

République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
جامعة أبو بكر بلقايد - تلمسان

Université ABOUBEKR BELKAID – TLEMCEM

كلية علوم الطبيعة والحياة، وعلوم الأرض والكون

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, et Sciences de la Terre et de
l'Univers

Département de BIOLOGIE

*Laboratoire de Microbiologie Appliquée à l'Agroalimentaire, au
Biomédical et à l'environnement (LAMAABE)*



MÉMOIRE

Présenté par

BRAZI Wahiba Ikram

En vue de l'obtention du

Diplôme de MASTER

En

Science biologique

Spécialité

Microbiologie et contrôle de qualité

Thème

**Contribution à la recherche des champignons
dégradant le plastique à partir du sol d'une olivette de
la région de Bouhanak**

Soutenu le : 30/06/2025 devant le jury composé de :

Présidente	Dr BENSALAH Fatéma	MCB	Université de Tlemcen
Encadreur	Dr BRAHIMI KHOLKHAL Wahiba	MCA	Université de Tlemcen
Examinatrice	Dr MKEDDER Ilham	MCA	Université de Tlemcen

Année universitaire : 2024/2025

بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ



REMERCEMENTS

En tout premier lieu, je remercie Allah, tout miséricordieux de m'avoir illuminé le chemin vers le savoir et la science et de m'avoir donné la force et le courage pour réaliser ce modeste travail.

Nous remercions, les membres de jury de l'intérêt qu'ils ont bien voulu apporter à notre travail par sa lecture et sa discussion.

Au Dr BENSALAH Fatéma qui nous a fait le grand honneur de présider le jury de ce mémoire, qu'elle trouve ici notre sincères impressions de gratitude et de respect.

Au Dr MKEDDER Ilham qui a bien voulu accepter d'examiner et discuter ce travail, qu'elle trouve ici toutes nos expressions respectueuses.

Je tiens à remercier Dr BRAHIMI KHOLKHAL Wahiba qui a accepté de diriger ce travail, pour la qualité de son encadrement exceptionnel, ses encouragements, ses conseils judicieux et sa disponibilité tout le long de la réalisation de ce mémoire.

Qu'elle trouve ici le témoignage de ma profonde reconnaissance.

Au Pr. GAOUAR Nassira, chef de l'équipe trois du laboratoire de recherche LECGEN, pour son accueil chaleureux où elle nous a permis de réaliser ce travail au sein de ce laboratoire.

A tout le personnel, travaillant à la faculté des sciences de la vie et de la terre de Tlemcen, tout d'abord au corps professoral et administratif, pour la richesse et la qualité de leur enseignement ainsi leurs grands efforts afin d'assurer aux étudiants une formation actualisée.





DEDICACES

À mes parents,

Aucun mot ne saurait exprimer toute ma gratitude pour votre amour infini, votre patience, vos sacrifices silencieux, votre confiance inébranlable, votre soutien constant et vos prières précieuses. Vous êtes ma source de force et d'inspiration.

À mes frères,

Youcef Achref, Ilyess Aymen

Merci pour votre présence, votre complicité et vos encouragements, qui m'ont porté durant ce parcours.

À mes amies,

Achouak, Wassila, Halima

Pour votre bienveillance, vos mots rassurants, vos moments de partage et vos sourires dans les instants les plus décisifs.



الملخص:

يُمثل تراكم المركبات الكيميائية المُصنَّعة في البيئة تحديًا بيئيًا وصحياً كبيراً، مما يتطلب اتباع مناهج مناسبة للحد من هذه الآثار. في هذا السياق، يبرز استخدام الكائنات الدقيقة، وخاصةً الفطريات، كنهج واعد لتحليل البلاستيك وإصلاح البيئات الملوثة.

لذلك، يتمثل هدفنا في اكتشاف سلالات فطرية جديدة قادرة على تحليل البلاستيك.

في هذا الصدد، عُزلت خمس سلالات فطرية مختلفة من ثلاث عينات تربة مزروعة بأشجار زيتون في منطقة بوهناق بولاية تلمسان. كشف التحديد المجهرى والعيانى عن وجود خمس عزلات: «*Aspergillus*» «*Penicillium*» «*Trichoderma*» «*Blastomyces niger*» «*Phialomyces*». بعد ذلك، أُجري اختبار التحلل الحيوي للبولى إيثيلين منخفض الكثافة في الوسط Czapek السائل وفي التربة باستخدام ثلاث عزلات: «*Aspergillus*» «*Penicillium*» «*Trichoderma*» «*niger*» لمدة 42 يوماً.

تم تقييم تحلل قطع البولى إيثيلين منخفض الكثافة (LDPE) من خلال ملاحظة نمو الفطريات «*Trichoderma*» «*Aspergillus niger*» «*Penicillium*» حول قطع البولى إيثيلين منخفض الكثافة، ومن خلال الفحص المجهرى لهذه القطع.

كما تم تأكيد النتائج من خلال قياس الوزن، حيث لوحظ نقص في الوزن بنسبة تراوحت بين 2% و6%.

الكلمات المفتاحية: البلاستيك، التلوث، الفطريات، التحلل البيولوجي، التربة المزروعة.

Résumé :

L'accumulation de polymères synthétiques dans l'environnement représente un défi environnemental et de santé significatives, qui requièrent des approches appropriées pour limiter ces impacts.

Dans ce contexte, l'utilisation des micro-organismes notamment les champignons, émerge une approche prometteuse pour dégrader le plastique et dépolluer les milieux contaminés.

Par conséquent, notre objectif est de découvrir de nouvelles souches fongiques capables de dégrader le plastique.

A ce propos, à partir de 3 échantillons du sol cultivés des oliviers de la région de Bouhanek de la wilaya de Tlemcen, on a isolé 5 souches différentes. L'identification microscopique et macroscopique a révélé la présence de 5 isolats : *Trichoderma*, *Penicillium*, *Aspergillus niger*, *Phialomyces* et *Blastomyces*.

Ensuite, on a réalisé le test de biodégradation de LDPE dans le milieu liquide Czapek et dans le sol, par 3 isolats (*Trichoderma*, *Penicillium*, *Aspergillus niger*) pendant 42 jours.

La dégradation des morceaux LDPE a été évaluée par l'observation de la croissance des champignons (*Trichoderma*, *Penicillium*, *Aspergillus niger*) autour des morceaux LDPE et par l'observation microscopique de ces morceaux.

En plus, les résultats obtenus ont été confirmés par la mesure des poids, où on a trouvé une perte de poids de 2% à 6%.

Mots clés : plastique, pollution, champignon, biodégradation, sol cultivé.

Abstract :

The accumulation of synthetic polymers in the environment represents a significant environmental and health challenge, requiring appropriate approaches to limit these impacts.

In this context, the use of microorganisms, particularly fungi, is emerging as a promising approach to degrade plastic and remediate contaminated environments.

Therefore, our objective is to discover new fungal strains capable of degrading plastic.

In this regard, five different strains were isolated from three soil samples grown on olive trees in the Bouhannek region of Tlemcen Province. Microscopic and macroscopic identification revealed the presence of five isolates: *Trichoderma*, *Penicillium*, *Aspergillus niger*, *Phialomyces*, and *Blastomyces*. Next, the LDPE biodegradation test was conducted in Czapek liquid media and in soil using three isolates (*Trichoderma*, *Penicillium*, *Aspergillus niger*) for 42 days.

The degradation of the LDPE pieces was assessed by observing the growth of fungi (*Trichoderma*, *Penicillium*, *Aspergillus niger*) around the LDPE pieces and by microscopic observation of these pieces.

In addition, the results obtained were confirmed by weight measurements, where a weight loss of 2% to 6% was observed.

Keywords: plastic, pollution, biodegradation, fungi, cultivated soil.

