Mehra *et al.*, 2018). Les estérases telles que les cutinases et les lipases, se sont révélées très utiles pour la dégradation du PET et du polyuréthane (PUR), et sur ce dernier, les protéases et les uréases ont également donné de très bons résultats (Temporiti *et al.*, 2022). Ce sont principalement les basidiomycètes et les ascomycètes qui présentent une bonne efficacité dans la biodégradation des plastiques en conditions de laboratoire.

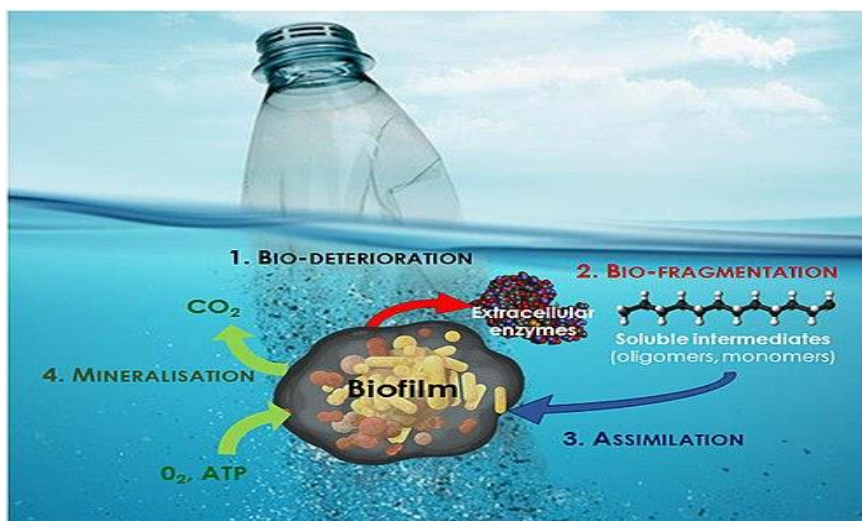


Figure 09 : Différentes étapes de la biodégradation du plastique dans l'eau de mer (Jacquin *et al.*, 2019).

1.6. Bioremediation

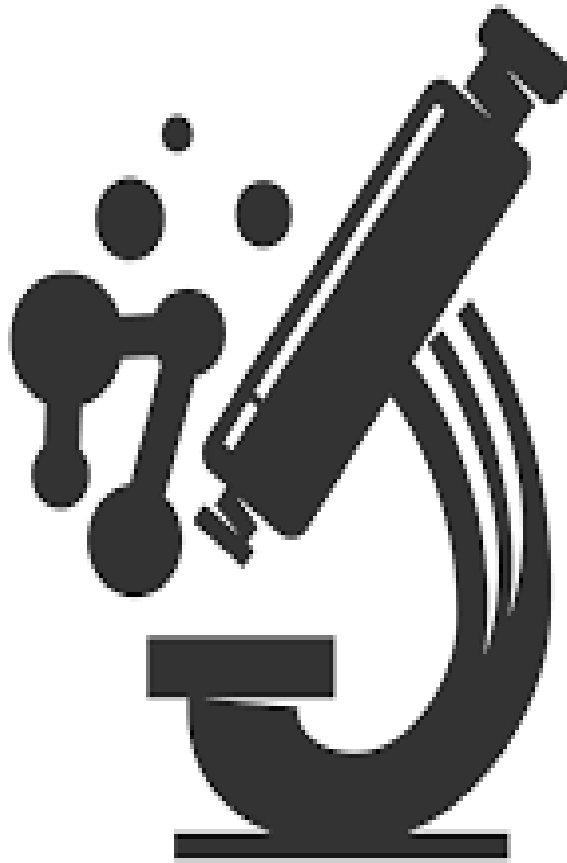
La bioremédiation est une branche des biotechnologies qui utilise des mécanismes biologiques naturels ou détournés pour traiter des problèmes environnementaux. Les agents biologiques utilisés peuvent être des simples molécules organiques, comme de l'ADN ou des anticorps, ou bien des organismes vivants ou morts (bactéries, microalgues, champignons, algues, plantes supérieures) (Vavasseur, 2014).

1.6.1. Interaction entre la biodégradation fongique et bioremédiation des déchets plastiques marins

Le potentiel des champignons dans les processus de bioremédiation est également mis en évidence par leur capacité à dégrader les hydrocarbures pétroliers, notamment les alcanes, les composés aromatiques et les composés azotés, soufrés et oxygénés (Mahmud *et al.*, 2022). De plus, les champignons marins, adaptés aux conditions marines difficiles (basses températures, forte salinité, haute pression et conditions oligotrophes), constituent une source prometteuse de nouveaux composés d'intérêt, tels que des enzymes, absents chez leurs homologues terrestres (Bonugli-Santos *et al.*, 2015). La bioremédiation est une méthode respectueuse de l'environnement et efficace, capable d'éliminer les déchets plastiques (Sanchez, 2020). La polyvalence métabolique des champignons et leur capacité à dégrader des composés complexes indiquent que la biodégradation des plastiques dans l'environnement pourrait être une caractéristique métabolique potentielle de certains champignons (Vaksmas *et al.*, 2021).

Cependant, comme le montrent les études sur la biocolonisation, il existe également des différences notables entre les procaryotes et les micro-eucaryotes, notamment les champignons, bien que leur rôle potentiel dans la biodégradation des plastiques ait été mis en évidence. De plus, les organismes capables de dégrader les plastiques ont été étudiés de manière plus approfondie dans les environnements terrestres que dans les environnements aquatiques, en particulier les environnements marins.

Dans les environnements marins, les déchets plastiques constituent un substrat favorable à la colonisation par des communautés fongiques formant la plastisphère. Ces micro-organismes jouent un rôle clé dans la transformation des polymères synthétiques grâce à des processus de biodégradation enzymatique. Ainsi, la biodégradation représente le mécanisme central de la bioremédiation, permettant la conversion des plastiques en composés plus simple et moins toxiques. Par conséquent, l'exploitation des communautés fongiques marines dans la bio remédiation repose principalement sur leur capacité à biodégrader les polymères plastiques, contribuant à la réduction de la pollution dans les écosystèmes marins (Lacerda *et al.*, 2020).



Partie Expérimentale

1. Présentation de la zone d'étude

1.1. La mer méditerranée

La mer méditerranée est un bassin semi-fermé et un espace étroit avec un littoral qui s'étend d'est en ouest sur 3700 km et du nord au sud sur 1600 km (Dubois-Dauphin, 2016), pour une surface d'environ 3 millions de km² et étirement de 30 km de Gibraltar au littoral syrien, avec une largeur maximale de 800 km (Claude, 2007). Sa profondeur moyenne est de 1500 m et atteint un maximum de 5150 m en Mer Ionienne (Dubois-Dauphin, 2016).

La méditerranée apparaît comme un grand lac, entouré de trois continents, Europe, Asie et Afrique, dont les côtes accueillent plus de vingt états et plus de 400 millions d'habitants, desquels 130 millions environ, c'est-à-dire 35%, vivent dans les zones côtières (Albakjaji, 2010).

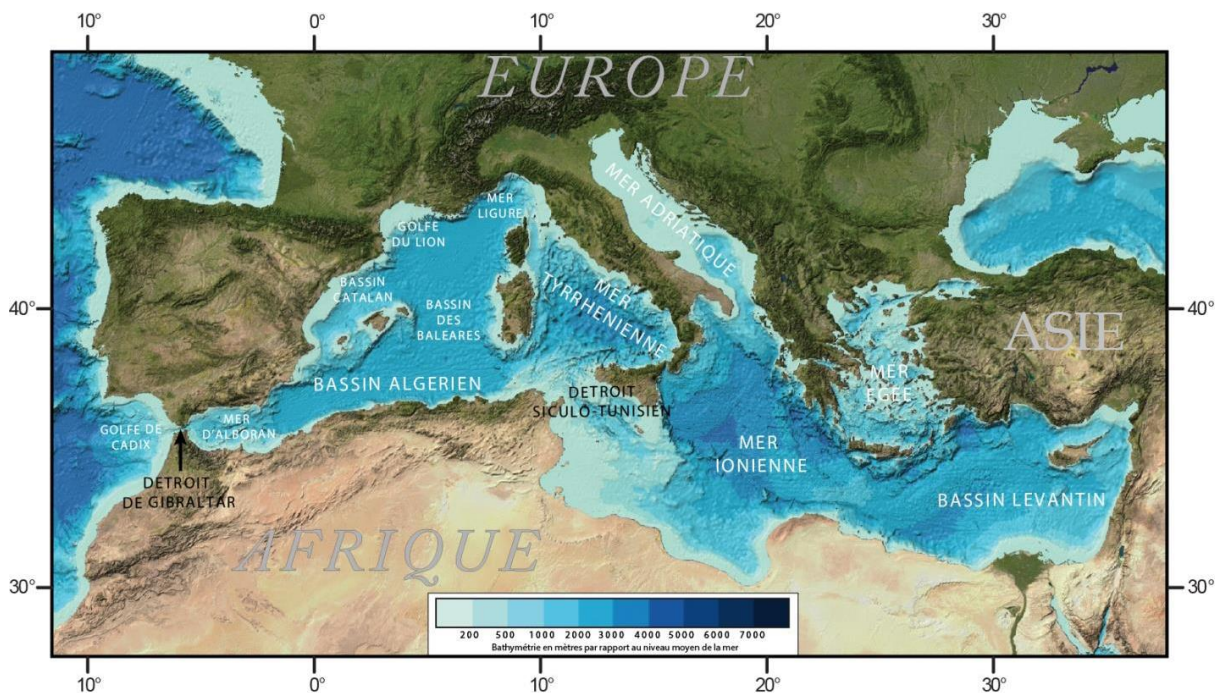


Figure 10 : Carte géographique de la mer méditerranée (Dubois-Dauphin, 2016).

Tableau 2 : Caractéristiques de la mer méditerranée (Kantin *et al.*, 2006).

Superficie	3 millions de km² (mer noire comprise).
Marée	0,40 en moyenne.
Température	La température de l'eau en surface variable suivant la saison, (entre 21°C et 30°C l'été et entre 10 et 15°C l'hiver) elle augmente d'ouest en est, à partir de 100 à 200 m la température devient constante (plus ou moins de 13°C).
Salinité	• En moyenne 38 %. • Elle augmente d'est en ouest (de 37% à 39%).
Principaux fleuves	• Le Nil (Egypte). • Le po (Italie). • L'Ebre (Espagne). • Le Rhône (France). Le débit moyen pour les 69 fleuves aboutissant en méditerranée 283 km /an.
Echange en eau	• Renouvellement 90 ans (entre 77 et 107 ans). • Brasage verticale 250 ans.
Climat	Il est tempéré • Automne pluvieux. • Hiver doux. • Printemps pluvieux. • Eté chaud et sec.

1.1.1. Pollution de la méditerranée aux déchets plastiques

Considérée comme l'une des mers les plus polluées au monde, la Méditerranée se transforme en un gigantesque réservoir de déchets plastiques. Du fait d'une forte densité de population, de flux touristiques et maritimes importants, mais aussi de l'absence de systèmes de gestion efficace des déchets dans plusieurs pays du bassin, cette mer semi-fermée enregistre des niveaux record de pollution qui mettent en danger les espèces marines et la santé humaine (Echo, 2020).

Les causes principales des déchets marins en Méditerranée sont les mêmes que partout ailleurs dans le monde : une combinaison complexe de modes de production et de consommation, un comportement irresponsable des individus et des secteurs économiques, une faible application et/ou un manque de cadres politiques et législatifs, de mauvaises pratiques de gestion des déchets solides, des idées fausses quant aux possibles solutions, et une compréhension parcellaire du problème en raison du manque de données exploitables (Plastic Busters, 2022).

1.2. Le littoral algérien

L'Algérie (ou El Djazaïr) est située au nord du continent africain en bordure de la mer méditerranée et fait partie de l'Union du Maghreb Arabe (UMA). Sa superficie est de 2 381 741 km². L'Algérie est à la fois le plus grand pays d'Afrique et du monde arabe et du bassin méditerranéen, et le dixième plus grand pays au monde. Elle dispose de 1 622 km de littoral méditerranéen (Alegria invest).

Le littoral algérien, qui s'étire sur environ 1622, 48 km ((M.A.T.E, 2015), constitue un écosystème fragile soumis à de nombreuses pressions. Il est continuellement menacé de dégradation en raison de la forte concentration démographique, près des deux tiers de la population vivent sur seulement 4% du territoire national. Ainsi, que du développement des activités économiques et des infrastructures implantées le long de la zone côtière (M.A.T.E, 2000).

Dans la présente étude, les investigations ont été menées au niveau de la frange côtière de la wilaya de Mostaganem. Afin d'obtenir un aperçu représentatif de cette zone, trois sites d'échantillonnage ont été retenus : les plages de Salamandre, des Sablettes et de Sidi Medjdoub.

1.2.1. Le littoral de Mostaganem

La wilaya de Mostaganem est située à l'ouest du territoire algérien et couvre une superficie de 2269 km carré. Ayant une façade maritime s'étendant sur 150 km, elle est limitée : au par la mer méditerranée, à l'ouest par les wilayas d'Oran et de Mascara, à l'est par la wilaya de Chlef et au sud par la wilaya de Relizane (ANDI, 2010). Le littoral constitue un espace de transition entre le milieu terrestre et le milieu marin.

Il est caractérisé par des plages sableuses, des cordons dunaires et une forte activité anthropique. Il constitue un espace écologique fragile soumis à des phénomènes de littoralisation, d'érosion et de pollution environnementale (Senouci, 2022).

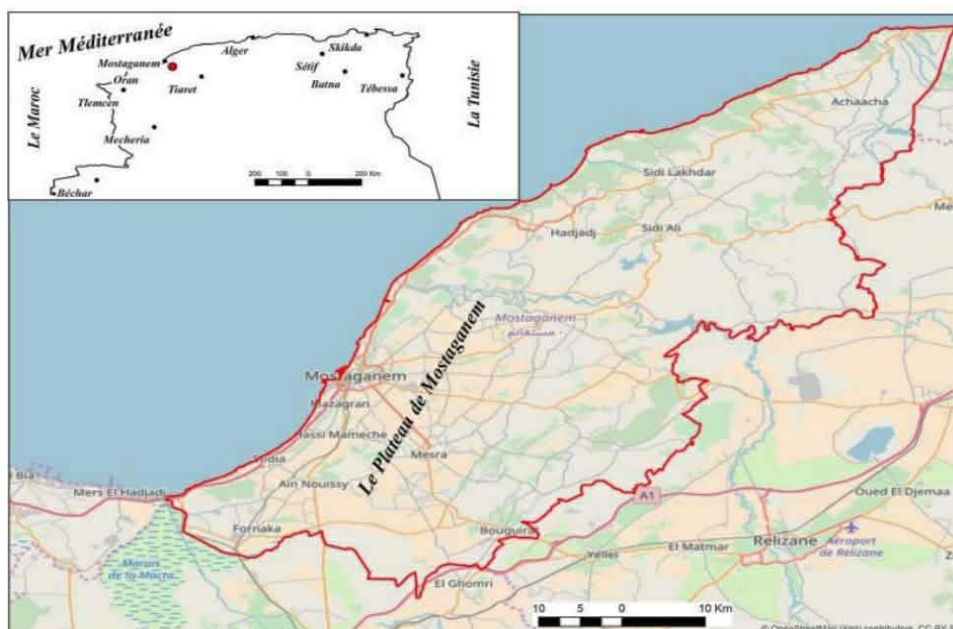


Figure 11: Carte du littoral de Mostaganem (Bellal, 2015).

Le climat de la wilaya se caractérise par un climat semi-aride à hiver tempéré et une pluviométrie qui varie entre 350 mm sur le plateau et 400 mm sur les piémonts du Dahra (Kies et Taibi, 2011), et une température moyenne entre 10°C et 25°C jours pendant les mois de Mai à Octobre (Lahouel, 2014). Sur le plan hydrographique deux régions s'opposent : la région « Est » traversée par un réseau plus ou moins dense qui se diverse en totalité dans la mer et la région « Ouest » qui n'a aucun cours d'eau de quelque importance que ce soit en dehors de l'oued Chélif et les quelques oueds concentrés dans sa rive occidentale (Lahouel, 2014).

1.2.1.1. Plage de Sidi Medjdoub

La plage de Sidi Medjdoub est située à l'est du port de Mostaganem ($35^{\circ}, 57'31.7''\text{N}/0^{\circ}05'426.8''\text{E}$) et forme une anse vers l'est servant de protection pour les petites embarcations des pêcheurs. De nombreuses habitations se localisent au même niveau de la côte. Cette zone subit tout au long de l'année une pression touristique vu sa facilité d'accès et sa proximité de la grande ville de Mostaganem. Située aux environs d'1km à l'est du port de Mostaganem, le site de Sidi Medjdoub est exposé continuellement aux grands apports de l'émissaire principal des égouts de la ville de Mostaganem. Cette frange côtière subit aussi une forte pression anthropique due à l'implantation de plusieurs unités industrielles potentiellement polluantes. C'est notamment le cas du complexe chimique des Sablottes et de l'unité SOGEDIA. Situées sur une crête de faible altitude surplombant le secteur compris entre les plages de Salamandre et d'Ouréah, ces structures rejettent quotidiennement, et à fort débit, des effluents industriels non traités directement dans le milieu marin (Invest in Algeria, 2013).



Figure 12 : La plage de Sidi Medjdoub.

1.2.1.2. Plage de Salamandre

Située au nord-ouest de Mostaganem ($35^{\circ}54', 80^{\circ}\text{ N}$ et $0^{\circ} 3,20'\text{E}$) en face du complexe sonique où se déversent les rejets d'eau usées industrielles et urbaines. La crique de Salamandre est une plage qui a l'apparence d'un golf qui s'ouvre vers le nord, sa partie arrière est limitée par une falaise qui est constituée par des différentes roches. La partie ouest de la crique est formé par

des paléo-dune situé à environ 500 mètres à l'ouest de la crique. La zone est de la crique est formée de rochers, Blok et tuf (Djelti, 2021).



Figure 13 : La plage de Salamandre.

1.2.1.3. Plage des Sablettes

La plage fait partie de la commune de Mazagran de la wilaya de Mostaganem située au nord-ouest de l'Algérie de 5 kilomètre de Mostaganem-ville, sa longueur est de 4 kilomètres (cordonnées $35^{\circ} 53''$ N/ $0^{\circ}02$). Les Sablettes est parmi les plages les plus réputées sur l'ouest de l'Algérie, durant le mois d'aout (2020) pendant seulement (15 jours) la plage a accueilli 500,000 d'estivants (Dahou, 2021).