Table des matières

Introduction.....	1
Partie I : Synthèse bibliographique.....	4
Chapitre I : Les champignons.....	5
1. Définition	6
2. Classification.....	6
3. Organisme cellulaire.....	7
3.1. Morphologie.....	7
3.2. Cytologie.....	10
4. Mode de vie.....	11
4.1. Le saprophytisme.....	11
4.2. Le parasitisme.....	11
4.3. La symbiose.....	12
5. La reproduction des champignons.....	12
5.1. Reproduction asexuée.....	12
5.2. Reproduction sexuée.....	13
Chapitre II : La pollution plastique.....	14
1. Définition du plastique.....	15
2. Les types de plastique.....	15
2.1. Les thermoplastiques.....	15
2.2. Les thermodurcissables.....	16
2.3. Les élastomères.....	16
3. La pollution plastique.....	16
3.1. Introduction.....	16
3.2. La pollution plastique en Algérie.....	19
4. Impacts écologiques et sanitaires de la pollution plastique.....	19
4.1. Impacts écologiques.....	19
4.2. Impacts sanitaires.....	20
Chapitre III : La dégradation du plastique.....	21
1. Définition.....	22

2. Facteurs influençant la dégradation.....	22
3. Les types de dégradation du plastique.....	22
3.1. La dégradation abiotique du plastique.....	22
3.1.1. Photodégradation.....	23
3.1.2. Dégradation thermique.....	24
3.1.3. Dégradation chimique.....	24
3.1.4. Dégradation mécanique.....	24
3.2. La dégradation biotique du plastique.....	25
3.2.1. Les étapes clés de la biodégradation.....	25
4. Les champignons dégradant le plastique.....	27
Partie II : Matériel et méthodes.....	28
1. Isolement des champignons.....	29
1.1. Le site de prélèvement.....	29
1.2. Échantillonnage.....	30
1.3. Milieu d'isolement.....	30
1.4. La mise en culture.....	30
1.5. Purification et conservation.....	30
1.6. Identification morphologique.....	31
2. Tests de biodégradation du plastique par les champignons isolés.....	31
2.1. Dégradation du plastique en milieu liquide.....	31
2.2. Dégradation du plastique dans le sol.....	32
Partie III : Résultats et discussion.....	34
1. Résultats.....	35
1.1. Résultats d'isolement.....	35
1.2. Résultats de purification.....	36
1.3. Résultats d'identification.....	38
1.3.1. L'identification macroscopique.....	38
1.3.2. L'identification microscopique.....	40
1.4. Résultats de test de biodégradation sur milieu liquide.....	44
1.4.1. Observation macroscopique.....	44

1.4.2. Observation microscopique.....	45
1.4.3. Résultats de la mesure des poids.....	46
1.5. Résultats du test de biodégradation dans le sol.....	46
1.5.1. Observation macroscopique.....	46
1.5.2. Observation microscopique.....	46
1.5.3. Résultats de la mesure des poids.....	48
1.6. Comparaison entre les résultats de biodégradation en milieu liquide et dans le sol.....	48
2. Discussion.....	50
Conclusion et perspectives.....	53
Références bibliographiques.....	55
Annexes.....	67

Liste des abréviations

LDPE	: Low Density Polyethylene
ADN	: Acide désoxyribonucléique
ARNr	: Acide ribonucléique ribosomique
ITS	: Internal transcribed spacer
PCR	: Protein Chain Reaction
MEB	: Microscope électronique à balayage
EM	: Ectomycorhize
PE	: Polyéthylène
PS	: Polystyrène
PP	: Polypropylène
PVC	: Chlorure de polyvinyle
PET	: Poly (éthylène téréphtalate)
PUR	: Polyuréthane
PMMA	: Polyméthacrylate de méthyle
MF	: Mélamine-formaldéhyde
PF	: Phénol-formaldéhyde
PEBD	: Polyéthylène à basse densité
pH	: Le potentiel hydrogène
UV	: Ultraviolets
MPs	: Microplastiques
PDA	: Potatoes Dextrose Agar

Liste des figures

Figure 1	: La phylogénie des Eumycètes.....	7
Figure 2	: Variation de la taille et de la forme des cellules de levure en croissance dans le sous-phylum <i>Saccharomycotina</i>	8
Figure 3	: Mycélium à différentes échelles de longueur.....	9
Figure 4	: Schéma de la reproduction sexuée et asexuée chez les mycètes.....	13
Figure 5	: Structure chimique du polyéthylène à basse densité.....	15
Figure 6	: Production mondiale de plastiques.....	17
Figure 7	: Déchets plastiques par secteur industriel.....	18
Figure 8	: Déchets plastiques mondiaux par mode d'élimination, 1980 à 2015.....	18
Figure 9	: Une tortue coincée dans des filets de pêche et des plastiques.....	19
Figure 10	: Représentation schématique du mécanisme d'action de la dégradation photocatalytique des MPs.....	23
Figure 11	: Les différentes étapes de la biodégradation du plastique par les bactéries.....	25
Figure 12	: Biofilm formé par <i>Rhodococcus ruber</i> C208 sur la surface de polyéthylène UV photo-oxydée, observé au microscope électronique à balayage. Initiation de la biodégradation détectée dans les 3 jours. Contrôle : Surface non inoculée	26
Figure 13	: Situation de station de prélèvements.....	29
Figure 14	: Site de prélèvement.....	29
Figure 15	: La mise du morceau LDPE dégradé sur une lame.....	33
Figure 16	: Résultats d'isolement des champignons.....	35
Figure 17	: Résultats de purification des souches dans les boîtes pétri.....	37
Figure 18	: Résultats de purification des souches dans des tubes inclinés.....	38
Figure 19	: Aspects microscopiques des souches isolés.....	43
Figure 20	: Résultats de test de biodégradation du plastique sur milieu liquide.....	44
Figure 21	: L'observation microscopique des LDPE biodégradé sur milieu liquide.....	45
Figure 22	: Résultat de biodégradation du plastique dans le sol.....	47
Figure 23	: L'observation microscopique des LDPE biodégradé dans le sol.....	47
Figure 24	: Histogramme de taux de dégradation des souches sur milieu Czapex et le sol.....	48

Liste des tableaux

Tableau 1	: Les composants de la cellule fongique et ses fonctions.....	10
Tableau 2	: Les principaux thermoplastiques.....	16
Tableau 3	: Les principaux thermodurcissables.....	16
Tableau 4	: Les résultats d'isolement des champignons.....	36
Tableau 5	: Les poids mesurés des morceaux LDPE avant et après la biodégradation dans le milieu liquide.....	46
Tableau 6	: Les poids mesurés des mrceaux LDPE avant et après la biodégradation dans le sol.....	48

INTRODUCTION

Chaque année, nos poubelles se chargent davantage de plastiques accumulés. D'après le dernier rapport de l'agence nationale de déchets (AND), en 2018-2019 près de 2,1 millions de tonnes de déchets plastiques en Algérie qui représente approximativement 15,31% des ordures ménagères (AND, 2020).

Au début le plastique a été conçu à l'origine pour améliorer les conditions de vie des humains. Mais à cause de la surconsommation et la production informelle, il devient un véritable problème environnemental (Geyer, 2017).

Cet extension incontrôlée représente une grave menace pour l'écosystème. Depuis que, le plastique se biodégrade rarement. Mais des interactions complexes, impliquant des facteurs biologiques, physiques et chimiques, entraînent la fragmentation de ces substances en Mps de faible densité (Thompson et al., 2004 ; Singh et Sharma, 2008 ; O'Brine et Thompson, 2009 ; Song et al., 2017).

Actuellement, même si l'impact complet de la colonisation microbienne reste à élucider, plusieurs recherches ont mis en évidence une perte de masse du plastique, directement liée à l'action des micro-organismes (Sudhakar et al., 2008 ; Savoldelli et al., 2017 ; Syranidou et al., 2017).

Effectivement, de nombreux micro-organismes possèdent la capacité de transformer biologiquement des polymères plastiques complexes en composés plus simples, grâce à des processus aérobies et anaérobies (Ahmed, et al., 2018).

Plus spécifiquement, les champignons sont des organismes nombreux, très diversifiés et omniprésents dans tous les écosystèmes de la planète. Leur rôle est multiple : ils agissent comme décomposeurs, agents pathogènes, et établissent des symbioses mutualistes avec les plantes et les animaux. Ils sont également essentiels aux processus écosystémiques, participant activement au cycle des nutriments, aux bioconversions, ainsi qu'aux flux de matière et d'énergie. Bien que leur présence soit mondiale, la répartition géographique de chaque espèce varie, étant influencée par des facteurs tels que les hôtes disponibles et les conditions climatiques (Okon et al., 2020).

L'objectif du présent travail est d'explorer le potentiel de dégradation du plastique du type **LDPE (PEBD)** par des champignons isolés du sol cultivé des oliviers à **Bouhannek (Tlemcen)**, dans le but de mettre en lumière leur efficacité en tant qu'agents mycorémédiateurs.

Ce manuscrit est structuré autour d'une synthèse bibliographique comprenant trois chapitres, précédés d'un résumé et d'une introduction. Le premier chapitre présente l'essentiel des informations sur les champignons. Le deuxième chapitre offre un aperçu sur le plastique, la pollution plastique et ses impacts. Enfin, le troisième chapitre est dédié aux mécanismes de dégradation des plastiques.

La section suivante détaillera les matériels et méthodes utilisés pour cette étude, qui seront ensuite suivis par les résultats et les discussions.

Pour finir, l'étude sera clôturée par une conclusion et les références bibliographiques.

PREMIERE PARTIE :
SYNTHESE
BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I

Les Champignons

1. Définition

Les champignons (nommés aussi mycètes, fungi) sont des organismes eucaryotes unicellulaires ou pluricellulaires comprenant des espèces macroscopiques (macromycètes) et microscopiques (micromycètes) (**Chabasse et al., 2002**). En général, ils suivent un mode de nutrition hétérotrophe par absorption (**Bouchet et al., 2005**).

Ils ont la capacité de vivre sous deux formes soulignées : soit sous la forme de colonies de cellules isolées pour les levures, ou sous la forme d'un réseau de filaments ramifiés (**Chollet, 2014**).

2. Classification

Le classement des espèces dans un système hiérarchique basé sur des ressemblances morphologiques et biologiques ce que l'on désigne la classification (**Kiffer et al., 1997**).

Dans, la taxonomie linnéenne, la classification fongique se soumet des changements majeurs depuis la reconnaissance de ce groupe en 1767 (**Noranzo, 2019**). Au début, elle était basée sur les caractéristiques morphologiques et le mode de reproduction, où il y avait quatre classes majeures. Elles sont définies par la présence ou l'absence des parois transversales (septums) et le degré de répétition des chromosomes (ploïdie) dans les noyaux des mycéliums végétatifs : Phycomycètes, Ascomycètes, Basidiomycètes et Deutéromycètes (**Whittaker, 1969**).

En 1980s, après l'apparition de PCR (Polymerase Chain Reaction) et d'autres méthodes moléculaires et génétiques, la taxonomie fongique est rétablie où plusieurs groupes ont été réorganisé et renommé (**Hibett et al., 2007 ; Sarah et al., 2016**). Ces méthodes prennent l'avantage de l'ITS (Internal Transcribed Spacer) qui est une région d'ADN localisée entre les gènes de l'ARNr des petites et grandes sous-unités (**Tedesco et al., 2018**).

Le flux d'assignation et d'affectation de milliers d'espèces reste constant (**Hibett et al., 2016 ; Sarah et al., 2016**).

Actuellement, la classification des Eumycètes (règne des champignons vrais) comprend dix divisions (ou embranchements) (Figure 1) (**ESSIAB, 2021**).

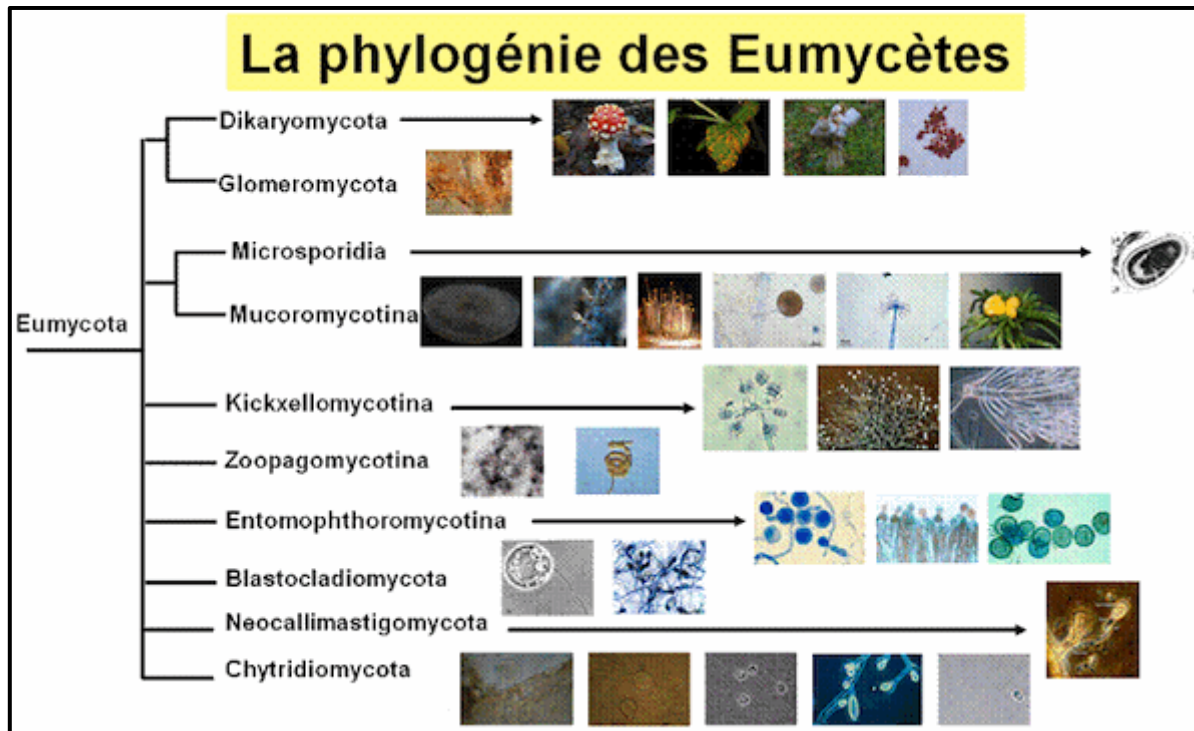


Figure 1: La phylogénie des Eumycètes (ESIAB, 2021)

3. Organisation cellulaire

3.1. Morphologie

Dans le monde fongique, on distingue deux types de morphologies : la forme pluricellulaire et filamenteux (les moisissures et les champignons à chapeau et pied) et la forme unicellulaire (les levures et certains champignons primitifs) (**Kavanagh, 2005**).

Les champignons unicellulaires existent sous forme de cellules individuelles avec une taille généralement varie entre 5 et 10 μm . Ils présentent globalement une ou plusieurs formes distinctes (ovoïde, sphérique, apiculée, bacilliforme...) (Figure 2) (**Michael, 2011 ; Christina et al., 2024**).