Figure 14 : La plage des Sablettes.

2. Echantillonnage

Le prélèvement des échantillons a été effectué le même jour au niveau des trois sites.

2.1. Etat climatique lors du prélèvement des échantillons

- La date : 12 avril 2026 ;
- L'heure : 11h: 40 jusqu'à 14h: 30 ;
- Climat : partiellement nuageux ;
- Température : 21°C ;
- Humidité : modérée ;
- Vent : léger vent marin.

2.2. Types d'échantillons

Les échantillons collectés dans le cadre de cette étude sont constitués de macroplastiques prélevés au niveau de trois sites côtiers différents (plages de Salamandre, des Sablettes et de Sidi Medjdoub). Les déchets plastiques sélectionnés comprennent principalement des bouteilles, des gobelets, des emballages alimentaires, ainsi que d'autres objets plastiques visibles à l'œil nu. Les prélèvements ont été réalisés à partir de deux compartiments environnementaux : le sol littoral (sable/ plage) et l'eau de mer. Cette diversité d'échantillons permet d'évaluer la présence et l'adhésion éventuelle des microorganismes fongiques sur différents types de déchets plastiques exposés aux conditions marines. Les échantillons ont été collectés manuellement dans des conditions aseptiques, puis conservés dans des sacs stériles et transportés au laboratoire pour les analyses microbiologiques et les essais de biodégradation.

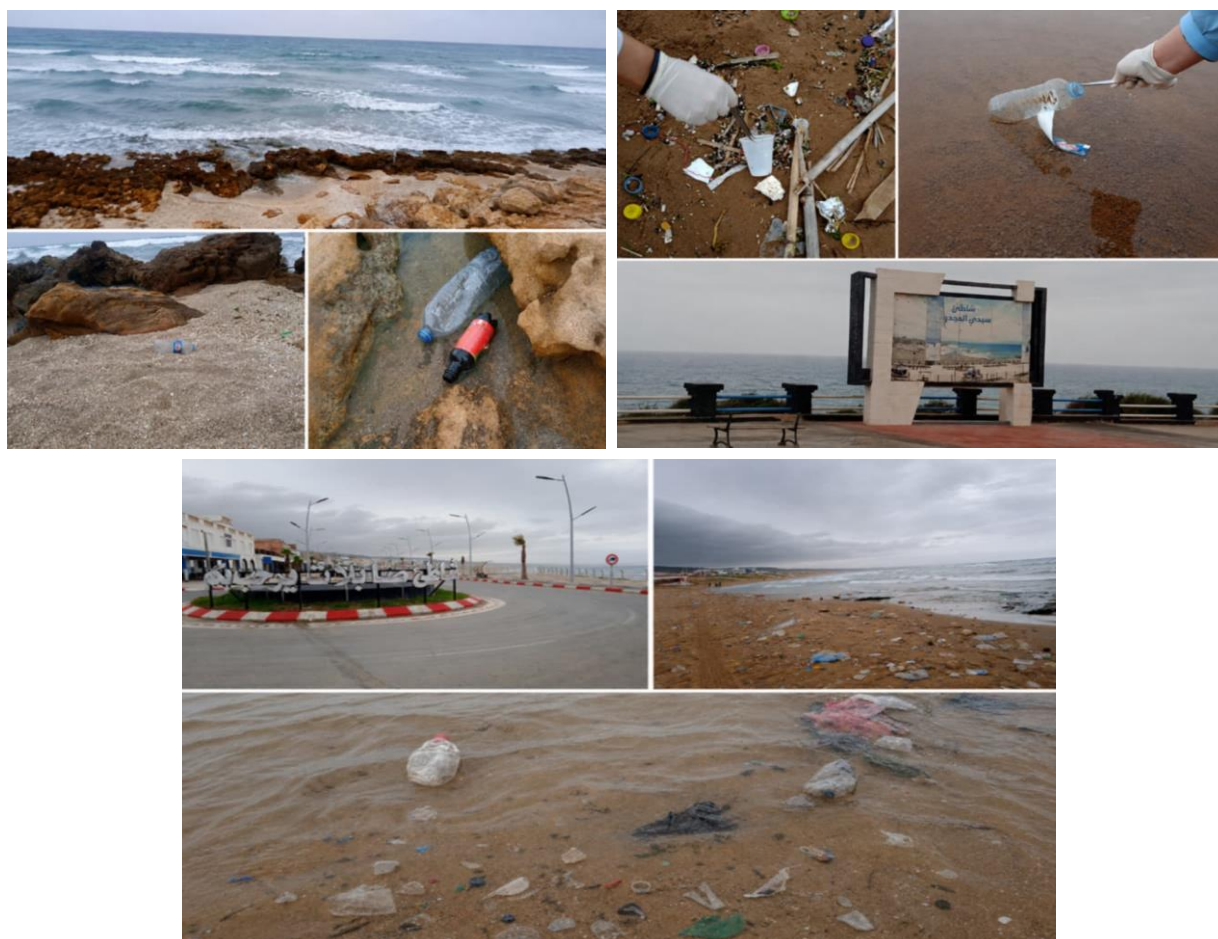


Figure 15 : Prélèvements de macroplastiques dans les différents sites d'échantillonnage (Présent travail).

3. Matériel et méthodes

3.1. Matériel du prélèvement et de laboratoire

L'ensemble du matériel utilisé dans le cadre de cette étude est présenté dans le tableau suivant :

Tableau 3 : Inventaire du matériel de terrain et de laboratoire utilisé.

Catégorie	Matériel utilisé
Prélèvement/ terrain	Bavettes et gants
	Briquet
	Sachets stériles
	Étiquettes et stylo
	Glacière

	Pinces et ciseaux
Analyses (Laboratoire)	Autoclave
	Étuves (incubateurs)
	Bain Marie
	Balance de précision
	Plaque chauffante
	Microscope optique
	Verrerie (bécher de 1000 ml, les flacons de 100 ml et 250 ml, erlenmeyers)
	Pipettes pasteur
	Entonnoir
	Boîtes de pétri
	Milieux de culture (Sabouraud-chloramphénicol, MSA, TSE)
	Colorants (rouge Congo, bleu de coton)
	Lames
	Ruban adhésif (Scotch)
	Briquet
	Pinces et ciseaux
	Bec benzène
	Bavettes et gants
	Papier aluminium
	Papier film et papier absorbant
	Étiquettes
	Eau distillée
	Eau de mer

3.2. Méthodes d'analyses

3.2.1. Traitement des échantillons au laboratoire

Après le prélèvement, les échantillons plastiques ont d'abord été lavés avec l'eau de mer afin d'éliminer les impuretés superficielles. Ses derniers ont ensuite été découpés à l'aide de ciseaux en petits carrés d'environ 1cm² conformément à la méthode décrite par Kim *et al.* (2022). En

parallèle, le milieu de culture sélectif Sabouraud-chloramphénicol a été liquéfié au bain-marie jusqu'à l'obtention d'une solution parfaitement homogène et stérile, prête à l'emploi.

Après dissolution, le milieu de culture a été versé dans des boîtes de pétri en verre de 20 cm de diamètre à proximité de la flamme du bec benzène afin de limiter les contaminations et de maintenir des conditions aseptiques. Enfin, les boîtes ont été laissées au repos jusqu'à refroidissement et solidification complète du milieu avant utilisation.

3.2.2. Isolement des champignons

Deux méthodes d'isolement de champignons ont été réalisées :

a- Méthode directe

Après solidification du milieu de culture stérile (gélose Sabouraud-chloramphénicol), des fragments de plastique de diverses origines préalablement préparés ont été déposés aseptiquement à la surface à l'aide d'une pince stérile (Kim *et al.*, 2022). Les échantillons testés comprenaient différentes natures de polymères, issus notamment de la découpe de gobelets, de bouteilles et d'autres emballages en plastique collectés dans les différentes zones d'étude. Cette hétérogénéité des matrices plastiques permet d'évaluer comparativement leurs interactions avec le milieu et les microchampignons colonisateurs.

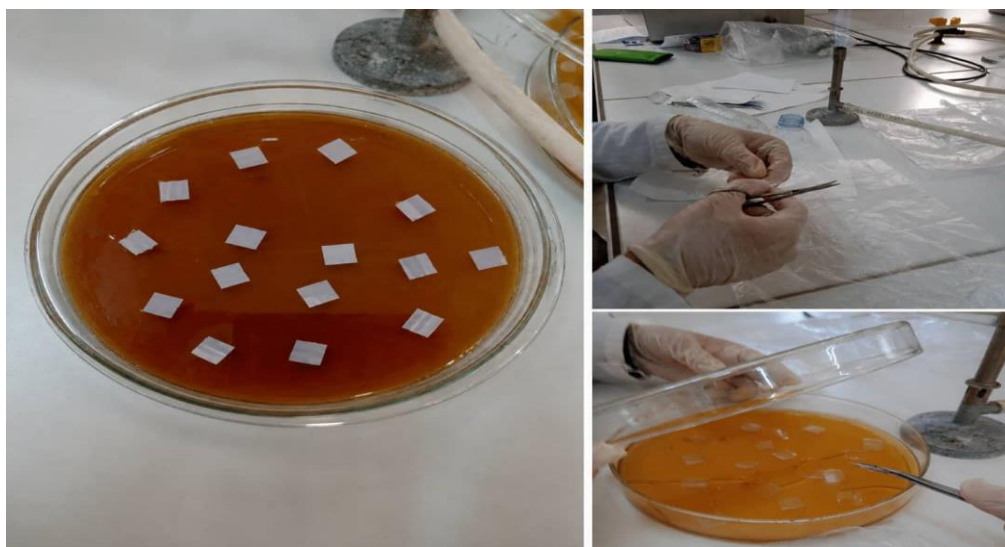


Figure 16 : Isolement de champignons sur gélose Sabouraud-chloramphénicol (Méthode directe).

Les boîtes ont ensuite été incubées à 27 °C pendant 5 à 7 jours afin de permettre le développement et l'observation des microchampignons.

b- Méthode de lavage

La solution de TSE (Tryptone- Sel- Eau) utilisée comme diluant, a été préparée en dissolvant 1 g de Tryptone et 8,5 g de NaCl dans un litre d'eau distillée. Le mélange a été homogénéisé sur une plaque chauffante jusqu'à dissolution complète des constituants. La solution obtenue a ensuite été répartie dans des flacons de 250 ml, soigneusement fermés, puis stérilisée à l'autoclave afin d'assurer son asepsie avant utilisation.

Les fragments de plastique préalablement découpés ont été placés dans la solution de TSE, puis agités soigneusement pendant 5 minutes puis laissée au repos durant 30 minutes pour favoriser la désorption des microorganismes. Afin d'éviter toute contamination croisée, les solutions ont été individualisées par site et par matrice. Ainsi, chaque flacon renfermait uniquement les fragments plastiques d'une seule origine (gobelets, bouteilles ou autres) issue d'un site de prélèvement donné. Par la suite, des aliquotes de 1 ml de cette chaque suspension de TSE ont été déposées à la surface de la gélose Sabouraud-chloramphénicol en boîtes de pétri, puis étalées de manière aseptique pour assurer l'ensemencement.



Figure 17 : Isolement des micromycètes sur gélose Sabouraud-chloramphénicol (Méthode de lavage).

Après l'ensemencement, les boîtes de pétri sont mises en culture à une température de 27°C (qui est une température optimale de croissance pour la majorité des champignons) jusqu'à l'envahissement total de la surface de la gélose (7 jours).

3.2.3. Repiquage

Dès leur apparition, les colonies fongiques présentant des aspects macroscopiques différents ont été repiquées sur des boîtes de pétri de 9 cm de diamètre contenant le même milieu de culture (Sabouraud-chloramphénicol).

L'incubation a été réalisée à 27°C jusqu'à recouvrement complet de la surface de la gélose. Les souches pures obtenues ont ensuite été identifiées.

3.3. Identification des champignons

3.3.1. Identification macroscopique

La caractérisation macroscopique des colonies fongiques développées sur milieu Sabouraud-chloramphénicol a été effectuée selon la méthodologie de Botton *et al.* (1990) et Chabasse *et al.* (2002). La différenciation des souches s'est appuyée sur l'étude de critères morphologiques visuelles clés notamment :

- **Aspect du thalle** : forme et texture (cotonneuse, poudreuse, veloutée).
- **Chromatogénèse** : couleur de la surface, du revers et présence de pigments diffusibles.

3.3.2. Identification microscopique

3.3.2.1. Préparation des lames pour l'identification microscopique

Des lames propres et stériles ont été préparées, puis quelques gouttes du colorant rouge Congo et/ou bleu de coton ont été déposées au centre à l'aide d'une pipette pasteur. Ensuite, une petite partie de chaque colonie fongique à identifier a été prélevée à l'aide d'un ruban adhésif stérile, puis déposée délicatement sur une lame préalablement préparée (Benmessaoud, 2010), en veillant à éliminer toute bulle d'air afin d'optimiser la qualité de l'observation. Les préparations ont été observées au microscope optique au grossissement $\times 400$ (objectif $\times 40$). L'analyse morphologique s'est fondée sur la caractérisation des hyphes, des spores, des conidies, la forme et les dimensions des conidiophores, ainsi que les structures de fructification (Bourgeois et Leveau, (1980) ; Chabasse *et al.*, (2002) ; Mouria *et al.*, (2012)).

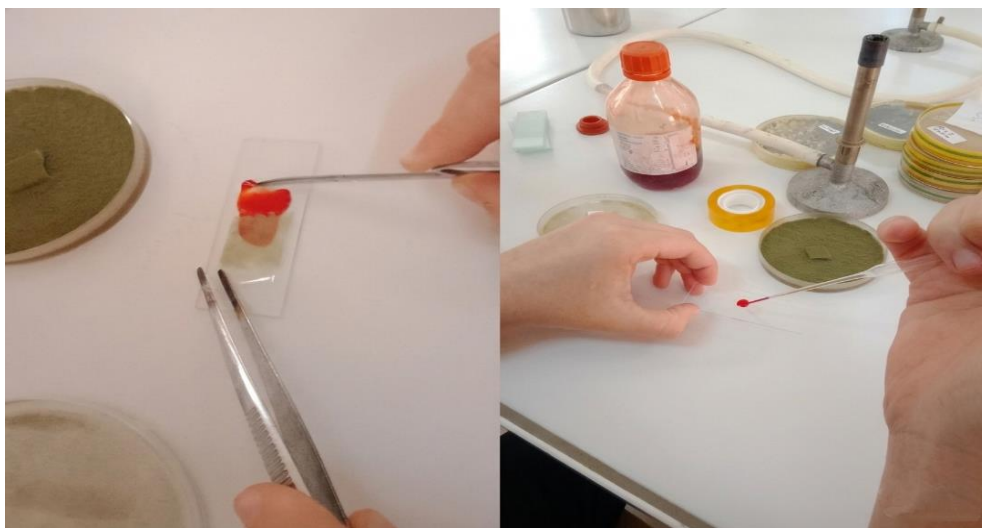


Figure 18 : Préparation des lames pour l'identification microscopique des souches fongiques.

4. Test de biodégradation de plastiques par les champignons identifiés

Pour évaluer la biodégradation des plastiques par les microchampignons, deux méthodologies distinctes ont été suivies : l'une développée par Ibrahim *et al.* (2024) et l'autre par Nanhini et Anandhi (2024).

4.1. Préparation du milieu de culture

Un milieu gélosé à base de sels minéraux (MSA) a été préparé afin d'évaluer l'activité des champignons impliqués dans la biodégradation du plastique. Ensuite, le milieu de culture a été stérilisé à l'autoclave afin d'éliminer toutes contaminations.

Après la stérilisation à l'autoclave, deux méthodes différentes ont été adoptées selon la démarche d'Ibrahim *et al.* (2024).

4.1.1. Méthode 1

Dans un litre de milieu MSA, 10 g de plastique poudre (PE) ont été rajoutés, puis le mélange a été versé dans des boîtes de pétri de 9 cm de diamètre et laissé solidifier complètement. Après la solidification, des fragments de différentes souches de champignons microscopiques isolées ont été déposés en surface (Fig. 20). Des boîtes de gélose servant de témoins, sans particules de plastique, ont étéensemencées. Les essais ont été réalisés en duplicatas. Les boîtes ont ensuite été incubées à 27° C pendant 10 jours et plus.



Figure 19 : Les différentes étapes de la première méthode de test de biodégradation.

4.1.2. Méthode 2

Le milieu de culture MSA a été réparti de manière homogène dans des boîtes de pétri de 9 cm de diamètre, en volumes égaux, puis laissé solidifier. Ensuite, des fragments de plastique type LDPE (deux à trois morceaux) ont été placés de façon aléatoire dans chaque boîte. Par la suite, des fragments de différentes souches fongiques isolées ont été déposés au-dessus des morceaux de plastique (Fig. 21). L'ensemble des manipulations a été réalisé sous une hotte à flux laminaire afin d'éviter toute contamination et de garantir des conditions aseptiques durant l'expérimentation. Toutes les boîtes ont ensuite été incubées à 27° C pendant 10 jours et plus.



Figure 20 : Les différentes étapes de la deuxième méthode de test de biodégradation.

4.2.3 Méthode de perte de masse

Le plastique a été découpé en morceaux de dimensions 2cm / 2cm. Ces derniers ont subi un premier rinçage soigneux à l'eau distillée, puis une désinfection à l'éthanol 70% pendant 30 min. Après un nouveau rinçage à l'eau distillée, les morceaux ont été pré-séchés sur du papier filtre stérile, puis transférés à l'étuve à 60°C pendant 24 heures jusqu'à séchage complet. Chaque fragment a ensuite été pesé individuellement à l'aide d'une balance analytique afin de déterminer sa masse initiale ($W_0 = 30$ mg). Pour le test de biodégradation, les échantillons du plastique ont été introduits dans des flacons en verre stériles contenant un milieu minéral liquide inoculé avec une souche fongique spécifique (un fragment par flacon). L'ensemble a été mis à incuber à l'étuve réglée à 27°C pour une durée de 90 jours, selon le protocole décrit par Nanhini et Anandhi (2024) (Fig. 22).



Figure 21 : Culture des souches fongiques en milieu minéral liquide supplémenté en fragments de plastiques.