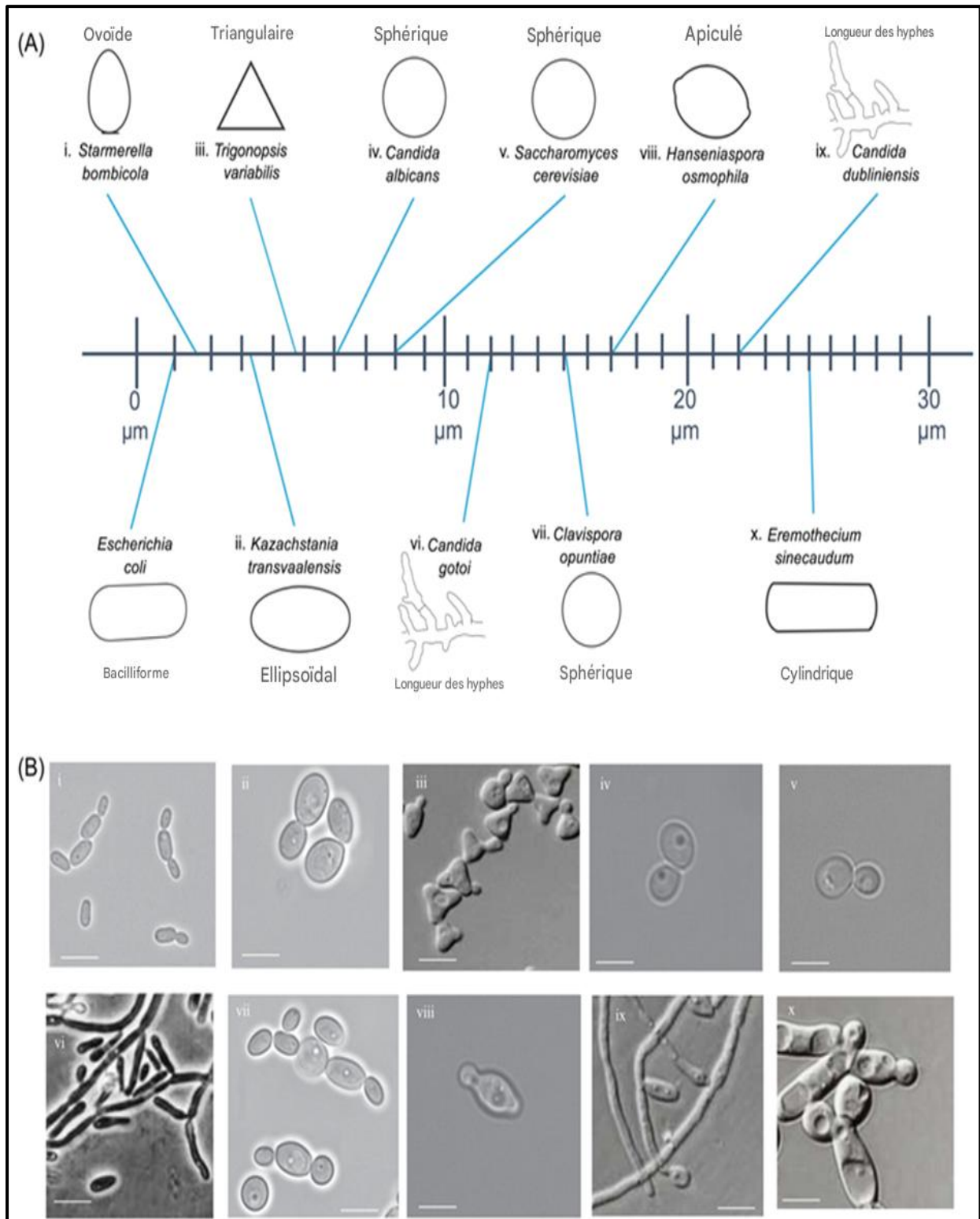


Figure 2: Variation de la taille et de la forme des cellules de levure en croissance dans le sous-phylum *Saccharomycotina*. (A) À titre comparatif de la taille et les formes (B) L'observation microscopique des levures (Christina et al., 2024)

Avec mycélium très développé, les champignons filamenteux se distinguent par une morphologie diversifiée, la multi-nucléation, la multicellularité et un nombre élevé de chromosomes par rapport aux levures (**Lu et al., 2024**). Le mycélium est constitué par un réseau de filaments fins et ramifiés appelés hyphes (Figure 3) de diamètre entre 1-30 μm . Ils peuvent être cloisonnés (avec septa) ou non cloisonnés, c'est-à-dire ils sont coenocytiques ou siphonnés (**David, 2013 ; Islam et al., 2017**).

A partir d'une spore ou inoculum, le mycélium se développe par expansion de la pointe apicale d'hyphe qui initie des branchements aléatoires et formant des colonies fractales après une phase de croissance isotrope. Par fusion hyphale (anastomose), les colonies s'interconnectent aléatoirement pour former une structure de réseau de fibres aléatoire (**Islam et al., 2017**).

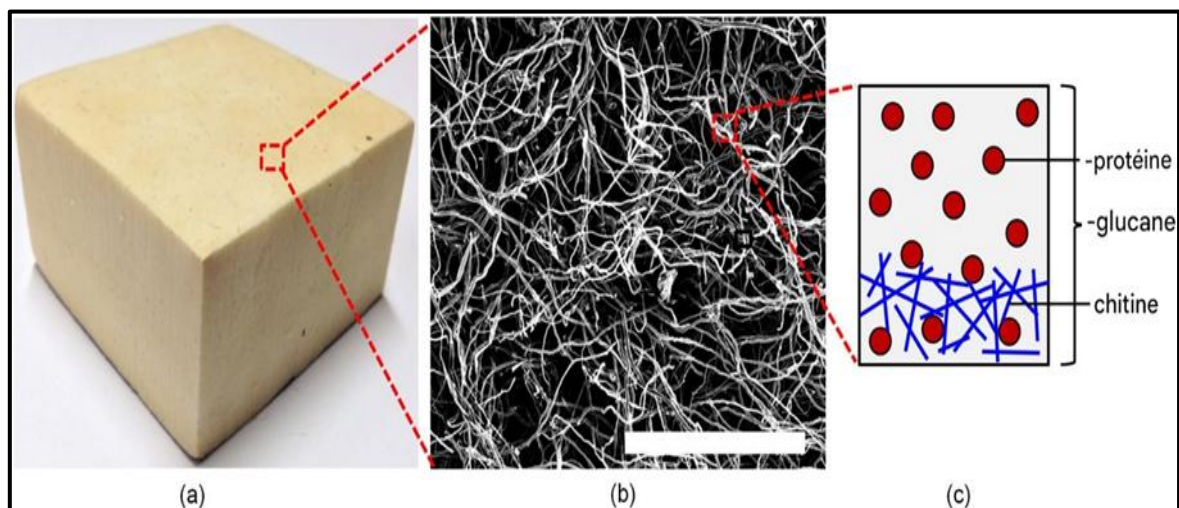


Figure 3: Mycélium à différentes échelles de longueur : (a) vue macroscopique (5 cm $\times$ 5 cm $\times$ 5 cm), (b) image MEB de la microstructure ; échelle : 100 μm , et (c) schéma montrant la structure de la paroi d'un seul hyphe (**Michalenko et al., 1976**)

3.2. Cytologie

Les composants de la cellule fongique et ses fonctions sont résumés dans le tableau 1 :

Tableau 1 : Les composants de la cellule fongique et leurs fonctions (**Kavanagh,2017**)

Composant	Description	Fonction
Paroi cellulaire	Constituée de chitine, glucanes et protéines, et parfois elle est pourvue de mélanine.	Garantit la protection, la rigidité et le maintien de la forme cellulaire.
Membrane plasmique	Bicouche lipidique + ergostérol (stéroïde fongique spécifique).	Surveillance de la distribution des nutriments et d'autres substances entre l'intérieur et l'extérieur.
Cytoplasme	Gel colloïdal où se trouvent tous les organites et les enzymes.	Milieu réactionnel, il permet le déplacement des composants.
Noyau	ADN + enveloppe nucléaire	Stockage de l'information génétique, le site de transcription d'ADN.
Mitochondries	Organites de forme ovale avec une double membrane.	Centrale énergétique : générer de l'énergie (ATP) en utilisant la respiration.
Système endomembranaire	- <u>Réticulum endoplasmique</u> : réseau de membranes internes (rugueux ou lisse). - <u>Appareil de Golgi</u> : petits sacs membraneux aplatis (dictyosomes).	Garantit la production, la modification et le déplacement de protéines et d'autres substances vitales pour la cellule.
Vacuoles	Compartiments de tailles variables	Le stockage, la régulation du pH et de la pression osmotique, et parfois la digestion de déchets
Ribosomes	ARN + protéines	Fabrication des protéines nécessaires à la cellule
Spores	Cellules reproductrices	Permettent la reproduction et la propagation des champignons

4. Mode de vie

Grâce à la capacité des champignons à absorber de la nourriture de différentes sources, ils ont pu coloniser une grande variété de substrats et adopter différents modes de vie en fonction de leurs interactions avec leur environnement. Trois grandes catégories sont établies par les mycologues en fonction de leur mode de vie (**Després, 2012**) :

4.1. Le saprophytisme

Les substances mortes d'origine animale ou végétale (les plantes, les animaux morts en décomposition, le compost et le fumier) représentent les sources de la matière organique nécessaire pour la nourriture des champignons saprophytes (du grec *sapros*, pourriture et *phyton*, plante) ou saprobiontes qui sont la plupart des micromycètes (champignons microscopiques) (**Bouchet et al., 2005 ; Woodward et al., 2008 ; Ndong et al., 2011 ; Després, 2012 ; Boddy et al., 2016**).

Les champignons peuvent coloniser et s'adapter à tous les substrats terrestres riches en matières organiques et même certains matériaux industriels grâce au déplacement continu du mycélium, et son intégration au milieu et leur capacité de synthétiser une grande variété d'exoenzymes. La majorité de ces enzymes sont inductibles (sa production est provoquée par la présence d'un inducteur dans le milieu) et en général sont des glycoprotéines riches en mannose (invertase de la levure de bière, asparaginase, α -galactosidase...) (**Bouchet et al., 2005 ; Woodward et al., 2008 ; Ndong et al., 2011 ; Després, 2012 ; Boddy et al., 2016**).

Tous ces caractéristiques permettent aux champignons saprophytes de prendre une place importante dans le fonctionnement et l'équilibre des écosystèmes où ils assurent la dégradation en éléments nutritifs des molécules complexes (la cellulose du bois, la lignine, les hydrocarbures, les plastiques, le granite...). En même temps, ils ont acquis un intérêt dans la vie humaine où ils sont utilisés pour la fermentation du pain, de la bière, du vin, des fromages et du cacao (**Bouchet et al., 2005 ; Woodward et al., 2008 ; Ndong et al., 2011 ; Després, 2012 ; Boddy et al., 2016**).

4.2. Le parasitisme

Le parasitisme est le fait qu'un organisme vit aux dépens d'un autre, y puise sa nourriture, ce qui peut parfois causer sa déchéance, voire sa mort. Il est apparu très anciennement quand certains espèces saprophytes ont découvert des conditions nutritionnelles plus favorables chez des êtres vivants. Les champignons parasitent les organismes végétaux ou

animaux et même d'autres mycètes. Ils trouvent le parasitisme des plantes plus facile grâce au faible diamètre des hyphes après avoir franchi la barrière des téguments et des épidermes, ils peuvent facilement pénétrer dans les espaces intercellulaires (**Bouchet et al., 2005 ; Després, 2012 ; Hamani et Boudaoud, 2018**).

Les champignons parasites incarnent une dualité fascinante : agents de maladies dévastatrices, mais aussi réservoirs de solutions innovantes pour une agriculture durable et la médecine (**Bouchet et al., 2005 ; Després, 2012 ; Hamani et Boudaoud, 2018**).

4.3. La symbiose

C'est une relation étroite et incontournable avec un autre être vivant (**Moulinier, 2003**). Cette relation est intime, c'est-à-dire qu'elle pénètre les tissus de l'un des deux organismes dans ceux de l'autre, et elle est durable et mutualiste (**Garbaye, 2013**). Les mycorhizes résultent de la symbiose entre les racines des plantes et les mycéliums des champignons, elles sont largement répandues dans la nature (**Bouchet et al., 2005**). Environ 95% des plantes vasculaires sont associées à la symbiose mycorhizienne (**Crozet et Canard, 2016**).

5. La reproduction des champignons

Il est possible que les champignons se reproduisent de manière sexuée ou asexuée, bien que certains champignons puissent alterner entre les deux types de reproduction (Figure 4) (**Nester et al., 1998**).

5.1. Reproduction asexuée

Il existe trois modes de reproduction asexuée :

- **Sporulation asexuée** : Le mode le plus courant, elle se caractérise par la production de spores identiques au champignon parent de façon interne à l'intérieur du sporocyste (sporocystiospores), ou externe en continu à l'extrémité de structures spéciales appelées phialides (conidiospores) (**Moulinier, 2003 ; Bart et Timothy, 2016**).
- **Bourgeonnement** : Certains champignons, en particulier les levures (*Saccharomyces cerevisiae*), se reproduisent par bourgeonnement où une petite cellule se forme à la surface de la cellule mère (**Taylor et al, 2015 ; Bart et Timothy, 2016**).
- **Fragmentation** : Dans certains champignons filament, il est possible qu'un morceau de mycélium se détache, se développe indépendamment et ainsi donne naissance à de nouveaux individus (**Bart et Timothy, 2016**).

5.2. Reproduction sexuée

La reproduction sexuée est réalisée en trois étapes distinctes : la plasmogamie, la caryogamie et enfin une division réductrice ou méiose (Guy, 2015).

- **La Plasmogamie** : deux mycéliums primaires de sexes opposés se fusionnent (sans fusion des noyaux), il en résulte un mycélium dicaryotique avec deux noyaux distincts dans chaque cellule (Guy, 2015).
- **La caryogamie** : fusion des noyaux pour former une cellule diploïde (Guy, 2015).
- **La méiose** : production de spores sexuées haploïdes, qu'il s'agisse d'ascospores, de basidiospores, en fonction du groupe de champignons concernés (Guy, 2015).

Ce mode de reproduction contribue directement à la diversité génétique des champignons, optimisant leur adaptabilité et leur survie face aux variations environnementales (Ashu et al, 2015 ; Wallen et Perlin, 2018).