Des témoins non traités ont été incubés dans les mêmes conditions, en milieu exempt d'inoculum fongique. À l'issue de la période d'incubation, les fragments de plastique ont été récupérés, lavés à l'eau distillée, séchés, puis pesés afin de fixer leur masse finale. Le taux de dégradation plastique a ensuite été évalué en calculant le pourcentage de perte de masse à partir de la formule suivante :

$$\% \text{ de dégradation} = \frac{\text{masse initiale} - \text{masse finale de l'échantillon}}{\text{Masse initiale de l'échantillon}} \times 100$$



Chapitre 03 : Résultats et discussion.

1. Résultats

Ce chapitre est consacré à la présentation des résultats obtenus au cours de cette étude. Il aborde en premier lieu l'isolement, l'identification et la caractérisation (macroscopique et microscopique) des communautés fongiques associées aux déchets plastiques marins. La diversité et la distribution de ces souches sont ensuite analysées. Enfin, le chapitre évalue et discute leur potentiel biodégradatif vis-à-vis des déchets plastiques afin de mettre en évidence leur capacité à participer aux processus de biodégradation et de bioremédiation en milieu marin.

1.1. Diversité morphologique des souches fongiques isolées à partir des plastiques marins

L'incubation des fragments de plastique sur milieu Sabouraud-chloramphénicol a révélé une croissance fongique après plusieurs jours. Les colonies observées ont présenté une nette diversité morphologique (formes, aspect, taille, couleur). Un développement mycélien préférentiel s'est manifesté en direction des échantillons plastiques, conduisant dans certains cas à un recouvrement soit total ou partiel de la surface du matériau (Fig. 22).

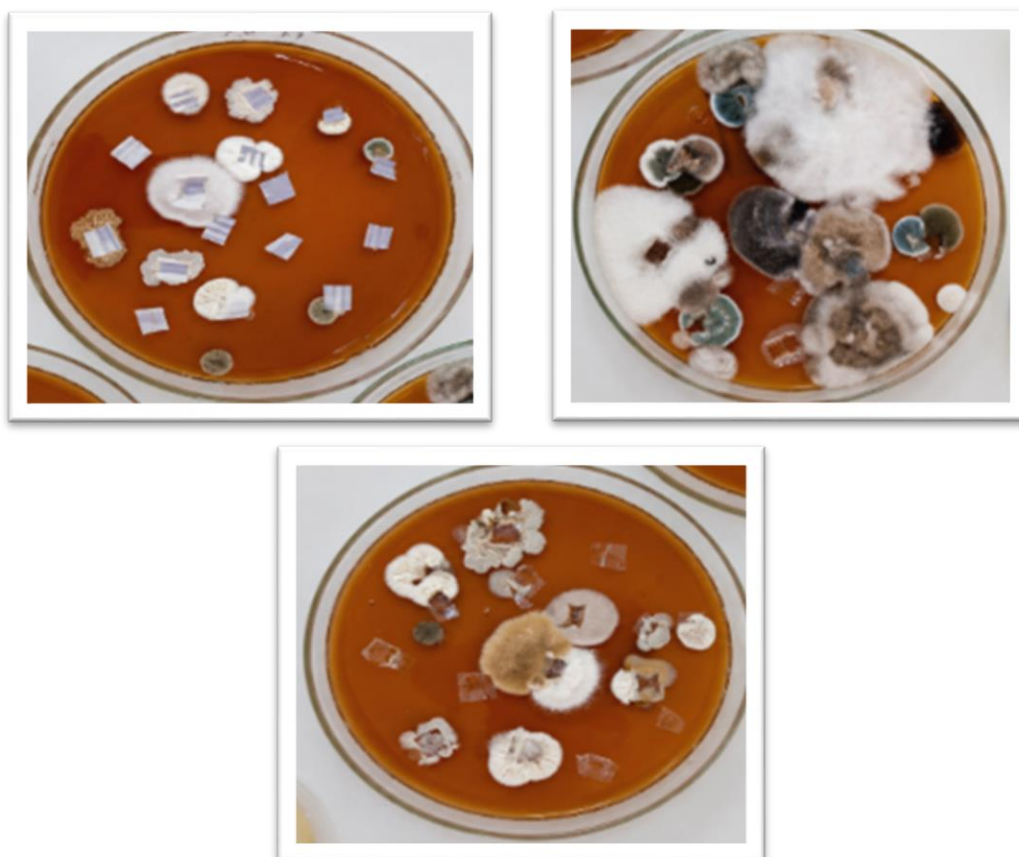


Figure 22 : Apparition des colonies fongiques après l'incubation.

L'analyse des isolats fongiques obtenus à partir des déchets plastiques marins a permis d'identifier plusieurs genres et/ou espèces de micromycètes. La fréquence relative de chaque genre a été déterminée afin d'évaluer leur représentativité au sein de la communauté fongique isolée. Les résultats obtenus sont présentés ci-dessous sous forme de pourcentage.

Les micromycètes isolés sont les suivants : *Aspergillus versicolor* (18,8 %) ; *Rhizomucor sp.* (12,53 %) ; *Trichoderma sp.* (10,08 %) ; *Fusarium moniliforme* (8,44 %) ; *Absidia sp.* (8,17%) ; *Alternaria sp.* (7,08 %) ; *Aspergillus niger* (6,26 %) ; *Penicillium spp.* (5,44 %) ; *Aspergillus fumigatus* (4,63 %) ; *Acremonium sp.* (3,54 %) ; *Scytalidium hyalinum* (3,26 %) ; *Aspergillus terreus* (1,63 %), et mycéliums stériles (non identifiés) (10,08 %).

1.2. Description morphologique et illustration des différents genres fongiques isolés

1.2.1. *Aspergillus terreus*

Aspergillus terreus est une espèce de champignon filamenteux cosmopolite appartenant au genre *Aspergillus*. Présente principalement dans les sols et les matières organiques en décomposition, elle se distingue par ses colonies de couleur cannelle et par la production d'aleurioconidies. Cette espèce est reconnue pour son intérêt biotechnologique ainsi que pour son potentiel pathogène chez l'homme (Louis *et al.*, 2021).

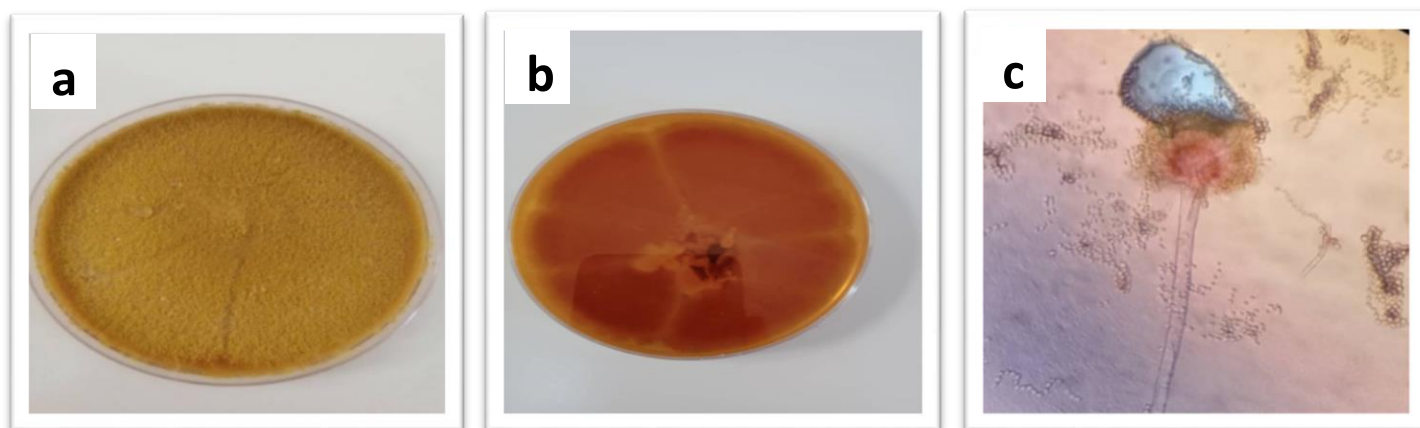


Figure 23: Observation macroscopique (a et b) et microscopique (c) d'*Aspergillus terreus* (GR × 400).

1.2.2. *Scytalidium hyalinum*

Scytalidium hyalinum est un champignon filamenteux microscopique caractérisé par la production d'arthroconidies hyalines (spores transparentes issues de la fragmentation des hyphes). Il forme généralement des colonies blanches à grisâtres à croissance rapide et peut être isolé à partir du sol, de matières organiques ou de prélèvement clinique. Il est connu comme agent potentiel de certaines infections cutanées et unguéales chez l'homme (Thomas *et al.*, 2018).

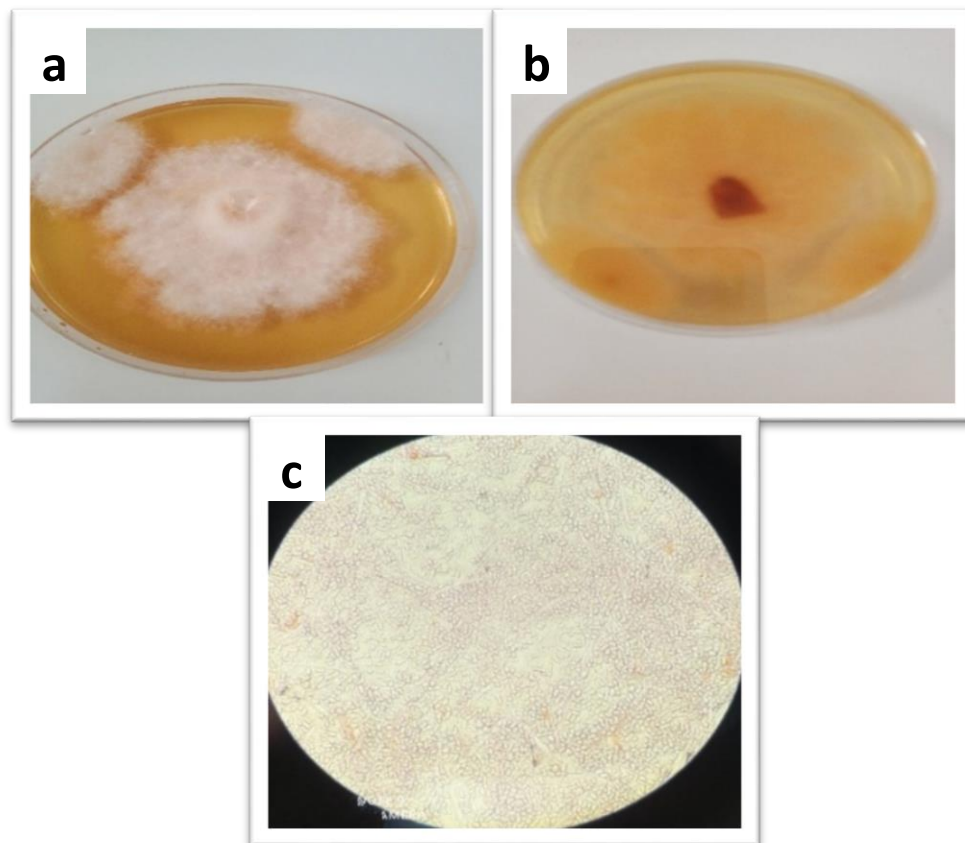


Figure 24 : Observation macroscopique (a et b) et microscopique (c) de *Scytalidium hyalinum* (GR $\times$ 400).

1.2.3. *Alternaria sp.*

Ce sont des champignons à reproduction asexuée, ils appartiennent au deutéromycètes. Les colonies sont de croissance rapide, de couleur, blanc-gris au début deviennent rapidement foncées (verte foncée à noire). La texture est duveteuse à laineuse. Les *Alternaria* sont des saprophytes ou des parasites de plantes très répandus (Chabasse *et al.*, 2002).

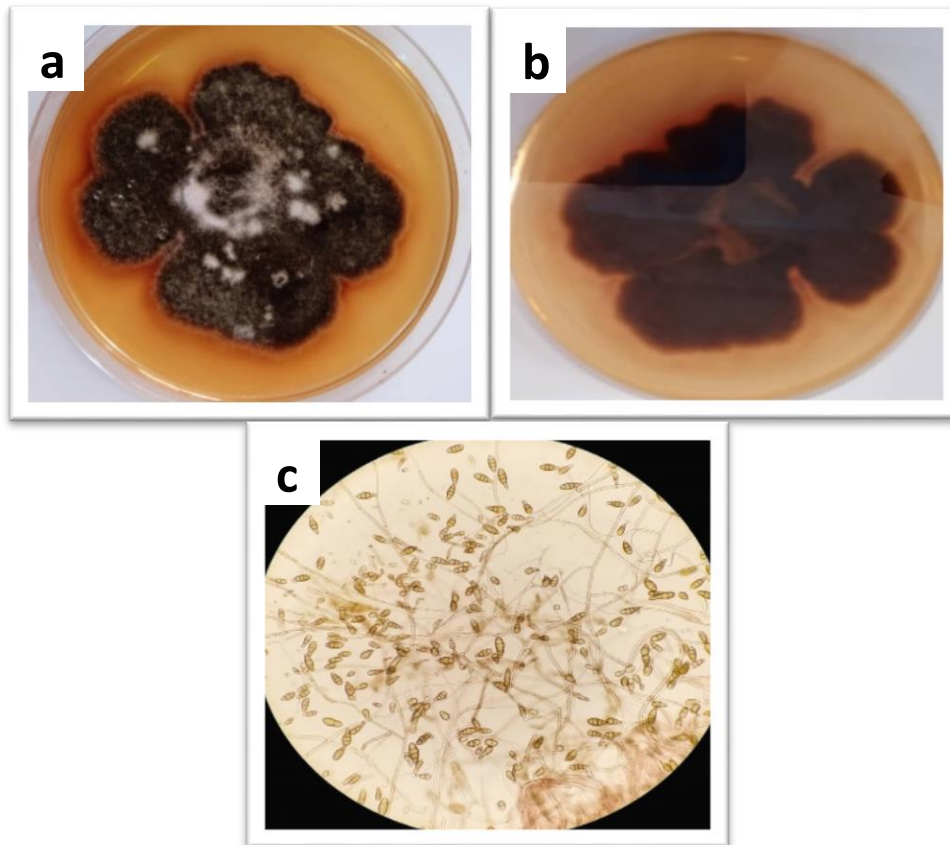


Figure 25: Observation macroscopique (a et b) et microscopique (c) d'*Alternaria sp.* (GR × 400).

1.2.4. *Absidia sp.*

Est un champignon filamenteux appartenant aux mucorales, fréquemment rencontré dans le sol et les matières organiques en décomposition (Chabasse *et al.*, 2002).

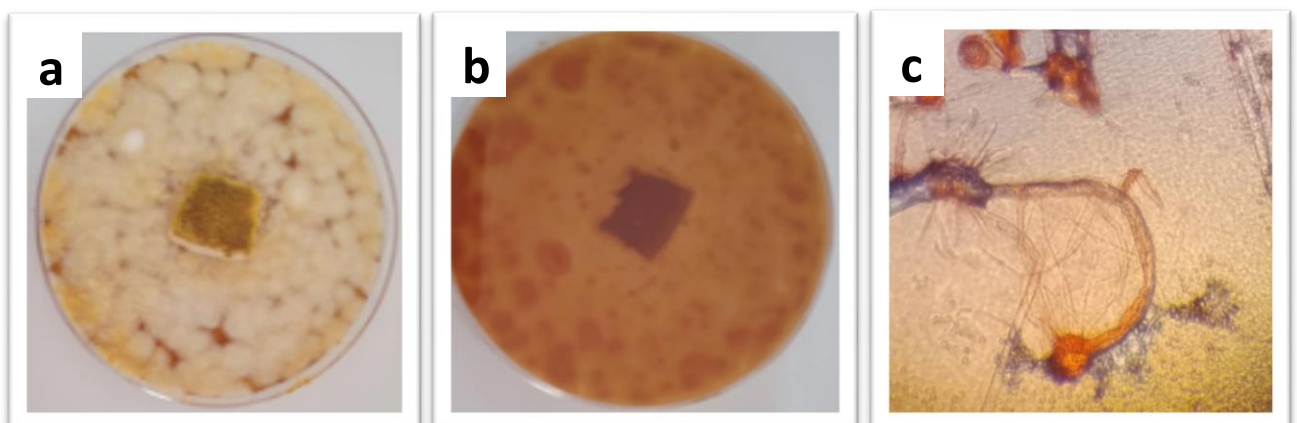


Figure 26 : Observation macroscopique (a et b) et microscopique (c) d'*Absidia sp.* (GR × 400).

1.2.5. *Trichoderma sp.*

Les *trichoderma spp*, sont des champignons cosmopolites, caractérisés par leur croissance rapide, leur capacité d'utiliser divers substrats et leur résistance à des agents chimiques nocifs (Klein et Eveleigh, 1998).

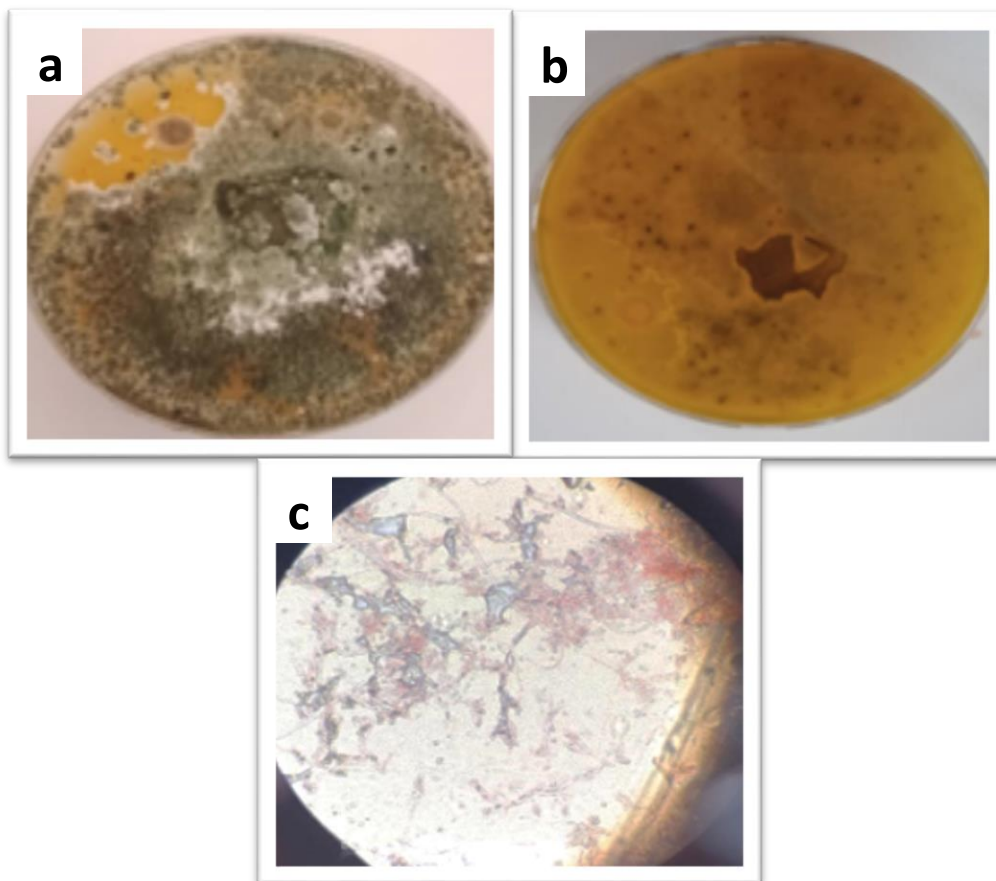


Figure 27: Observation macroscopique (a et b) et microscopique (c) de *Trichoderma sp.* (GR $\times 400$).