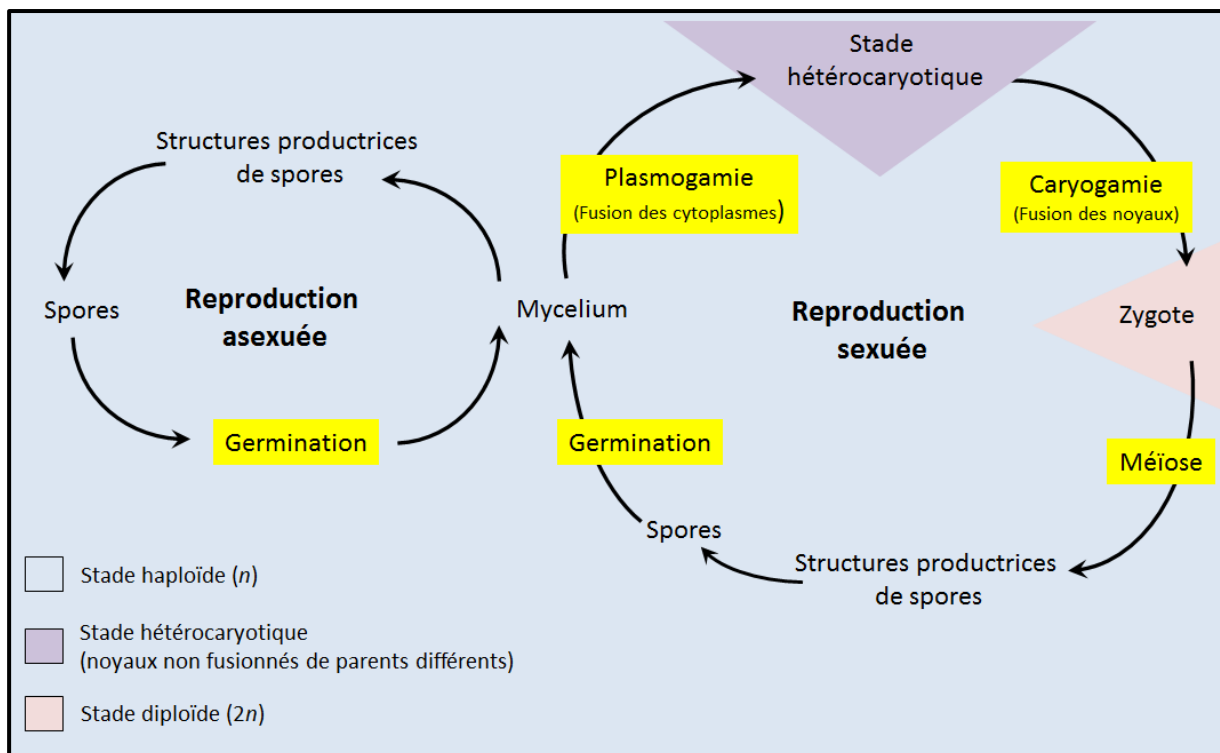


Figure 4: Schéma de la reproduction sexuée et asexuée chez les mycètes (Carlile et Watkinson, 1994)

CHAPITRE II

La Pollution Plastique

1. Définition du plastique

Tout d'abord, le terme ou le mot plastique provient du terme grec *plastikos*, ce qui signifie qu'il peut être modelé et façonné dans différentes formes (Rajmohan et al., 2019).

C'est un matériel synthétique ou semi-synthétique formé principalement de polymères de longues chaînes de macromolécules et l'ajout de différents additifs chimiques (plastifiants, retardateurs de flamme, tensioactifs, pigments, charges inorganiques, antioxydants). En général, ces polymères sont fabriqués par des procédés de polymérisation ou de polycondensation de monomères issus du pétrole, du gaz naturel ou du carbone (Thomson et al., 2009 ; Troare, 2018 ; Heidbreder et al., 2019 ; Rajmohan et al., 2019).

Ils possèdent différentes propriétés : ils sont malléables, multifonctionnels, légers où ils offrent un bon rapport résistance/poids, rentables, nécessitent moins d'énergie à produire par rapport aux autres matériaux comme le métal ou le verre. Il est possible de les fabriquer pour obtenir de multiples caractéristiques différentes (rigides, flexibles, résistants aux chocs, isolants thermiques ou électriques) (North et al., 2013 ; Andrew, 2018 ; Lambert et Wagner, 2018).

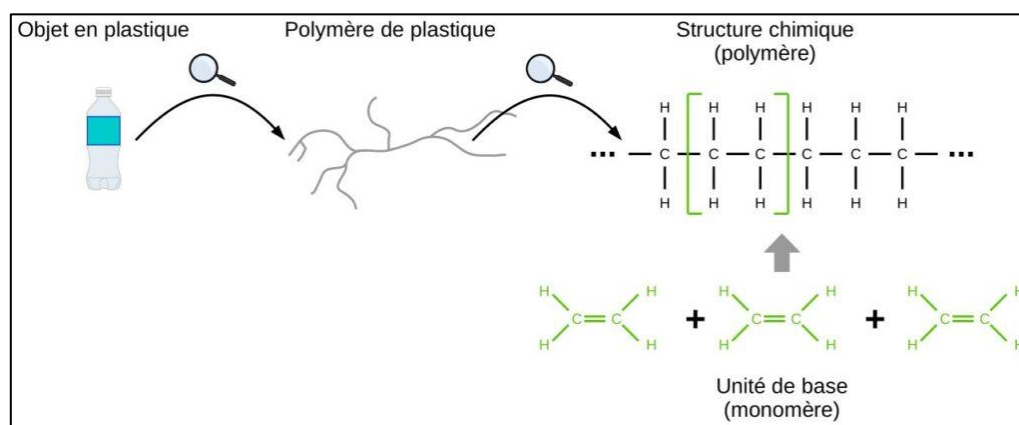


Figure 5: Structure chimique du polyéthylène à basse densité (<https://souslemicroscope.com>)

2. Les types de plastique

Les plastiques sont classés en trois grandes catégories : les thermodurcissables, les thermoplastiques, les élastomères et ça en fonction de leur réaction à la chaleur (Hamid et al., 2015 ; Traore, 2018).

2.1 Les thermoplastiques

Les thermoplastiques sont des plastiques qui fondent et ramollissent (devenir souples) sous l'action de la haute température. Ils sont aussi facilement recyclables : lorsqu'ils fondent,

on peut leur donner des formes utilisables, leur transformation est réversible et renouvelable un grand nombre de fois (Epusaka, 2012 ; Hamid et al., 2015 ; Traore, 2018).

Tableau 2 : Les principaux thermoplastiques (François, 2019)

PE – 29,8%	Principalement des emballages, films pour l'agriculture...
PP – 19,3%	Pièces automobiles, films d'emballage, bouteilles rigides...
PVC – 10%	Fenêtres, revêtements sol et mur, canalisations, isolations de câbles...
PET – 7,4%	Bouteilles d'eau et de soda, fibres textiles
PS – 6,7%	Verres de lunettes, boîtes de CD, bac à douche, emballages...

2.2. Les thermodurcissables

Sous l'action de la haute température, les thermodurcissables durcissent, c'est-à-dire ils deviennent rigides définitivement via la formation de liaisons covalentes tridimensionnelles entre les chaînes polymères. Ils subissent une réaction chimique irréversible : c'est la réticulation. Ils sont donc non **recyclables** (Hamid et al., 2015 ; Traore, 2018 ; NWA, 2020).

Tableau 3 : Les principaux thermodurcissables (François, 2019).

PUR – 7,5%	Fibres d'isolation, matelas et oreillers, isolant frigidaire...
Autres	(PMMA) écrans tactiles, (MF), mobilier, liant, (PF) produits technologiques...

2.3. Les élastomères

Les élastomères se situent entre la souplesse des thermoplastiques et la rigidité des thermodurcissables. Ils possèdent les mêmes qualités élastiques que le caoutchouc. Ils sont constitués de longues chaînes moléculaires, repliées sur elles-mêmes, des liaisons pontales (nœuds de réticulation) qui confèrent une structure tridimensionnelle. Grâce à cette structure, ils peuvent se déformer (6 à 8 fois de leur longueur initiale) et reprendre leur forme initiale. (Traore, 2018 ; Erni-Cassola et al., 2019).

3. La pollution plastique

3.1. Introduction

Les plastiques offrent une large gamme de propriétés qui les rend essentiels dans divers secteurs (Industrie de l'emballage, construction et bâtiment, électronique, médecine). La

consommation de plastique augmente avec l'augmentation de la production de nos industries pour ces matériaux (**Mikael, 2017**). La production annuelle du plastique dans le monde a doublé, passant de 213 millions tonnes en 2000 à plus de 459 millions en 2019 (figure 6). A cause de ça, chaque année la quantité de déchets de plastiques générés continue d'être élevé (figure7). Cependant, la mauvaise gestion des déchets de plastiques a abouti à leur omniprésence dans tous les principaux écosystèmes naturels. Sachant qu'en 2015, seulement 20% est recyclés, alors que le reste est soit abandonné ou incinéré (figure 8) (**Ritchie et Roser, 2018**).

On appelle pollution plastique l'accumulation de polymères synthétiques dans l'environnement, qui provoque des effets délétères sur les écosystèmes terrestres et aquatiques. Ces déchets de plastiques, en raison de leur difficile décomposition, persistent sous forme de macro- et microplastiques, mettant en péril la santé des animaux et pouvant se retrouver dans la chaîne alimentaire. Ce phénomène représente un défi environnemental et de santé significatif, qui requiert des approches appropriées pour minimiser l'utilisation du plastique, promouvoir son recyclage et concevoir des substituts durables (**Rhodes, 2018 ; Wagh et al., 2022**).

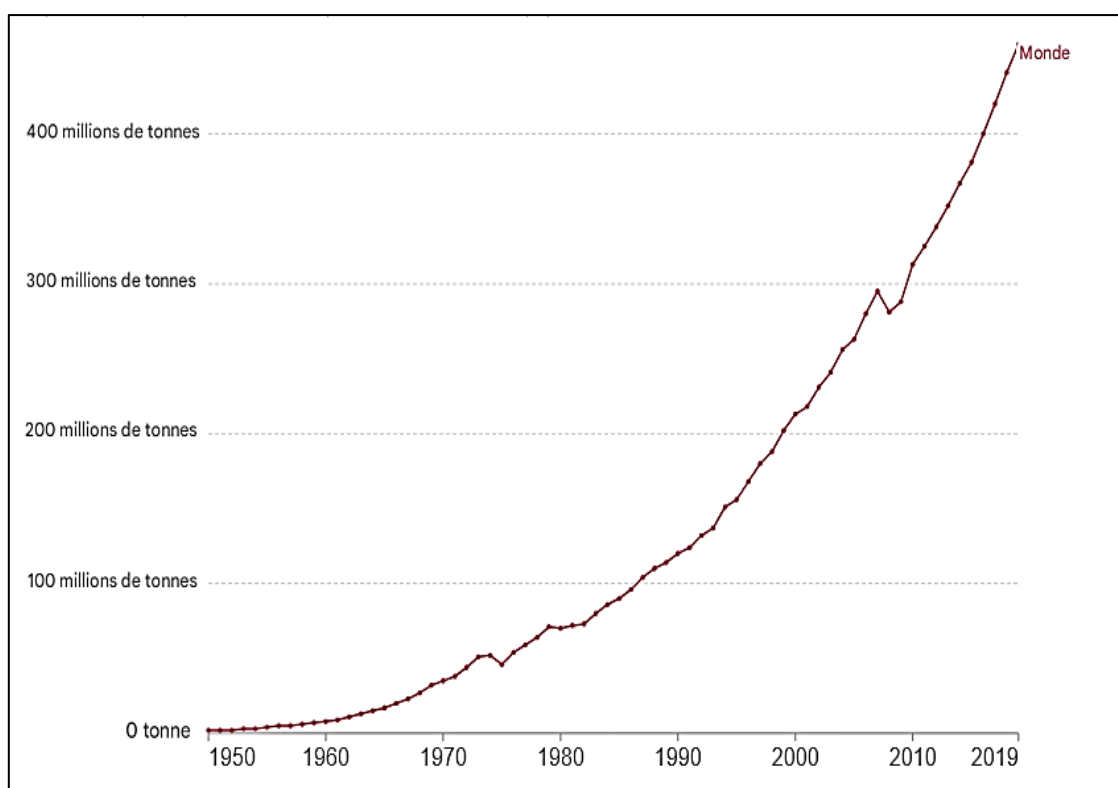


Figure 6 : Production mondiale de plastiques (Ritchie et Roser, 2018)

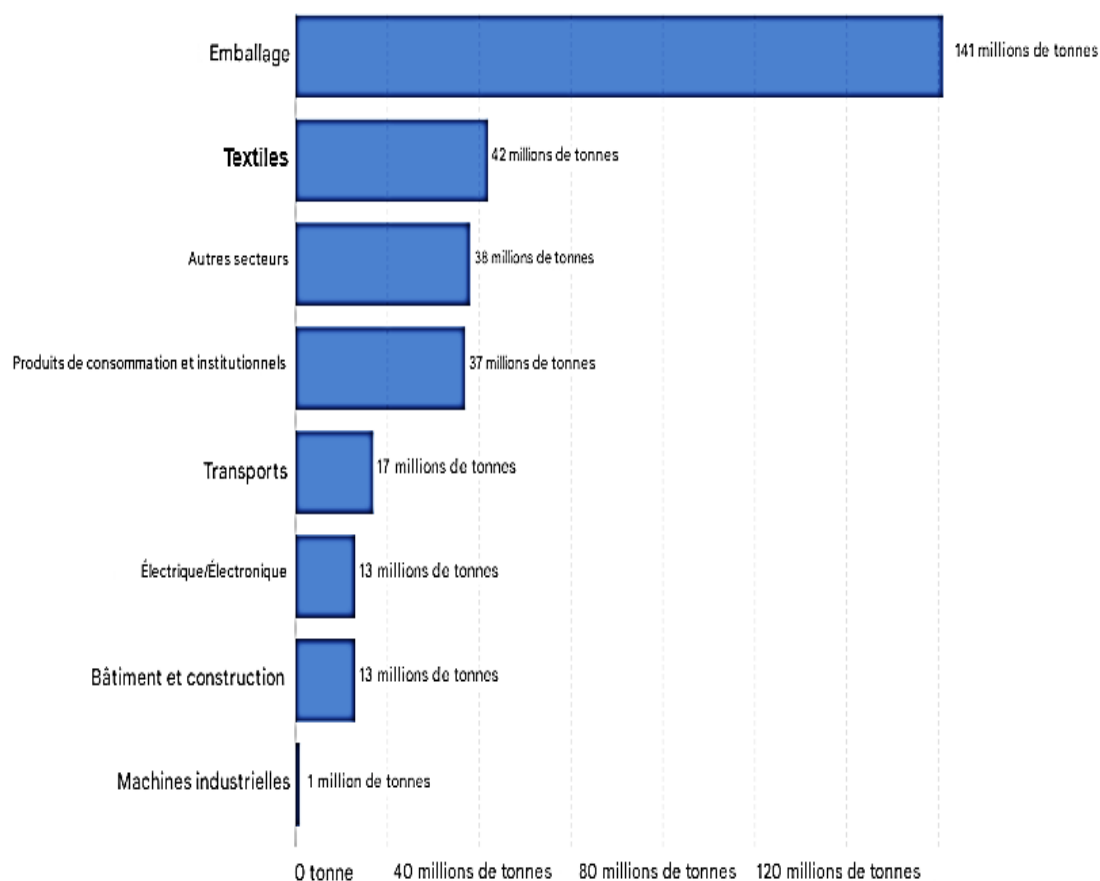


Figure 7 : Déchets plastiques par secteur industriel, 2015 (Ritchie et Roser, 2018)