1.2.6. *Aspergillus niger*

Aspergillus niger est une espèce fongique courante, répandue dans les climats chauds, connue pour provoquer la pourriture post-récolte de divers fruits et cultures, et capable de produire la mycotoxine et ochratoxine A dans certains isolats. Elle se développe dans divers produits stockés, ce qui témoigne de sa grande capacité d'adaptation et de sa résistance aux conditions environnementales (Peronne *et al.*, 2010).

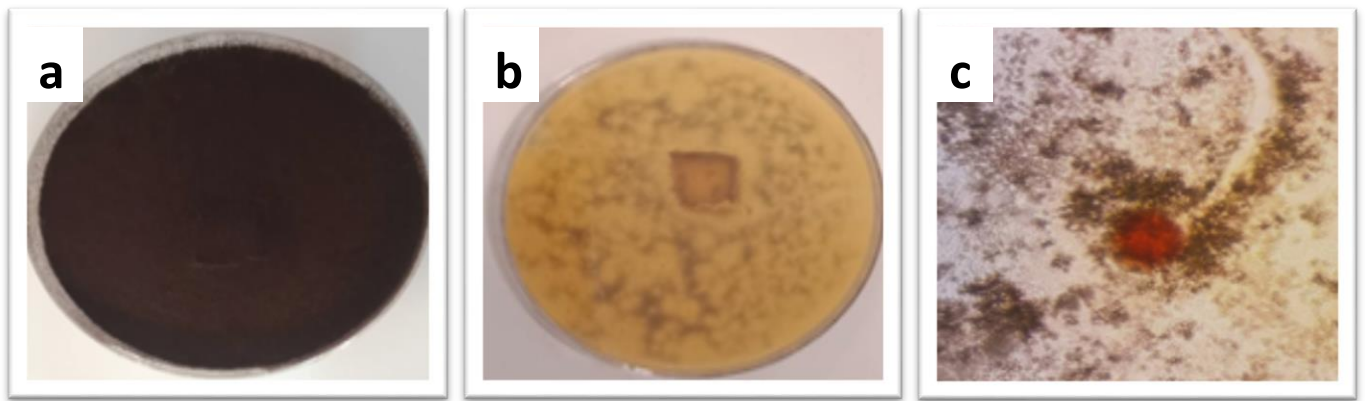


Figure 28 : Observation macroscopique (a et b) et microscopique (c) d'*Aspergillus niger* (GR × 400).

1.2.7. *Penicillium spp.*

Au point de vue morphologique, les individus de genre *Penicillium* se distinguent par leur organisation en pinceau. Le thalle cloisonné porte les conidiospores simples ou ramifiés se terminant par un pénicille. Les conidiospores peuvent être groupés en faisceaux lâches ou rassemblés en corémies (colonne de conidiophore). Les phialides donnent naissance aux spores qui se positionnent alors en chaînes (Gauthier, 2016).

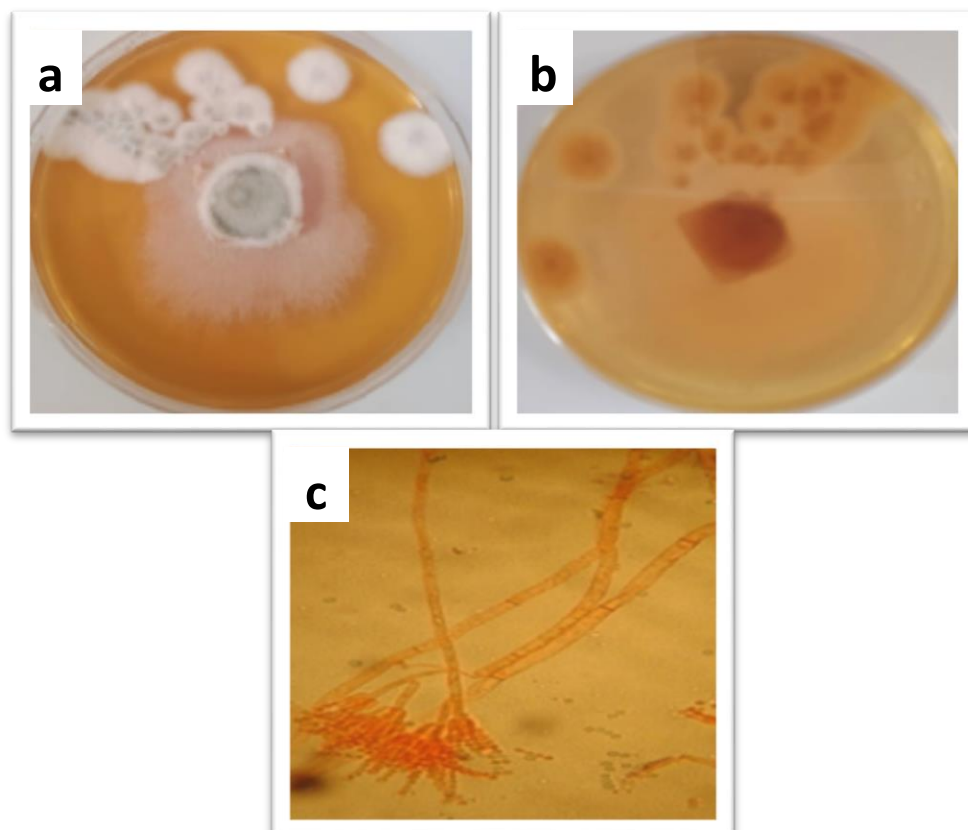


Figure 29 : Observation macroscopique (a et b) et microscopique (c) de *Penicillium spp.* (GR × 400).

1.2.8. *Aspergillus versicolor*

Aspergillus versicolor est une espèce de moisissure appartenant au genre *Aspergillus*, un groupe de moisissures communes présentes aussi bien à l'intérieur qu'à l'extérieur. « *Versicolor* » signifie « à couleur variée », ce qui est tout à fait approprié puisque cette moisissure peut présenter des nuances de vert, de jaune, de brun, voire de rosé. Bien que les moisissures *Aspergillus* soient omniprésentes dans la nature, l'*Aspergillus versicolor* est particulièrement connu pour prospérer dans les environnements intérieurs, surtout en présence d'une humidité persistante (Samson *et al.*, 2019).

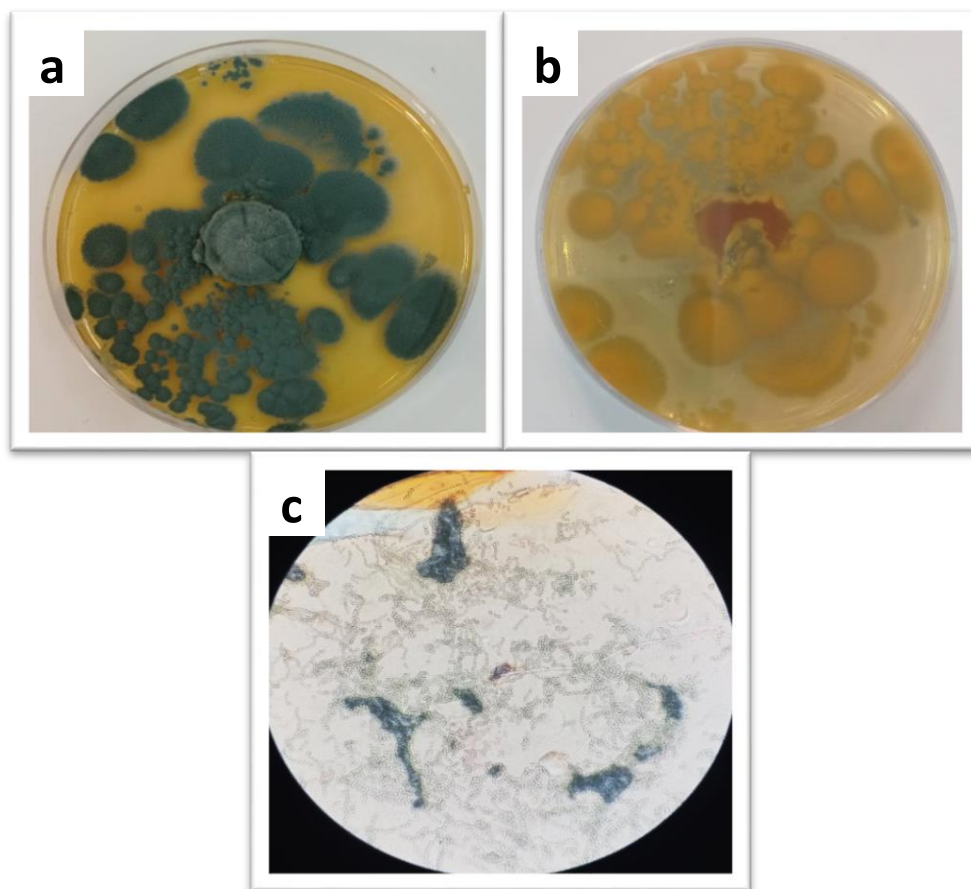


Figure 30: Observation macroscopique (a et b) et microscopique (c) d'*Aspergillus versicolor* (GR × 400).

1.2.9. *Aspergillus fumigatus*

Aspergillus fumigatus est un champignon filamenteux saprophyte appartenant au genre *Aspergillus*. Il est largement répandu dans l'environnement, notamment dans le sol, la matière organique en décomposition et les particules en suspension dans l'air, et est considéré comme l'un des agents pathogènes fongiques opportunistes les plus importants chez l'homme (Kwon-Chung et Sugui, 2013).

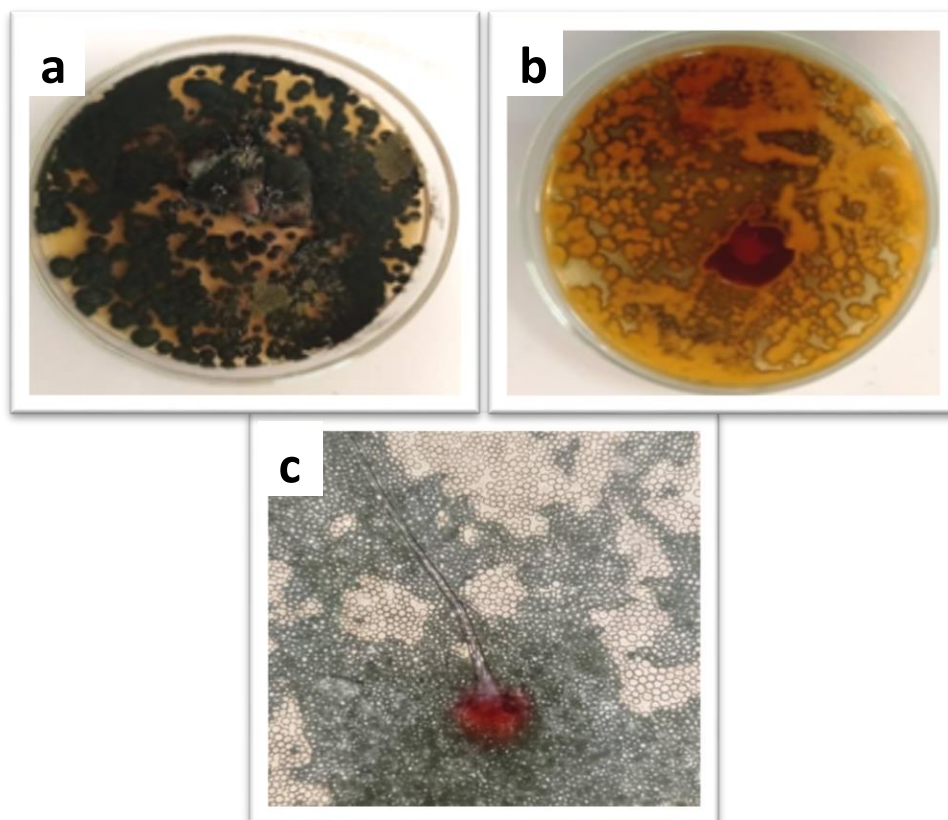


Figure 31 : Observation macroscopique (a et b) et microscopique (c) d'*Aspergillus fumigatus* (GR $\times$ 400).

1.2.10. *Acremonium* sp.

Les espèces du genre *Acremonium* sont des champignons filamenteux que l'on trouve couramment dans le sol, les résidus végétaux et la matière organique. Elles se caractérisent par des hyphes minces et cloisonnés, ainsi que par des conidiophores simples produisant des conidies. Bien qu'il s'agisse principalement de champignons environnementaux, certaines espèces peuvent agir comme des agents pathogènes opportunistes chez l'homme (Perdomo *et al.*, 2011).

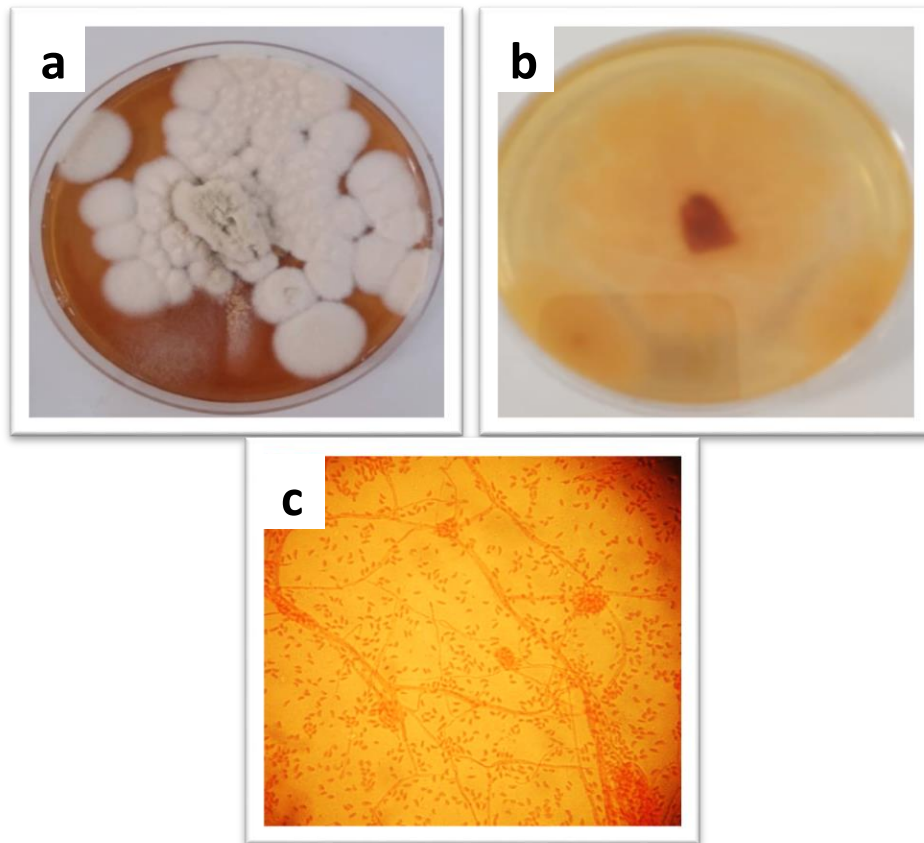


Figure 32 : Observation macroscopique (a et b) et microscopique (c) d'*Acremonium sp.* (GR × 400).

1.2.11. *Rhizomucor sp.*

Les espèces du genre *Rhizomucor* sont des champignons filamenteux thermophiles appartenant à l'ordre des mucorales. Ces champignons sont couramment isolés dans le sol et dans la matière organique en décomposition, et peuvent provoquer des infections opportunistes chez les patients immunodéprimés (Hoog *et al.*, 2020).

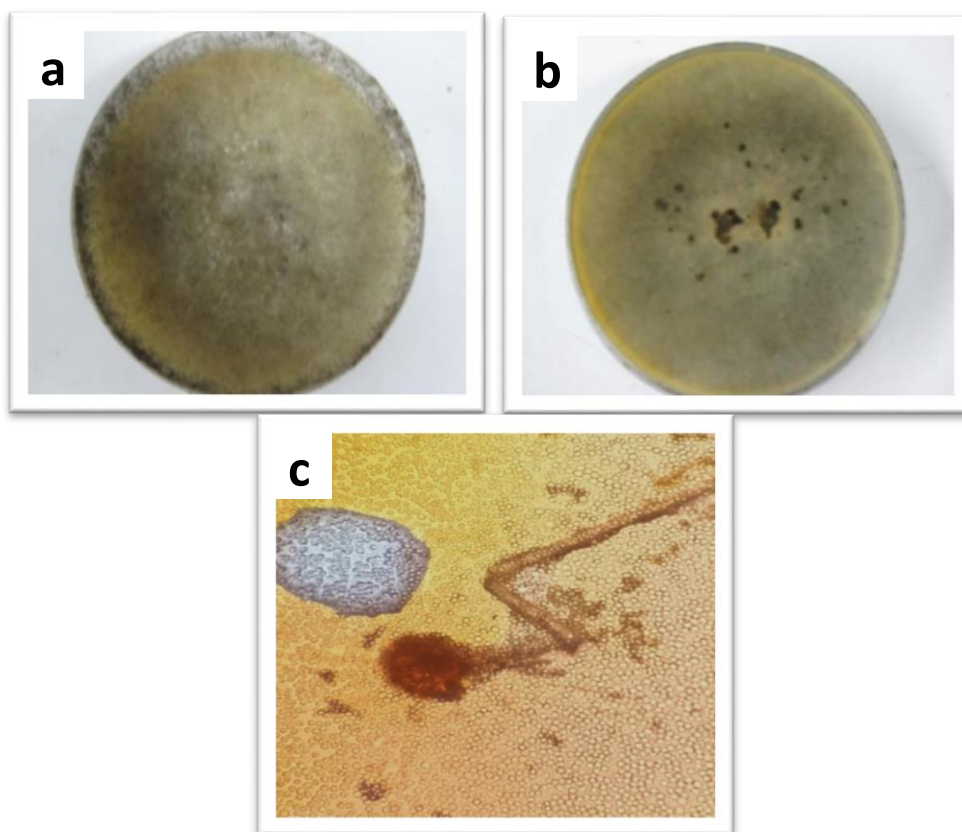


Figure 33 : Observation macroscopique (a et b) et microscopique (c) du *Rhizomucor* sp. (GR $\times$ 400).

1.2.12. *Fusarium moniliforme*

Fusarium moniliforme est un champignon filamenteux appartenant au genre *Fusarium*, que l'on trouve généralement dans le sol et qui est associé aux plantes et aux cultures céréalières. Il est connu pour sa capacité à coloniser un large éventail de substrats et à produire des mycotoxines pouvant affecter les plantes, les animaux et les êtres humains (Leslie et Summerell, 2006).

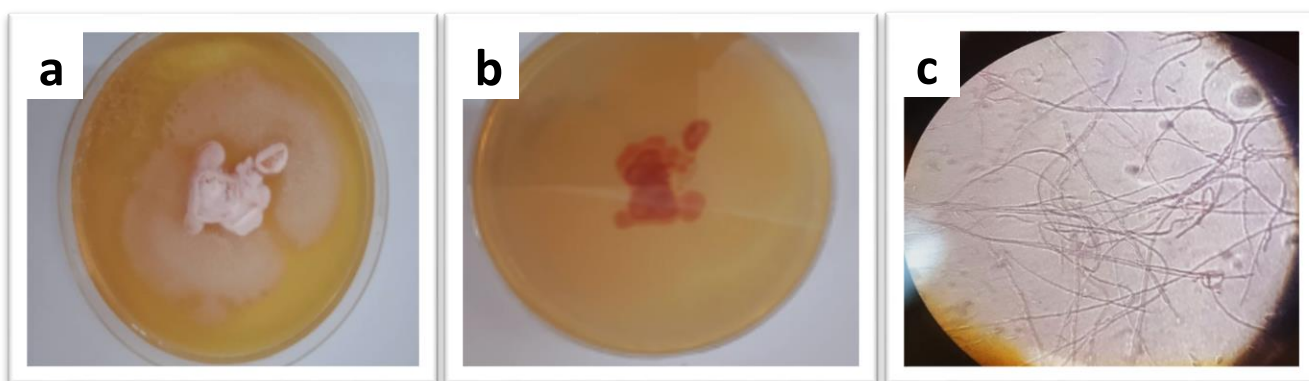


Figure 34 : Observation macroscopique (a et b) et microscopique (c) de *Fusarium moniliforme* (GR $\times$ 400).

1.3. Répartition fongique globale

L'analyse de la répartition globale des isolats fongiques met en évidence une diversité de la faune fongique entre les trois sites étudiés. Le site des Sablettes présente le nombre d'isolats le plus élevé avec 125 isolats, suivi de Sidi Medjdoub (115), tandis que le site de Salamandre enregistre le nombre le plus faible (90 isolats) (Tableau 4).

Tableau 04 : Répartition fongique globale

Genres/ Espèces	Abondance	Pourcentage (%)	Sidi Medjdoub		Salamandre		Sablettes	
			Gobelets	Bouteille	Gobelets	Bouteille	Gobelets	Bouteille
<i>Aspergillus terreus</i>	6	1,63	0	0	0	2	1	3
<i>Scytalidium hyalinum</i>	12	3,26	1	0	0	0	6	5
<i>Absidia sp.</i>	30	8,17	15	7	2	0	3	3
<i>Fusarium moniliforme</i>	31	8,44	8	5	4	3	9	2
<i>Aspergillus niger</i>	23	6,26	0	3	4	6	8	2
<i>Aspergillus versicolor</i>	69	18,80	7	3	20	8	25	6
<i>Trichoderma sp.</i>	37	10,08	11	14	3	5	1	3
<i>Penicillium spp</i>	20	5,44	5	1	2	6	4	2
<i>Aspergillus fumigatus</i>	17	4,63	7	0	3	0	6	1
<i>Alternaria sp.</i>	26	7,08	1	8	4	0	6	7
<i>Acremonium sp.</i>	13	3,54	2	0	0	4	2	5
<i>Rhizomucor sp.</i>	46	12,53	13	4	1	13	3	12
Non identifiés	37	10,08	/	/	/	/	/	/
Total	367	100%	70	45	43	47	74	51

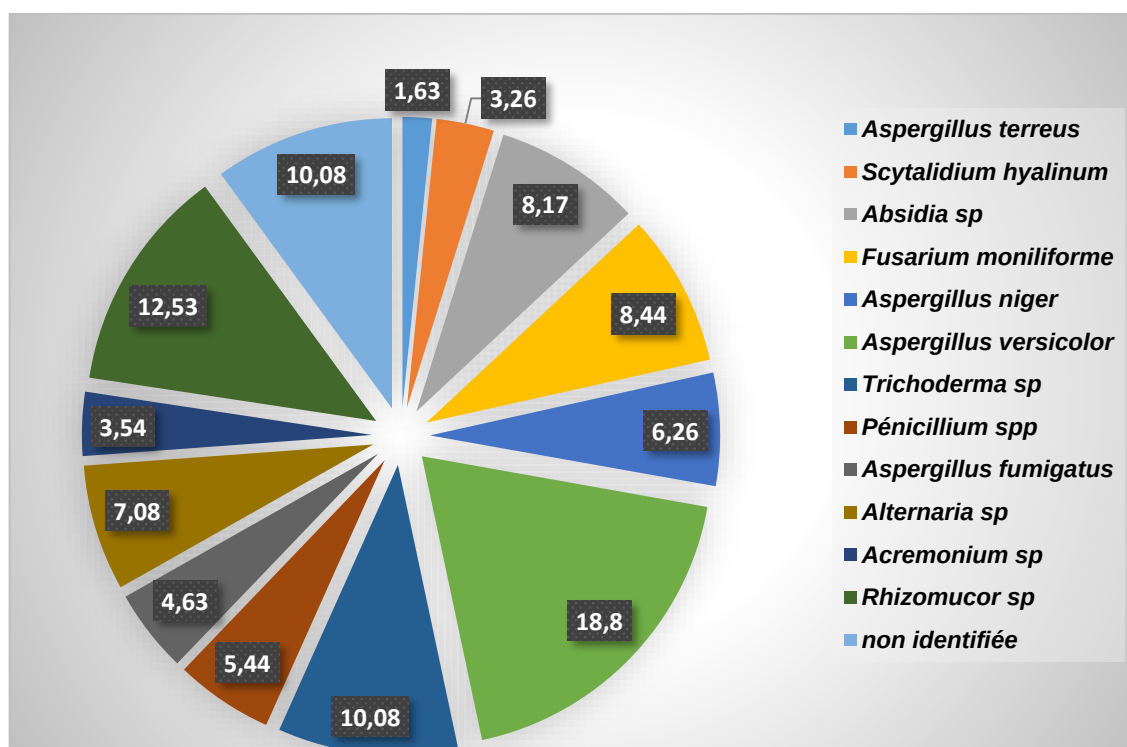


Figure 35 : Répartition fongique globale.

La composition spécifique varie également selon les sites : *Trichoderma sp.* et *Rhizomucor sp.* dominant à Sidi Medjdoub, alors qu'*Aspergillus versicolor* est l'espèce la plus abondante à Salamandre et aux Sablettes. À l'échelle des trois sites, *Aspergillus versicolor* occupe la première place avec 69 isolats (18,8 %), suivi de *Rhizomucor sp.* avec 46 isolats (12,53 %). En outre, les gobelets présentent globalement un nombre d'isolats supérieur à celui des bouteilles dans les sites de Sidi Medjdoub et des Sablettes, contrairement à Salamandre où les bouteilles sont légèrement plus colonisées.

1.4. Répartition fongique en fonction des sites

1.4.1. Plage de Sidi Medjdoub

Tableau 5 : Répartition fongique dans le site de Sidi Medjdoub

Espèces	Abondance « gobelets »	Pourcentage (%)	Abondance « bouteilles »	Pourcentage (%)
<i>Scytalidium hyalinum</i>	1	1,43	/	0
<i>Absidia sp.</i>	15	21,43	7	15,55
<i>Fusarium moniliforme</i>	8	11,43	5	11,11
<i>Aspergillus niger</i>	/	0	3	6,66
<i>Aspergillus versicolor</i>	7	10	3	6,66
<i>Trichoderma sp.</i>	11	15,71	14	31,11
<i>Penicillium spp.</i>	5	7,14	1	2,22
<i>Aspergillus fumigatus</i>	7	10	/	0
<i>Alternaria sp.</i>	1	1,43	8	17,77
<i>Acremonium sp.</i>	2	2,86	/	0
<i>Rhizomucor sp.</i>	13	18,57	4	8,88
Total	70	100 %	45	100 %

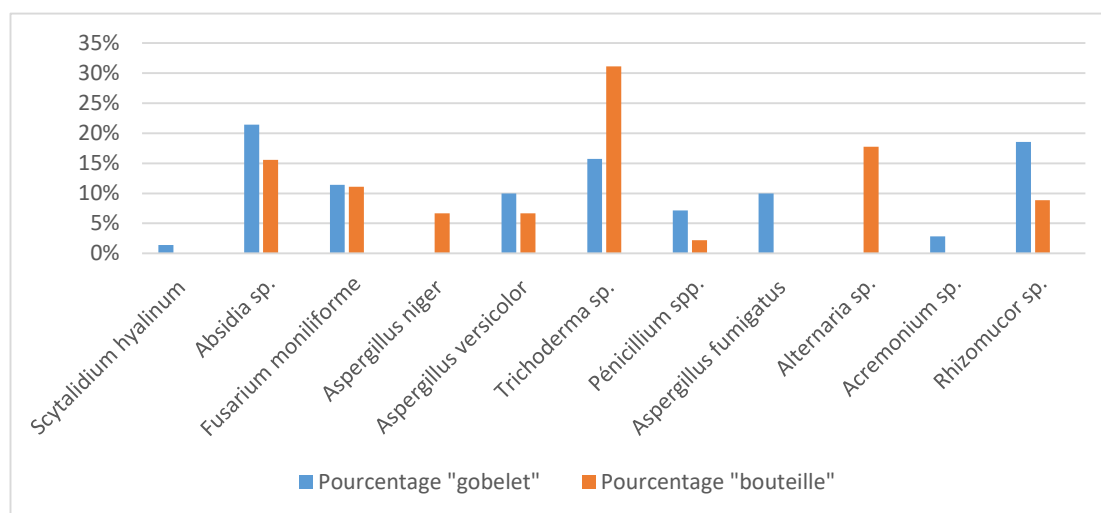


Figure 36 : Répartition fongique à Sidi Medjdoub.

Le tableau 5 et la figure 36 présentent la répartition des espèces fongiques isolées des gobelets et des bouteilles en plastiques au niveau du site de Sidi Medjdoub. Les résultats montrent que, dans les gobelets, *Absidia sp.* est l'espèce la plus abondante (21,43 %), suivi de *Rhizomucor sp.* (18,57 %) et de *Trichoderma sp.* (15,71 %). Pour les bouteilles, *Trichoderma sp.* domine avec

(31,11 %) suivi d'*Alternaria sp.* (17,77 %) et d'*Absidia sp.* (15,55 %). Cette répartition met en évidence une variation de l'abondance des espèces fongiques selon le type de plastique.

1.4.2. Plage de Salamandre

Tableau 6 : Répartition fongique dans le site de Salamandre

Espèces	Abondance « gobelets »	Pourcentage (%)	Abondance « bouteilles »	Pourcentage (%)
<i>Aspergillus terreus</i>	/	0	2	4,26
<i>Absidia sp.</i>	2	4,65	/	0
<i>Fusarium moniliforme</i>	4	9,30	3	6,38
<i>Aspergillus niger</i>	4	9,30	6	12,77
<i>Aspergillus versicolor</i>	20	46,51	8	17,02
<i>Trichoderma sp.</i>	3	6,98	5	10,64
<i>Pénicillium spp.</i>	2	4,65	6	12,77
<i>Aspergillus fumigatus</i>	3	6,98	/	0
<i>Alternaria sp.</i>	4	9,30	/	0
<i>Acremonium sp.</i>	/	0	4	8,51
<i>Rhizomucor sp.</i>	1	2,33	13	27,66
Total	43	100 %	47	100 %

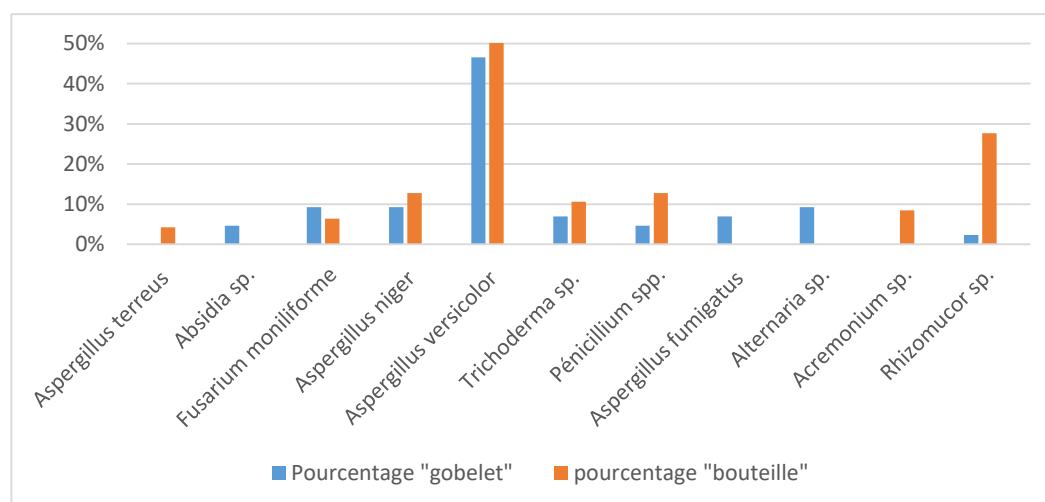


Figure 37 : Répartition fongique à Salamandre.

Le tableau 6 et la figure 37 présentent la répartition des espèces fongiques isolées des gobelets et des bouteilles en plastique au niveau du site de Salamandre. Pour les gobelets, *Aspergillus*

versicolor est l'espèce la plus abondante avec (46,51 %), tandis que pour les bouteilles, *Rhizomucor sp.* domine avec (27,66 %), suivi d'*Aspergillus versicolor* avec (17,02 %). Les autres espèces présentent des abondances variables selon le type de plastique. Ces résultats mettent ainsi en évidence une variation de la composition des communautés fongiques entre les gobelets et les bouteilles.

1.4.3. Plage de sablètes

Tableau 7 : Répartition fongique dans le site des Sablètes

Espèce	Abondance « gobelets »	Pourcentage %	Abondance « bouteilles »	Pourcentage %
<i>Aspergillus terreus</i>	1	1,35	3	5,88
<i>Scytalidium hyalinum</i>	6	8,11	5	9,80
<i>Absidia sp.</i>	3	4,05	3	5,88
<i>Fusarium moniliforme</i>	9	12,16	2	3,92
<i>Aspergillus niger</i>	8	10,81	2	3,92
<i>Aspergillus versicolor</i>	25	33,78	6	11,76
<i>Trichoderma sp.</i>	1	1,35	3	5,88
<i>Pénicillium spp.</i>	4	5,41	2	3,92
<i>Aspergillus fumigatus</i>	6	8,11	1	1,96
<i>Alternaria sp.</i>	6	8,11	7	13,73
<i>Acremonium sp.</i>	2	2,7	5	9,80
<i>Rhizomucor sp.</i>	3	4,05	12	23,53
Total	74	100 %	51	100 %

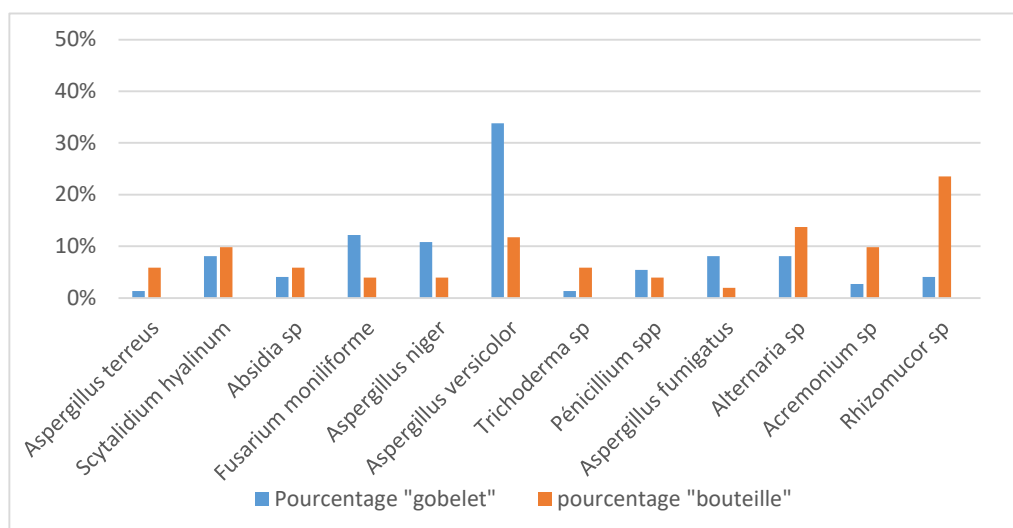


Figure 38 : Répartition fongique dans le site des Sablettes.

Le tableau 7 et la figure 38 présentent la répartition fongiques isolées des gobelets et des bouteilles en plastique au niveau du site des Sablettes. Pour les gobelets, *Aspergillus versicolor* est l'espèce la plus abondante avec (33,78 %), suivi de *Fusarium moniliforme* (12,16 %) et d'*Aspergillus niger* (10,81 %). Pour les bouteilles, *Rhizomucor sp.* présente l'abondance la plus élevée avec (23,53 %) suivi d'*Alternaria sp.* (13,73 %) et d'*Aspergillus versicolor* (11,76 %). Ces résultats montrent une variation de la répartition des espèces fongique selon le type du plastique étudié.

1.5. Evaluation de la biodégradation du PE et du LDPE par les souches fongiques isolées

La biodégradation des déchets plastiques constitue une approche prometteuse pour réduire leur persistance dans l'environnement marin. Certaines souches fongiques possèdent la capacité de coloniser la surface des plastiques et de produire des enzymes capables d'altérer leur structure. Dans cette étude, un essai de biodégradation a été réalisé afin d'évaluer le potentiel des souches fongiques isolées à dégrader les déchets plastiques dans des conditions contrôlées de laboratoire.

Dans le cadre de cet essai, certaines souches fongiques ont montré des signes préliminaires d'altération des polymères étudiés, notamment le PE et le LDPE. Les souches d'*Aspergillus niger*, d'*Alternaria sp.*, de *Penicillium spp.*, et de *Scytalidium hyalinum* ont notamment présenté une croissance et une colonisation à la surface des fragments plastiques, suggérant un potentiel

de biodégradation. Les résultats obtenus sont présentés ci-dessous afin de comparer le comportement des différentes souches fongiques vis-à-vis des deux types de plastiques étudiés.

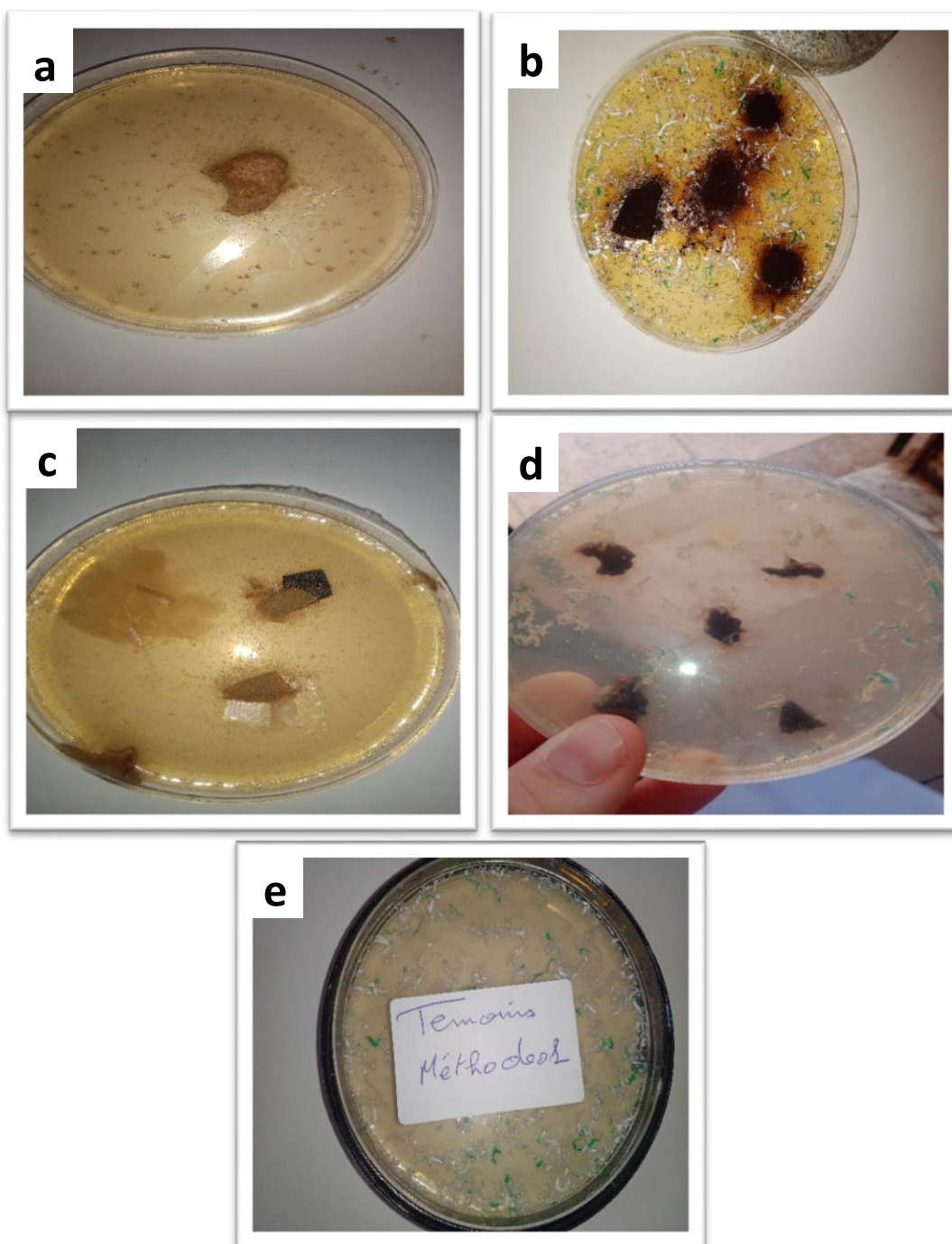


Figure 39 : Aspect macroscopique des échantillons de PE et LDPE après incubation en présence des différentes souches fongiques.

a : *Penicillium spp.* /LDPE ; **b:** *Aspergillus niger* /PE ; **c:** *Scytalidium hyalinum* /LDPE ; **d:** *Alternaria sp.*/ PE ; **e:** Témoin / PE.

Après 10 jours d'incubation, l'apparition d'halos ou de zones transparentes (zones de dégradation) autour des fragments de plastique de type PE et LDPE a été observée. L'apparition de ces halos pourrait être attribuée à la sécrétion, par les souches fongiques avoisinantes, d'un ensemble d'enzymes extracellulaires hydrolytiques, susceptibles de contribuer à la dégradation des composants du polymère et à l'utilisation des produits issus de cette dégradation comme source potentielle de carbone et d'énergie. Il convient de noter que le milieu de culture utilisé MSA est pauvre ou dépourvu de source de carbone organique, ce qui pourrait stimuler les champignons à rechercher des sources alternatives de carbone. Une différence notable dans la taille des halos formés entre les différentes souches fongiques a également été observée (*Aspergillus niger* 2 cm, *Alternaria sp* 1,6 cm, *Penicillium spp.* 1,1cm, *Scytalidium hyalinum* 1 cm), ce qui pourrait refléter des différences dans leur capacité enzymatique à dégrader les polymères plastiques. Ces observations préliminaires suggèrent une possible contribution des souches fongiques à la dégradation de la surface des fragments de PE et LDPE, favorisant ainsi leur croissance et leur colonisation progressive de la surface du milieu de culture.

En revanche, aucun changement visible n'a été observé au niveau du témoin, suggérant que les zones de dégradation pourraient être liées à l'activité fongique.

1.6. Evaluation de la perte de masse du plastique après incubation fongique

Après incubation de 90 jours, une diminution de la masse des fragments plastiques n'a été observée que pour certaines souches fongiques, tandis qu'aucune variation notable n'a été enregistrée pour d'autres souches testées ainsi que pour le témoin. Les résultats obtenus sont présentés dans le tableau suivant :

Tableau 8 : Perte de masse des fragments plastiques (%) après incubation fongique.

Espèces	Masse initiale (mg)	Masse finale (mg)	Perte de masse (%)
Témoin	30	30	0
<i>Aspergillus niger</i>	30	28	6, 66
<i>Aspergillus versicolor</i>	30	29	3, 33
<i>Trichoderma sp.</i>	30	29	3, 33
<i>Penicillium spp.</i>	30	28	6, 66
<i>Alternaria sp.</i>	30	27	10

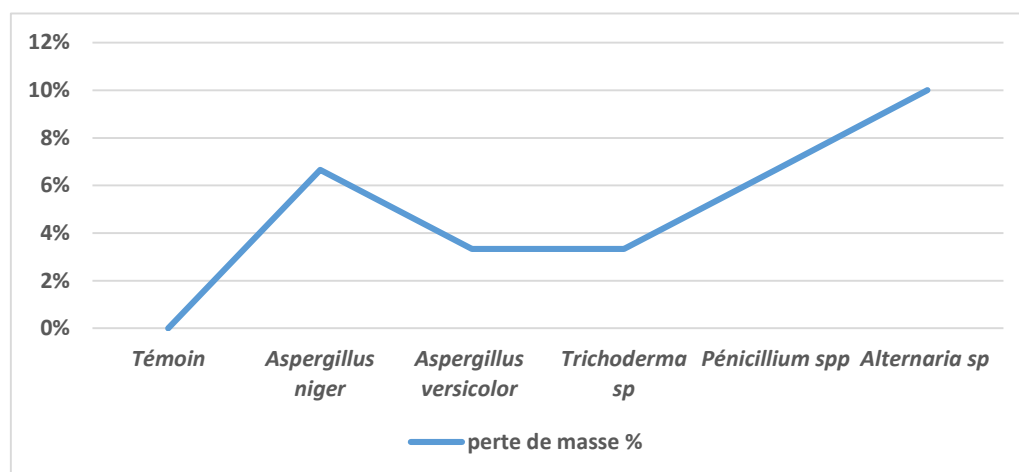


Figure 40 : Évaluation de la perte de masse des fragments plastiques.

Le tableau 8 et la figure 40 montrent une diminution de la masse des fragments plastiques après incubation avec les différentes souches fongiques. La perte de masse varie selon les souches, avec une valeur maximale de 10 % pour *Alternaria sp.* suivi de 6,66 % pour *Aspergillus niger* et *Penicillium spp*, et de 3,33 % pour *Aspergillus versicolor* et *Trichoderma sp*. En revanche, aucune perte de masse n'a été observée chez le témoin (0 %). Ces résultats suggèrent une variation de l'activité des souches fongiques vis-à-vis des fragments plastiques.

2. Discussion

La présente étude a permis de mettre en évidence une diversité fongique importante associée aux déchets plastiques marins collectés au niveau des trois sites étudiés de la région de Mostaganem, à savoir Sidi Medjdoub, Salamandre et Sablettes. Au total, 367 isolats fongiques ont été obtenus. Cette diversité montre que les déchets plastiques peuvent constituer des supports favorables à l'installation et à la colonisation de différents microorganismes. Après leur arrivée dans le milieu marin, les surfaces plastiques peuvent subir différentes modifications liées aux conditions environnementales, favorisant ainsi leur colonisation progressive par des communautés microbiennes formant la plastisphère (Zhai *et al.*, 2023).

Cette observation rejoint les résultats de Kim *et al.* (2022), qui ont isolé 262 souches fongiques correspondant à 108 taxons à partir de 47 déchets plastiques en PET collectés sur les côtes coréennes. Plusieurs genres identifiés dans leur étude, notamment *Aspergillus*, *Trichoderma*, *Fusarium* et *Alternaria* ont également été retrouvés dans notre étude. Cette similitude suggère que certains groupes fongiques sont fréquemment associés aux substrats plastiques en milieu

marin. Toutefois, les différences observées dans la richesse et la composition des communautés peuvent être liées à la localisation géographique, aux conditions environnementales, au type de plastique étudié ainsi qu'aux méthodes d'isolement utilisées.

La répartition des isolats fongiques variait également entre les trois sites. Sablettes a présenté le nombre le plus élevé avec 125 isolats, suivie de Sidi Medjdoub avec 115 isolats, tandis que Salamandre a enregistré le nombre le plus faible avec 90 isolats. Cette variation spatiale pourrait refléter des différences dans les conditions écologiques locales. En effet, plusieurs facteurs tels que la température, la salinité, l'humidité, l'exposition aux rayonnements solaire, l'hydrodynamisme, la disponibilité des nutriments et la durée d'exposition des plastiques peuvent influencer leur colonisation microbienne. Les travaux consacrés à la plastisphère indiquent également que la composition des communautés microbiennes peut varier en fonction du site et des caractéristiques du substrat plastique (Zhai *et al.*, 2023).

L'abondance la plus élevée observée aux Sablettes et à Sidi Medjdoub pourrait également être associée à l'état de vieillissement et d'altération des déchets plastiques présents dans ces sites. La dégradation physique progressive des surfaces plastiques peut entraîner une augmentation de leur rugosité et l'apparition de microfissures, offrant ainsi davantage de sites favorables à l'adhésion et au développement des microorganismes. Néanmoins, cette hypothèse doit être considérée avec prudence, car les propriétés physicochimiques des plastiques et les paramètres environnementaux n'ont pas été mesurés de manière comparative dans les trois sites.

L'analyse de la composition de la communauté fongique a montré une prédominance de l'*Aspergillus versicolor*, avec 69 isolats, soit 18,8 % du total, suivi de *Rhizomucor sp.* avec 46 isolats 12,53 % et de *Trichoderma sp.* avec 37 isolats 10,08 %. Cette composition met en évidence la présence de plusieurs groupes fongiques capables de coloniser les déchets plastiques étudiés. La forte présence de l'*Aspergillus versicolor* constitue un résultat particulièrement intéressant. Cette espèce a été retrouvée dans plusieurs sites, avec 28 isolats à Salamandre (31,11 %) et 31 isolats aux Sablettes (24,8 %). Sa présence importante dans deux sites distincts pourrait indiquer une bonne capacité d'adaptation et de colonisation des substrats étudiés. La présence récurrente de représentants du genre *Aspergillus* sur les plastiques marins a également été rapportée par Kim *et al.* (2022). Cependant, l'abondance d'une espèce sur un substrat plastique doit principalement être considérée comme un indicateur de colonisation et ne constitue pas, à elle seule, une preuve de biodégradation du polymère.

Rhizomucor sp., représente le deuxième taxon le plus abondant dans notre étude avec 46 isolats (12,53 %). Sa présence contribue de manière importante à la diversité observée dans les communautés fongiques associées aux déchets plastiques. Les travaux de synthèse consacrés aux champignons et aux plastiques montrent que les microorganismes susceptibles d'interagir avec les polymères synthétiques appartiennent à des groupes taxonomiques très diversifiés (Ekanayaka *et al.*, 2022). La présence de *Rhizomucor sp.* dans nos échantillons confirme donc la diversité des groupes fongiques pouvant être retrouvés sur ces substrats.

De même, *Trichoderma sp.* a été représenté par 37 isolats (10,08 %) . Ce genre a également été rapporté parmi les champignons associés aux déchets plastiques marins dans des travaux antérieurs, notamment par Kim *et al.* (2022). Sa présence dans nos échantillons pourrait être liée à sa capacité à se développer dans des environnements présentant des conditions variables. Toutefois, comme pour les autres taxons identifiés, sa présence sur les déchets plastiques ne permet pas de conclure directement à une activité de dégradation du plastique.

Une autre observation importante concerne la répartition des isolats selon le type de déchet plastique, notamment entre les bouteilles et les gobelets. À Sidi Medjdoub, *Rhizomucor sp.* était d'avantage représenté sur les gobelets, alors que *Trichoderma sp.* était plus abondant sur les bouteilles. À Salamandre et aux Sablette, *Aspergillus versicolor* était principalement retrouvé sur les gobelets. Ces différences pourraient être liées aux caractéristiques physiques des surfaces plastiques, notamment leur rugosité, leur texture, leur degré d'altération et leur exposition aux facteurs environnementaux.

Cette répartition différenciée est cohérente avec les travaux consacrés à la plastisphère, qui montrent que les caractéristiques du substrat peuvent contribuer à la sélection de communautés microbiennes différentes (Zhai *et al.*, 2023). Cependant, en l'absence d'une caractérisation chimique précise des polymères constituant les bouteilles et les gobelets, il serait prématuré d'attribuer ces différences uniquement à la nature chimique du plastique. D'autres facteurs, tels que l'âge des déchets, leur état de vieillissement et les conditions locales d'exposition, peuvent également intervenir.

Dans l'ensemble, les résultats obtenus montrent que les déchets plastiques marins de la région de Mostaganem hébergent une communauté fongique diversifiée, dont l'abondance et la composition varient selon les sites et les types des déchets plastiques. La prédominance d'*Aspergillus versicolor*, suivi de *Rhizomucor sp.* et de *Trichoderma sp.* ainsi que la présence

de plusieurs autres taxons, soulignent l'importance des champignons dans la colonisation de ces substrats. Ces résultats constituent une première base pour la sélection d'isolats présentant un intérêt potentiel dans l'étude de leur interaction avec les plastiques. Les résultats obtenus dans notre étude montrent une croissance variable des champignons en présence des fragments plastiques.

Aspergillus niger a présenté le diamètre moyen de croissance le plus élevé (2 cm), suivi par *Alternaria sp.* (1,6 cm), *Penicillium sp.* (1,1cm) et *Scytalidium hyalinum* (1 cm). Cette différence suggère une capacité variable des isolats à coloniser et à se développer au contact du substrat plastique. Ces résultats sont particulièrement intéressants pour l'*Aspergillus niger*, dont le potentiel de biodégradation des plastiques a été rapporté dans la littérature. Safdar *et al.* (2024) ont notamment obtenu un taux de biodégradation de 16 % du PE par *Aspergillus niger*, accompagné de modifications de la surface des microplastiques. Les auteurs expliquent que la colonisation de la surface du polymère et la formation d'un biofilm peuvent favoriser l'action des enzymes extracellulaires produites par les champignons. Ainsi, la croissance importante de l'*Aspergillus niger* observée dans notre étude pourrait constituer un premier indice de son potentiel d'interaction avec le plastique.

La méthode de perte de masse a révélé une diminution du poids des fragments plastiques pour certaines souches fongiques, avec un maximum d'environ 10 % enregistré chez *Alternaria sp.* Ces données s'accordent avec les travaux de Nandhini et Anandhi (2024), qui rapportent une réduction de masse des films de polyéthylène allant de 23,5 % à 83,8 % après 30 jours d'incubation sous l'action de divers isolats fongiques. Cela souligne l'aptitude de certains isolats à dégrader ce polymère, bien que l'intensité de l'activité dépende fortement de la souche (West *et al.*, 2026) et des conditions expérimentales. Toutefois, la seule diminution de masse ne permet pas de confirmer à elle seule la biodégradation du polymère ni de caractériser les modifications physicochimiques qu'il subies. Des analyses complémentaires, telles que la microscopie électronique à balayage (MEB/SEM) et la spectroscopie infrarouge à transformée de Fourier (FTIR), seraient nécessaires pour confirmer et caractériser la dégradation du plastique.

Conclusion générale et perspectives

Cette étude s'inscrit dans le cadre de la lutte contre la contamination croissante des écosystèmes marins par les déchets plastiques, une problématique environnementale majeure accentuée par la haute persistance et l'accumulation continue de ces polymères synthétiques. Dans ce contexte, l'analyse des communautés fongiques colonisant la « plastisphère » offre des perspectives clés pour appréhender les interactions microbiennes sur ces matrices et identifier des souches à fort potentiel en bioremédiation.

Les travaux d'isolement réalisés à partir de déchets plastiques prélevés sur trois sites du littoral de Mostaganem, Sidi Medjdoub, Salamandre et Sablettes ont permis d'obtenir un total de 367 isolats fongiques, illustrant une remarquable diversité taxonomique associée aux substrats marins.

L'analyse de l'abondance relative révèle une nette prédominance de l'espèce *Aspergillus versicolor* avec 69 isolats (18,80 %), suivie des genres *Rhizomucor sp.* (12,53 %) et *Trichoderma sp.* (10,08 %), une proportion identique (10,08 %) correspondant aux isolats non identifiés. Le reste du profil fongique est structuré par *Fusarium moniliforme* (8,45 %), *Absidia sp.* (8,17 %), *Alternaria sp.* (7,08 %), *Aspergillus niger* (6,27 %), *Penicillium spp.* (5,45 %) et *Aspergillus fumigatus* (4,63 %). Enfin, des fréquences plus faibles ont été enregistrées pour *Acremonium sp.* (3,54 %), *Scytalidium hyalinum* (3,27 %) et *Aspergillus terreus* (1,63 %).

Ces variations de répartition quantitative, observées tant à l'échelle spatiale (entre les trois sites) qu'en fonction de la nature des déchets (gobelets et bouteilles), suggère que plusieurs facteurs environnementaux et caractéristiques du substrat peuvent intervenir dans la dynamique de colonisation fongique.

Sur le plan de la mycodégradation, les essais d'évaluation ont montré que plusieurs souches présentaient une capacité de croissance active en présence du plastique, avec un développement des colonies autour ou au contact du matériau. Ces observations constituent un indice d'interaction entre les micromycètes et le plastique, mais ne permettent pas à elles seules de confirmer une biodégradation effective du polymère. Des analyses complémentaires sont donc nécessaires pour démontrer et quantifier ce processus.

En conclusion, les micromycètes colonisant les déchets plastiques du littoral de Mostaganem représentent un réservoir biologique d'un grand intérêt biotechnologique. Leur exploration

ouvre des voies prometteuses pour la sélection de souches performantes capables de dégrader ou de transformer les polymères synthétiques en milieu marin.

Dans la continuité de ce travail de Master, plusieurs perspectives à court et moyen termes peuvent être envisagées :

- **Confirmation taxonomique des champignons** : déterminer avec exactitude l'espèce des souches prometteuses en combinant la microscopie et la biologie moléculaire.
- **Analyses physico-chimiques des polymères** : Évaluer la dégradation réelle du PE et du LDPE par des techniques quantitatives et structurales telles que la spectroscopie infrarouge à transformée de Fourier (FTIR).
- **Criblage de l'activité enzymatique** : par le dosage spectrophotométrique des enzymes extracellulaires clés (laccases, estérases, peroxydases et d'autres).
- **Tests comparatifs sur d'autres plastiques** : étendre les essais à d'autres polymères synthétiques et biosourcés (Ex : Polypropylène / PP, Polystyrène / PS, Polytéraphthalate d'éthylène / PET ... etc).

Références bibliographiques

- **Abbas I.B.M. (2022).** La levure *Saccharomyces cerevisiae*, un modèle de cellule eucaryote impliquée dans des études fondamentales et utilisée dans les industries alimentaires. Mémoire de master. Université Bejaia (Algérie). Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie. Domaine Microbiologie. 32 p.
- **Ahrendt C., Perez-Venegas D.J., Urbina M et al .(2020).** Micro-plastic ingestion cause intestinal lesions in the intertidal fish *Girella laevis*. *Mar Pollut Bull*, 151:110795. [https:// doi. org/ 10. 1016/j. marpo lbul. 2019. 110795](https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2019.110795).
- **Alain Vavasseur. (2014).** Bioremédiation des sols et des eaux : application aux pollutions chimique et nucléaire , Pollution atmosphérique [En ligne], NS 7, mis en ligne le 01 juin 2014, consulté le 14 avril 2026. URL : <https://www.peren-revues.fr/pollutionatmospherique/7832>.
- **AlBakjaji M. (2010).** La pollution de la mer méditerranée par les hydrocarbures liés au trafic maritime. Thèse de doctorat, Université Paris-Est, École doctorale Organisations, Marchés, Institutions (OMI). 299 p.
- **Ameen F., Moslem M., Hadi S., Al-Sabri A.E. (2015).** Biodegradation of Low 44Density Polyethylene (LDPE) by Mangrove fungi from the red sea coast. *Prog. Rubber Plast. Recycl. Technol.* 31, 125–143. [CrossRef]
- **Amend A., Burgaud G., Cunliffe M., Edgcomb V. P., Ettinger C.L., Gutiérrez M. H., Heitman J., Hom E. F. Y., Ianiri G., Jones A. C., Kagami M., Picard K.T., Quandt, C.A., Raghukumar S., Riquelme,M., Stajich J., Vargas-Muniz J., Walker A.K., Yarden O., Gladfelter A. S. (2019).** Fungi in the Marine Environment: Open questions and unsolved Problems. *mBio*, 10(2),e01189-18.
- **ANDI. (2010).** Agence Nationale de Développement de l'Investissement Entretien avec Monsieur Ahmed MAABED, Wali de Mostaganem. Annual Convention of the British Wood Preserving Association. 8: 1-18.
- **Arias-Andres M., Klümper U., Rojas-Jimenez K., Grossart H.P. (2018).** Microplastic pollution increases gene exchange in aquatic ecosystems. *Environ Pollut* 237:253–261. [https:// doi. org/ 10. 1016/j. envpol. 2018. 02. 058](https://doi.org/10.1016/j.envpol.2018.02.058).
- **ASTM International. (2020).** *ASTM D7611 / D7611M-20*: Standard Practice for Coding Plastic Manufactured Articles for Resin Identification. ASTM International, West Conshohocken, PA.

- **Bajt O. (2021).** From plastics to microplastics and organisms. *FEBS Open Bio*, 11(4), 954–966. <https://doi.org/10.1002/2211-5463.13120PubMed>.
- **Banu J. R., Sharmila V. G., Ushani U., Amudha V., Kumar G. (2020).** Impervious and influence in the liquid fuel production from municipal plastic waste through thermo-chemical biomass conversion technologies – A review. *Science of the Total Environment*, 718, 137287. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.137287PubMed>.
- **Bellal S.A., Dari O., Ghodbani T., Mokrane S. (2015).** Ressources, usagers et gestionnaires de l'eau en zone semi-aride : le cas de la wilaya d'Oran (ouest algérien). *Territoire en mouvement*, 25–26, 223–236.
- **Beloe C.J., Browne M.A., Johnston E.L. (2022).** Plastic debris as a vector for bacterial disease: An interdisciplinary systematic review. *Environ Sci Technol* 56:2950–2958. <https://doi.org/10.1021/acs.est.1c05405>.
- **Benmessaoud N. (2010).** Biodiversité fongique du sable de quatre plages (Beau Séjour, Eden, Les Andalouses et Madaghri) du littoral ouest algérien. Mémoire de magister, Université D'Oran. 155p.
- **Bensalem O & Horchi D. (2021).** Contribution à l'étude de la production de cellulase levurienne par fermentation en milieu solide à base de déchets d'agrumes. Mémoire de master. Université des Frères Mentouri Constantine 1 (Algérie). Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie. Département de Biochimie et Biologie Moléculaire et Cellulaire. 33 p.
- **Bonugli-Santos R., Dos M., Vasconcelos S., Passarini M., Vieira G., Lopes, V., Mainardi P., Santos J., Duarte L., Ramos Otero I., Da A., Yoshida S., Feitosa V., Pessoa A. & Sette L. (2015).** Marine-derived fungi: Diversity of enzymes and biotechnological applications. *Frontiers in microbiology* 6. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2015.00269>.
- **Borrelle S. B., Ringma J., Law K. L., Monnahan C. C., Lebreton L., McGivern A., Murphy E., Jambeck J., Leonard G. H., Hilleary M. A., Eriksen M., Possingham H. P., De Frond H., Gerber L. R., Polidoro B., Tahir A., Bernard M., Mallos N., Barnes M., Rochman C. M. (2020).** Predicted growth in plastic waste exceeds efforts to mitigate plastic pollution. *Science*, 369(6510), 1515–1518. <https://doi.org/10.1126/science.aba3656>.
- **Botton B., Breton A., Fevre M., Gauthier S., Guy ph., Larpent J.P., Reymond P., Sanglier J.J., Vayssier Y., Veau P. (1990).** Moisissures utiles et nuisibles, importance industrielle. 2ièmeEd. Masson. 426p.

- **Bourgeois C. M., & Leveau J. Y. (1980).** Techniques d'analyse et de contrôle dans les industries agro-alimentaires. Vol. 3 : Le contrôle microbiologique. Paris : APRIA, Technique et Documentation (Tec & Doc), 330 p.
- **Bouزيد Nasraoui B. (2015).** Les champignons et pseudo-champignons pathogènes des plantes cultivées : Biologie, nouvelle systématique, interaction pathologique. Publication de l'INAT, p34.
- **Bowley J., Baker-Austin C., Porter A., Hartnell R., Lewis C. (2021).** Oceanic hitchhikers—assessing pathogen risks from marine microplastic. Trends Microbiol 29(2):107–116. <https://doi.org/10.1016/j.tim.2020.06.011>.
- **Bucher V.V.C., Hyde K.D., Pointing S.B., Reddy C.A. (2004)** Production of wood decay enzymes, mass loss and lignin solubilization in wood by marine ascomycetes and their anamorphs. Fungal Diversity 15, 1–14.
- **Chabasse D., Bouchara J.P., De Gentile L., Brun S., Cimon B., Penn P. (2002).** Les moisissures d'intérêt médical. Cahier de formation n° 25, Bioforma. 159p.
- **Chen M., Arato M., Borghi L., Nouri E., & Reinhardt D. (2018).** Beneficial services of arbuscular mycorrhizal fungi – From ecology to application. Frontiers in Plant Science, 9, 1270. <https://doi.org/10.3389/fpls.2018.01270> Frontiers.
- **Collignon A., Hecq J.-H., Glagani F., Voisin P., Collard F., Goffart A. (2012).** Neustonic microplastic and zooplankton in the North Western Mediterranean Sea. Marine Pollution Bulletin, 64(4), 861-864. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2012.01.011>
- **Dahou A. (2021).** Abondance et répartition des débris plastiques au niveau de deux plages de Mostaganem. Mémoire de Master en Écologie, Université Aboubekr Belkaid – Tlemcen, 49 p.
- **Derksen K., Brimblecombe P., Piñar G., Waldherr M., Graf A.B., Querner P., Sterflinger K. (2025).** Monitoring of Fungal Diversity and Microclimate in Nine Different Museum Depots. J.Fungi , 11, 478. <https://doi.org/10.3390/jof11070478>.
- **Devi R.S., Kannan V.R., Nivas D., Kannan K., Chandru S., Antony A.R. (2015).** Biodegradation of HDPE by *Aspergillus spp.* from marine ecosystem of Gulf of Mannar, India. Mar. Pollut. Bull. 2015, 96, 32–40.
- **Djalti H. (2021).** Mise en évidence de l'influence de quelques paramètres physico-chimiques sur le développement fongique dans les eaux côtières mostaganémoises [Mémoire de Master, Université Abdelhamid Ibn Badis-Mostaganem].76 p.

- **Dubois-Dauphin Q. (2016).** Restitution de l'hydrologie de l'Atlantique Nord-Est et de la Méditerranée occidentale depuis la dernière période glaciaire à partir de la composition isotopique du néodyme mesurée dans l'eau de mer et les coraux d'eau froide. Thèse de Doctorat, Université Paris-sud. 287p.
- **Ekanayaka A. H., Tibpromma S., Dai D. Q., Xu R. F., Suwannarach N., Stephenson S. L., Dao C. J., Karunarathna S. C. (2022).** A review of the fungi that degrade plastic. *Journal of Fungi*, 8(8), 772. <https://doi.org/10.3390/jof8080772> PubMed Central (PMC) enzymes, mass loss and lignin solubilization in wood by marine ascomycetes.
- **Ezziyyani M., Requena M.E., Egea-Gilabert C., Candela M.E. (2007).** Biological control of phytophthora root rot of pepper using *Trichoderma harzianum* and *Streptomyces rochei* in combination. *Phytopathology* 2007, 155, 342–349.
- **Favro C., Ballot S., Colombani S., Cussigh S., & Montintin C. (2023).** Fiche 80. Les moisissures et les levures. In BTS Diététique (pp. 257–258). Éditions Ellipses.fongiques des eaux marines du littoral occidental algérien. *Larhyss Journal*, ISSN 1112-3680, 07, 93-102.
- **Fried J. R. (2014).** *Polymer Science and Technology* (3rd ed.). Pearson/Prentice Hall.Frontiers +1.
- **Funatsu B. M., Claud C., Chaboureau J.-P. (2007).** Two case studies of severe storms in the Mediterranean using AMSU. *Advances in Geosciences*, 12, 19–26. <https://doi.org/10.5194/adgeo-12-19-2007>.
- **Gauthier A. (2016).** Les mycotoxines dans l'alimentation et leur incidence sur la santé. Thèse de doctorat en pharmacie, Université de Bordeaux. generation and disposal. *Palgr. Comm.* 5:6. doi: 10.1057/s41599-018-0212-7.
- **Geyer R., Jambeck J.R., Law K.L. (2017).** Production, use, and fate of all plastics ever made. *Sci Adv* 3:e1700782. <https://doi.org/10.1126/sciadv.1700782>.
- **Gu J.D., Ford T.E., Mitchell R. (2011).** Microbiological corrosion of concrete. In *Uhlig's Corrosion Handbook*, 2nd ed.; John Wiley & Sons:Hoboken, NJ, USA; pp. 477–491.
- **Gupta N. (2020).** *Trichoderma* as Biostimulant: Factors Responsible for Plant Growth Promotion. In: *Trichoderma: Agricultural Applications and Beyond*, pp. 287–309. Springer. DOI: 10.1007/978-3-030-54758-5_13.
- **Gwynne-Vaughan H. C. I & Barnes B. (1926).** *The Structure & Development of the Fungi*. Cambridge University Press.
- **Harley J.L. (1971).** Fungi in Ecosystems. *J. Appl. Ecol.*, vol. 8, 3, 627-642.

- **Harshvardhan K & Jha B. (2013).** Biodegradation of low-density polyethylene by marine bacteria from pelagic waters, Arabian Sea, India. *Marine Pollution Bulletin*, 77(1–2), 100–106. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2013.10.025> ScienceDirect +1
- **Hyde K. D., Xu J., Rapior S., et al. (2019).** The amazing potential of fungi: 50 ways we can exploit fungi industrially. *Fungal Diversity*, 97, 1–136. <https://doi.org/10.1007/s13225-019-00430-9>.
- **Hyde K.D., Nilsson R.H., Alias S.A., Ariyawansa H.A et al. (2014) .One stop shop: backbones trees for important phytopathogenic genera: I (2014).** *Fungal Diversity*, 67, 1–105.
- **Ibrahim S. S., Ionescu D., Grossart, H.-P. (2024).** Tapping into fungal potential: Biodegradation of plastic and rubber by potent fungi. *Science of the Total Environment*, 934, 173188.
- **INVEST IN ALGERIA. (2013).** Centre culturel, approche urbaine : présentation de la wilaya de Mostaganem.
- **Iram D., Riaz R., Iqbal R.K. (2019).** Usage of Potential Microorganisms for Degradation of Plastics. *Open J. Environ. Biol.* 4, 7–15.
- **Jacquín, J., Cheng, J., Odobel, C., Pandin, C., Conan, p., Pujo-Pay, M., Barbe, V., ecMeistertzheim, A.-L., & Ghiglione, J.-F. (2019).** Microbial ecotoxicology of marine plastic debris: A review on colonization and biodegradation by the “plastisphere”. *Frontiers in Microbiology*, 10, 865.
- **Jambeck J.R., Geyer R., Wilcox C., Siegler T.R., Perryman M., Andrady A., Narayan R., Law K.L. (2015).** Marine pollution. Plastic waste inputs from land into the ocean. *Science* 347:768–771. <https://doi.org/10.1126/science.1260352>.
- **Jayakumar K., Babu P.G., Theja C.P., Kumari S.G et al. (2016).** Biomedical potentials of *Talaromyces tratensis*: A new endolichenic fungi associated with high altitude crustose lichen *Lecanora* sp. *Research Journal of Pharmaceutical Biological & Chemical Sciences*, 7, 1412–1419.
- **Jones E.B.G., Pang K.L., Abdel-Wahab M.A., Scholz B et al. (2019).** An online resource for marine fungi. *Fungal Diversity*, 96, 347–433.
- **Joshi S. R & Chettri U. (2019).** Fungi in Hypogean Environment: Bioprospection Perspective. In T. Satyanarayana, S. K. Deshmukh, & M. V. Deshpande (Eds.), *Advancing Frontiers in Mycology & Mycotechnology: Basic and Applied Aspects of Fungi* (pp. 539–562). Springer, Singapore. https://doi.org/10.1007/978-981-13-9349-5_22.

- **Kale S.K., Deshmukh A.G., Dudhare M.S., Patil V.B. (2015).** Microbial Degradation of Plastic: A Review. *J. Biochem. Technol.* 6,952–961.
- **Kantin R., Andral B., Debard S., Denis J., Derolez V., Emery E., Ganzin N., Hervé G., Laugier T., Le Borgne M., L’Hostis D., Oheix J., Orsoni V., Raoult S., Sartoretto S., Tomasino C. (2006).** Le Référentiel Benthique Méditerranéen(Rebent Med) Ifremer p 127.
- **Kehri H.K., Akhtar O., Zoomi I., Pandey. (2018).** Arbuscular mycorrhizal fungi: Taxonomy and its systematics. *International Journal of Life Sciences Research* 6(4), 58–71.
- **Kies & Taibi. (2011).** Influences del’Oued Chélif sur l’écosystème marin dans la zone de l’embouchure –wilaya de Mostaganem, Editions Universitaires Européennes-EUE, ISBN: 978-613-1-58966-9, PP. 77-94.
- **Kim S.H., Lee J.W., Kim J.S., Lee W., Park M.S., Lim Y.W. (2022).** Plastic-inhabiting fungi in marine environments and PCL degradation activity.115:1379–
- **Klein D & Eveleigh D. E. (1998).** Ecology of *Trichoderma*. In C. P. Kubicek & G. E. Harman (Eds.), *Trichoderma and Gliocladium: Basic Biology, Taxonomy and Genetics* (Vol. 1, pp. 57–73). Taylor & Francis, London.
- **Konduri M.K., Anupam K.S., Vivek J.S., Kumar D.B.R., Narasu M.L. (2010).** Synergistic effect of chemical and photo treatment on therate of biodegradation of high density polyethylene by indigenous fungal isolates. *Int. J. Biotechnol. Biochem.* 6, 157–175.
- **Kwon-Chung K. J., & Sugui J. A. (2013).** *Aspergillus fumigatus*—What makes the species a ubiquitous human fungal pathogen? *PLoS Pathogens*, 9(12), e1003743. <https://doi.org/10.1371/journal.ppat.1003743>.
- **Kyaw B.M., Champakalakshmi R., Sakharkar M.K., Lim C.S., Sakharkar K.R. (2012)** Biodegradation of low density polythene (LDPE)by *Pseudomonas* species. *Indian J. Microbiol.*, 52, 411–419.
- **Lacerda A.L. d. F., Proietti M.C., Secchi E.R., Taylor J.D. (2020).** Diverse groups of fungi are associated with plastics in the surface waters of the Western South Atlantic and the Antarctic Peninsula. *Molecular Ecology* 29: 1903–1918. <https://doi.org/10.1111/mec.15444>.
- **Lass-Flörl C., Dietl,A.-M., Kontoyiannis D. P., Brock M. (2021).** *Aspergillus terreus* species complex. *Clinical Microbiology Reviews*, 34(4), e00311-20. <https://doi.org/10.1128/CMR.00311-20>.

- **Law K. L., Morét-Ferguson S., Maximenko N. A., Proskurowski G., Peacock E. E., Hafner J., Reddy C. M. (2010).** Plastic Accumulation in the North Atlantic Subtropical Gyre. *Science*, 329(5996), 1185-1188. <https://doi.org/10.1126/science.1192321>.
- **Lear G., Kingsbury J., Franchini S., Gambarini V., Maday S., Wallbank J., Weaver L., Pantos O. (2021).** Plastics and the Microbiome:Impacts and Solutions. *Environ. Microbiome*, 16, 2.
- **Lebreton L and Andrady A. (2019).** Future scenarios of global plastic waste.
- **Lebreton L.C.M., Van Der Zwet J., Damsteeg J.W., Slat B., Andrady A., Reisser J. (2017).** River plastic emissions to the world's oceans. *Nat Comm* 8:1–10. <https://doi.org/10.1038/ncomms15611>.
- **Leslie J. F. & Summerell B. A. (2006).** The Fusarium Laboratory Manual. Ames, Iowa: Blackwell Publishing. 388 p.
- **M.A.T.E. (2000).** Ministère de l'Aménagement du Territoire et de l'Environnement., Rapport sur l'état et l'avenir de l'environnement (version grand public), Algérie : 118. Univ.Oran : 50p.
- **Mahmud T., Sabo I.A., Lambu Z.N., Danlami D., Shehu A.A. (2022).** Hydrocarbon Degradation Potentials of Fungi: A Review. *Journal of Environmental Bioremediation and Toxicology* 5: 50–56. <https://doi.org/10.54987/jebat.v5i1.681>.
- **Matallah-Boutiba A., Amiard J.C., Boutiba Z. (2008).** Inventaire des espèces fongiques deseaux marines du littoral occidental algérien. *Larhyss Journal*, ISSN 1112 -3680, 07, 93-102.
- **MATE (Ministère de l'Aménagement du Territoire et de l'Environnement). (2015).** Stratégie Nationale de Gestion Intégrée des Zones Côtières (SN-GIZC) en Algérie (2015-2030). PAM-MedPartnership, UNESCO, Alger, 94 p.
- **Mayer M., Sulyok M., Fodor J., Samson R. A. (2019).** Spectral Grouping of Nominally *Aspergillus versicolor* Microbial-Collection Deposits by MALDI-TOF MS. *Microorganisms*, 7(8), 235.
- **Mehra R., Muschiol J., Meyer A.S., Kepp K.P. (2018).** A structural-chemical explanation of fungal laccase activity. *Sci. Rep.*2018, 8,17285.
- **Mouria B., Ouazzani-Touhami A., Douira A. (2012).** Isolement et Identification de la Mycoflore du Compost des Déchets Urbains Solides. *Nature & Technologie*, p13-28.
- **Mozouras R. (1986).** Decay of wood by micro-organisms in aquatic habitats.

- **Munn C.B. (2004).** Marine microbiology. Ecology and applications. Garland Sciences/ BIOS.
- **Muthukumar A., Veerappapillai S. (2015).** Biodegradation of plastics: A brief review. Int. J. Pharm. Sci. Rev. Res.31, 204–209.
- **Nanda S & Berruti F. (2021).** A technical review of bioenergy and resource recovery from municipal.
- **Nandhini A & Anandhi J. J. (2024).** Isolation of Plastic Degrading Fungi from Plastic Dumped Sites. Open Access Journal of Microbiology & Biotechnology, 9(2). <https://doi.org/10.23880/oajmb-16000290>.
- **Ozcengiz G & Demain A.L. (2013).** Recent advances in the biosynthesis of penicillins, cephalosporins and clavams and its regulation. Biotechnology Advances 31, 287–311.
- **Pang K.L., Overy D. P., Jones E. B. G., Calado M. L., Burgaud G., Walker A. K., Johnson J. A., Kerr R. G., Cha H-J., Bills G. F. (2016).** Marine fungi and marine-derived fungi' in natural product chemistry.
- **Pathak V. M & Navneet. (2017).** Review on the current status of polymer degradation: A microbial approach. Bioresources and Bioprocessing, 4, 15. <https://doi.org/10.1186/s40643-017-0145-9>.
- **Perdomo H., Sutton D. A., García D., Fothergill A. W., Cano J., Gené J., Summerbell R. C., Rinaldi M. G., Guarro J. (2011).** Spectrum of clinically relevant *Acremonium* species in the United States. Journal of Clinical Microbiology, 49(1), 243–256. <https://doi.org/10.1128/JCM.00793-10>.
- **Perrone G., Susca A., Cozzi G., Ehrlich K., Varga J., Frisvad J. C., Samson R. A. (2010).** Ecophysiology of *Aspergillus* section Nigri species potential ochratoxin A producers. Toxins, 2(11), 2593–2605. <https://doi.org/10.3390/toxins2112593>. *Aspergillus niger*.
- **Plastic Busters. (2022).** Litter-Free is the Way to Be: Zéro déchets en Méditerranée – Actions pour un bassin méditerranéen sain. Union for the Mediterranean (UfM).
- **Plastics Europe. (2021).** Plastics-the Facts 2021. <https://plasticseurope.org/knowledge-hub/plastics-the-facts-2021/>. Accessed 25 February 2022.
- **Plastics Europe. (2022).** Plastics – the Facts 2022: An analysis of European plastics production, demand and waste data. Plastics Europe.
- **Pramila R., Ramesh K.V. (2011).** Biodegradation of Low Density Polyethylene (LDPE) by Fungi Isolated from Municipal Landfill Area. J.Microbiol. Biotechnol. Res. 1, e136.

- **Rajmohan K.V., Ramya C., Viswanathan M.R., Varjani S. (2019).** Plastic pollutants: effective waste management for pollution control and abatement. *Curent Opinion Environ Sci Health* 12:72–84. <https://doi.org/10.1016/j.coesh.2019.08.006>.
- **Richards T. A., Jones M. D. M., Leonard G., Bass D. (2012).** Marine fungi: Their ecology and molecular diversity. *Annual Review of Marine Science*, 4(1), 495–522. <https://doi.org/10.1146/annurev-marine-120710-100802>
- **Rillig M. C., Ingraffia R., de Souza Machado A. A. (2017).** Microplastic incorporation into soil in agroecosystems. *Frontiers in Plant Science*, 8, 1805. <https://doi.org/10.3389/fpls.2017.01805>Frontiers.
- **Rios L.M., Moore C., Jones P.R. (2007).**Persistent organic pol-lutants carried by synthetic polymers in the ocean envi-ronment. *Mar Pollut Bull* 54:1230–1237. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.03.022>.
- **Ru J., HuoY., Yang Y.(2020).** Microbial Degradation and Valorization of Plastic Wastes. *Front. Microbiol*, 11, 442.
- **Saenz M., Borodulina T., Diaz L., Banchon C. (2019).** Minimal Conditions to Degrade Low Density Polyethylene by *Aspergillus terreus* and *niger*. *J. Ecol. Eng*, 20, 40–51. [CrossRef].
- **Safdar A., Ismail F., Iftikhar H., Khokhar A. M., Javed A., Imran M., Safdar B. (2024).** Determination of biodegradation potential of *Aspergillus niger*, *Candida albicans*, and *Acremonium sclerotigenum* on polyethylene, polyethylene terephthalate, and polystyrene microplastics. *International Journal of Microbiology*, 7682762. <https://doi.org/10.1155/2024/7682762>.
- **Sahoo A. (2024).** Classification of fungi. *Biology Learner*. Classification adopted from Gwynne-Vaughan and Barnes (1926).
- **Sánchez C. (2020).** Fungal potential for the degradation of petroleum-based polymers: An overview of macro- and microplastics biodegradation. *Biotechnology Advances* 40: 107501. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2019.107501>.
- **Sheik S., Chandrashekar K.R., Swaroop K., Somashekarappa H.M. (2015).** Biodegradation of gamma irradiated low density polyethy-lene and polypropylene by endophytic fungi. *Int. Biodeterior. Biodegr*, 105, 21–29.
- **Smith J & Vignieri S. (2021).** A devil’s bargain. *Science*, 373(6550), 34–35. <https://doi.org/10.1126/science.abj9099>pubmed.ncbi.nlm.nih.govsolid waste. *Journal of Hazardous Materials*, 403, 123970. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2020.123970>.

- **Soundararajan N. (2021).** Pune Researchers Discover Fungi That Can Break up Polythene. Available online: <https://researchmatters.in/news/pune-researchers-discover-fungi-can-break-polythene>.
- **Sowmya H.V., Ramalingappa B., Nayanashree G., Thippeswamy B., Krishnappa M. (2015).** Polyethylene degradation by fungal consortium. *Int. J. Env. Res*, 9, 823–830.
- **Suman M & Shamba C. (2014).** A comparative study of commercially available plastic carry bag biodegradation by microorganisms isolated from hydrocarbon effluent enriched soil. *Int. J. Curr. Microbiol. Appl. Sci*, 3, 318–325.
- **Sumathi T., Viswanath B., Sri Lakshmi A., SaiGopal D.V. (2016).** Production of laccase by *Cochliobolus sp.* isolated from plastic dumped soils and their ability to degrade low molecular weight PVC. *Biochem. Res. Int.* 9519527. [CrossRef].
- **Sylvie P. (2015).** La classification des champignons ; laboratoire de botanique, phytochimie et mycologie / umr - cnrs 5175 cefe, faculté de pharmacie, 15 avenue Charles Flahault, université Montpellier i, bp 14491, 34093montpellier cedex 5, France.
- **Temporiti M.E.E., Nicola L., Nielsen E., Tosi S. (2022).** Fungal Enzymes Involved in Plastics Biodegradation. *Microorganisms* 1180.
- **Thompson R.C., Olsen Y., Mitchell R.P. et al (2004).** Lost at sea: where is all the plastic? *Science* 304 (5672):838–838. <https://doi.org/10.1126/science.1094559>.
- **Urry L. A., Cain M. L., Wasserman S. A., Minorsky P. V., & Reece J. B. (2020).** *Campbell Biology* (12th ed.). Pearson, Chapter 31 (*Fungi*).
- **Vaksmaa A., Knittel K., Abdala D., Goudriaan M., Ellrott A., Witte H., Vollmer I., Meirer F., Lott C., Weber M., Engelmann J., Niemann H. (2021).** Microbial Communities on Plastic Polymers in the Mediterranean Sea. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2021.673553>.
- **Vandenkoornhuyse P., Baldauf S.L., Leyval C., Straczek J et al. (2002).** Extensive fungal diversity in plant roots. (*Evolution*). *Science* 295, 2051–2052.
- **Vandenkoornhuyse P., Husband R., Daniell T. J., Watson I. J., Duck J. M., Fitter A. H., Young J. P. W. (2002).** Arbuscular mycorrhizal community composition associated with two plant species in a grassland ecosystem. *Molecular Ecology*, 11(8), 1555–1564. <https://doi.org/10.1046/j.1365-294X.2002.01538.x>Wiley Online Library.
- **Walsh T. J., Hayden, R. T., Larone D. H. (2018).** *Larone's Medically Important Fungi: A Guide to Identification* (6th ed.). ASM Press.

- **Walther G., Pawłowska J., Alastruey-Izquierdo A., Wrzosek M., Rodriguez-Tudela J. L., Hoog G. S., de Hoffmann K. (2019).** Updates on the taxonomy of Mucorales with an emphasis on clinically important taxa. *Journal of Fungi*, 5(4), 106. <https://doi.org/10.3390/jof5040106>.
- **Wang J., Liu X., Li Y., Powell T., Wang X., Wang G., Zhang P. (2019).** Microplastics as contaminants in the soil environment: Amini-review. *Sci. Total Environ*, 691, 848–857. [CrossRef].
- **Webb H.K., Arnott J., Crawford R.J. (2013).** Ivanova, E.P. Plastic Degradation and Its Environmental Implications with Special Referenceto Poly (Ethylene terephthalate). *Polymers*, 5, 1–18. [CrossRef].
- **West R.R., Mac Donald M.T., Emenike C.U. (2026).** Fungal degradation of microplastics—An environmental need. *Toxics*, 14, 70.
- **Wilkes R.A. (2017).** Aristilde, L. Degradation and Metabolism of Synthetic Plastics and Associated Products by *Pseudomonas sp.*: Capabilities and Challenges. *J. Appl. Microbiol*, 123, 582–593. [CrossRef].
- **Wonglom P., Suwannarach N., Kumla J., Sunpapao A. (2025).** Fungal Pathogens of Peach Palm LeafSpot in Thailand and Their Fungicide Sensitivity. *J. Fungi*, 318. <https://doi.org/10.3390/jof11040318>.
- **Wright S.L., Rowe D., Thompson R.C., Galloway T.S. (2013).** Microplastic ingestion decreases energy reserves in marine worms. *Curr Biol* 23(23):R1031–R1033. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2013.10.068>.
- **Yang L., Zhang Y., Kang S., Wang Z., Wu C. (2021).** Microplastics in soil: A review on methods, occurrence, sources, and potential risk. *Science of the Total Environment*, 780, 146546. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2021.146546>.
- **Zegha E., Vaksmaa A., Vielfaure H., Boekhout T., Niemann H.(2021).** The Potential Role of Marine Fungi in Plastic Degradation—AReview. *Front. Mar. Sci.* 738877. [CrossRef].
- **Zhai X., Zhang X.H., Yu M. (2023).** Microbial colonization and degradation of marine microplastics in the plastisphere: A review. *Frontiers in Microbiology*, 14, 1127308. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2023.1127308>.
- **Zhang J & Elser J. J. (2017).** Carbon:Nitrogen:Phosphorus stoichiometry in fungi: A meta-analysis. *Frontiers in Microbiology*, 8, 1281. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2017.01281>.

- **Zhang K., Adams J.M., Shi Y., Yang T. (2017).** Environment and geographic distance differ in relative importance for determining fungal community of rhizosphere and bulk soil. *Environmental Microbiology*, 19, 3649–3659.

Annexe

Tableau n°1 : Description macroscopiques des champignons

N°	Description du thalle	Genres/ Espèces	Couleur dominante
1	Recto : thalle beige à noisette, d'aspect poudreux à croissance rapide. Revers : jaune à brun orange	<i>Aspergillus terreus</i>	Beige
2	Recto : thalle noire granuleux à croissance relativement rapide. Revers : blanc-jaune	<i>Aspergillus niger</i>	Noire
3	Recto : thalle vert tirant vers le bleu entouré avec un trait blanc contient des rides au centre, à croissance rapide. Revers : jaune	<i>Aspergillus versicolor</i>	Ver tirant vers le bleu
4	Recto :Thalle d'abord blanc, puis vert militaire, à forme rond avec une croissance moyenne. Revers : jaune à brun orange	<i>Aspergillus fumigatus</i>	Vert militaire
5	Recto : colonies visqueuses ridées avec le vert au centre à croissance moyenne. Revers : blanc-crème	<i>Penicillium spp.</i>	Blanc
6	Recto : colonies blanches cotonneuse bombée avec des gouttelettes d'eau au centre, à croissance moyenne. Revers : beige	<i>Scytalidium hyalinum</i>	Blanc
7	Recto : thalle blanc rosâtre, cotonneux à croissance faible. Revers : rose pourpre.	<i>Fusarium moniliforme</i>	Rose
8	Recto : Thalle vert grisâtre d'aspect cotonneux à croissance très rapide. Revers : jaune.	<i>Rhizomucor sp.</i>	Vert grisâtre
9	Recto : des petites colonies blanches plissées, humides, à croissance moyenne. Revers : incolore	<i>Acremonium sp.</i>	Blanc
10	Recto : des colonies crémeuses au centre entourée des granules jaunes à croissance très rapide. Revers : marron	<i>Absidia sp.</i>	Blanc jaunâtre

11	Recto : thalle marron foncé au centre, et marron clair à la périphérie d'aspect cotonneux à croissance rapide. Revers : marron foncé	<i>Alternaria sp.</i>	Marron
12	Recto : thalle vert herbacé de forme irrégulière contient le blanc au centre. Revers : incolore	<i>Trichoderma sp.</i>	Vert herbacé

Milieux d'isolement

➤ **Sabouraud –chloramphénicol**

Peptone		10g
Glucose		20g
Agar		20g
Chloramphenicol		0,5g
Eau de mer stérilisée	q.s.p	1000 ml
pH : 5-5,6		

➤ **TSE**

Eau distillée	1L
tryptone	1g
NaCl	8,5g

➤ **MSA**

NH ₄ NO ₃	3 g/L
K ₂ HPO ₄	5 g/L
NaCl	1 g/L
MgSO ₄ .7H ₂ O	0,2 g/L
Agar	15 g/L

- Ajuster le pH à 6.

➤ **Milieu minéral liquide**

Pour 1 litre	
KH ₂ PO ₄	1g
K ₂ HPO ₄	1g
NH ₄ NO ₃	1g
MgSO ₄ .7H ₂ O	0,2g
NaCl	0,1g
CaCl ₂	0,02g
FeSO ₄ .7H ₂ O	0,01g

- Ajuster le pH à 6,5-7;
- Distribuer 100 ml dans des Erlenmeyers de 250 ml
- Stériliser à l'autoclave (121 °C jusqu'à 20 min).