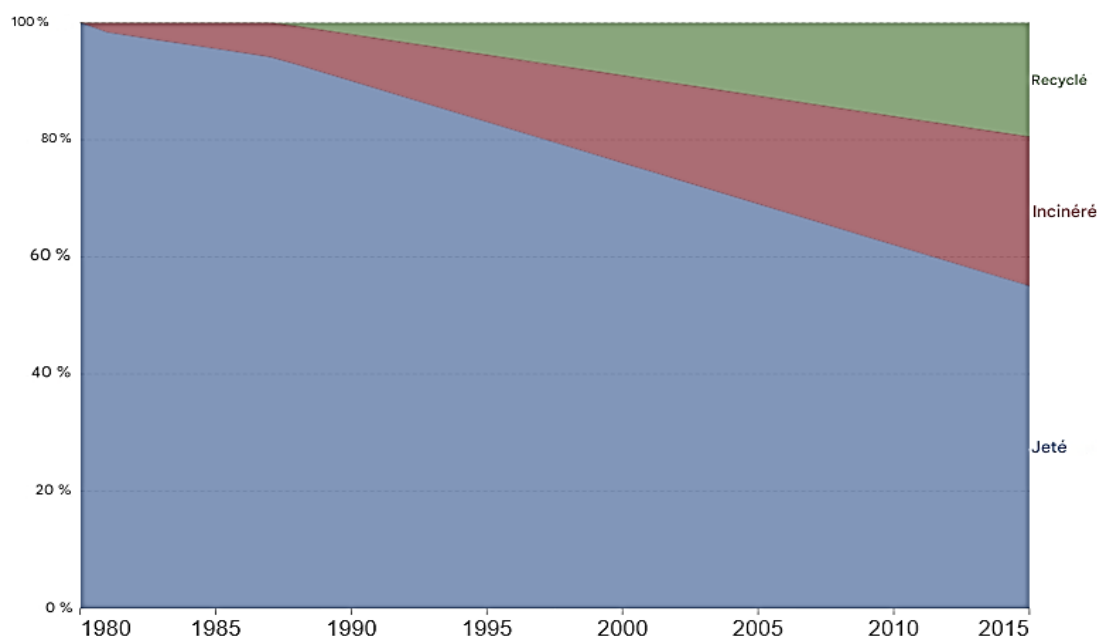


Figure 8 : Déchets plastiques mondiaux par mode d'élimination, 1980 à 2015 (Ritchie et Roser, 2018)

3.2. La pollution plastique en Algérie

L'extension incontrôlée du plastique en Algérie représente une grave menace pour l'écosystème. Chaque année, notre poubelle s'alourdit avec l'accumulation considérable de déchets plastiques, qui représentent approximativement 15,31 % du volume total des ordures ménagères, soit près de 2,1 millions de tonnes (AND, 2020).

Les plages algériennes contiennent 87 % de plastique, principalement des plastiques à usage unique (66 %), ce qui aggrave la pollution marine (APS, 2021). La quantité excessive de sacs plastiques est une préoccupation majeure, avec plus de 34 milliards d'unités utilisées chaque année, soit environ 2 sacs par personne et par jour. La surconsommation est provoquée par la production informelle et la gratuité de ces sacs, qui envahissent les marchés et les foyers, provoquant une pollution diffuse difficile à gérer (Hamdi, 2025).

4. Impacts écologiques et sanitaires de la pollution plastique

4.1. Impacts écologiques

Il existe de nombreux effets néfastes sur notre environnement ce qui concerne l'utilisation et l'élimination des plastiques. Ils peuvent être enchevêtrés (figure 9) ou ingérés par diverses espèces terrestres et marins, entraînant des dommages physiques et des effets toxiques (des obstructions intestinales, des blessures internes, une fausse satiété, voire la mort). Il en résulte la perturbation des chaînes alimentaires et la biodiversité (Thompson, 2009 ; Whitacre, 2012 ; Muneer et *al.*, 2021).



Figure 9 : Une tortue coincée dans des filets de pêche et des plastiques (source : tortue filet de pêche : l'homme contre la mer)

Le plastique ne se limite pas à causer une pollution importante ; il contribue aussi à aggraver le réchauffement de la planète. D'après le rapport de CIEL, les émissions de gaz à effet de serre provenant du plastique compromettent notre capacité à maintenir la hausse de la température globale en dessous de 1,5 °C. Dans le cas où la production actuelle de plastique se maintiendrait, d'ici 2030, ces émissions pourraient s'accroître à 1,34 milliard de tonnes par an, ce qui correspondrait aux émissions provenant de 300 nouvelles centrales au charbon d'une capacité de 500 MW (**Idowu et al., 2021**).

4.2. Impacts sanitaires

Les individus sont susceptibles de rencontrer des dangers liés aux polymères plastiques, particulièrement lorsqu'ils sont combinés à des additifs. En outre, la combustion du poly (chlorure de vinyle) émet des halogènes qui polluent l'air. Les additifs plastiques génèrent des dioxines ou des composés toxiques. Bien que la majorité des déchets plastiques soient sublétaux, ils peuvent devenir mortels lorsqu'ils sont combinés avec d'autres déchets solides. Les plastiques de polystyrène sont nuisibles pour l'homme (**Rajmohan et al., 2019**).

Si les méthodes d'élimination adéquates ne sont pas appliquées, le rejet ou la combustion de ces polymères peut provoquer des risques majeurs tels que des troubles cardiaques, de sérieux problèmes de respiration (comme l'asthme et l'emphysème), des vomissements, des lésions rénales ou hépatiques, ainsi que des atteintes au système reproducteur (**Rajmohan et al., 2019**).

Les dioxines s'accumulent sur les plantes et dans les milieux aquatiques, puis elles parviennent à pénétrer la chaîne alimentaire humaine. Les principales voies d'exposition aux phtalates comprennent les rejets directs chez les individus qui consomment, sans en être conscients, des matières contaminées par le plastique. Des substances chimiques comme le bisphénol A (BPA) sont incorporées dans les polymères plastiques afin d'en optimiser l'usage. Des monomères toxiques ont été associés au cancer et à des troubles de la reproduction (**Rajmohan et al., 2019**).

CHAPITRE III

La Dégradation Du Plastique

1. Définition

La dégradation du plastique est un processus qui conduit à l'altération de toutes les propriétés d'un polymère grâce à des réactions physiques, chimiques ou biologiques qui entraînent des scissions de liaison et des transformations chimiques subséquentes (**Singh et Sharma, 2008**).

Ce processus prend en compte les changements dans les propriétés du matériau, tels que les caractéristiques mécaniques, optiques ou électriques, lorsqu'il se forme des fissures, de l'érosion, de la décoloration et de la séparation de phases (**Pospisil et Nespurek, 1997 ; Singh et Sharma, 2008**).

2. Facteurs influençant la dégradation

- **Type de polymère** : il dépend de la nature chimique, le poids moléculaire, la densité, l'épaisseur, la morphologie des polymères (**Emadian et al., 2017**). Par exemple, le PE est plus résistant à la dégradation en raison de l'absence de groupes fonctionnels susceptibles à l'attaque chimique, au contraire le PS est plus susceptible et fragile (**Malla et al., 2023**).
- **Conditions environnementales** : le pH, la température, les rayons UV solaires, l'humidité et le niveau d'oxygène de l'environnement (**Emadian et al., 2017**).
- **Présence de biofilms** : La dégradation des MPs peut être soit entravée, soit favorisée par la formation de biofilms microbiens, en fonction des espèces microbiennes présentes et de leurs activités enzymatiques (**Zhai et al., 2023**).

3. Les types de dégradation du plastique

La dégradation des polymères synthétiques peut généralement être devisée comme biotique ou abiotique.

3.1. La dégradation abiotique du plastique

On peut la définir comme la décomposition des polymères plastiques en fragments plus petits et des groupes fonctionnels oxydés grâce à des facteurs abiotiques, c'est à dire des facteurs environnementaux tels que la lumière, la température, l'oxygène, l'humidité et les contraintes mécaniques. Ce processus fragmente les polymères, ce qui favorise généralement une biodégradation des fragments par la suite (**Bergmann et al., 2015 ; Gewert et al., 2015**).

3.1.1. Photodégradation

On peut la définir comme un processus essentiel dans l'initiation de la décomposition des MPs. Elle se déclenche sous l'effet de l'oxygène et les rayonnements UV, généralement des UV-B (290-315nm) et UV-A (315-400nm) (Muneer *et al.*, 2021). Ces rayonnements frappent le plastique et fournissent de l'énergie qui est absorbée par le plastique et a la capacité de casser certaines liaisons chimiques. Il en résulte des radicaux libres très réactifs. Ils vont attaquer d'autres parties du plastique ou réagissent avec l'oxygène et cela conduit à des scissions, des réticulations, la formation de produits inertes et la réduction du poids moléculaire du polymère. Le polymère devient fragile et susceptible à d'autres formes de dégradation (mécanique et/ou biologique) (Hawkins, 2012 ; Andray *et al.*, 2022).

Concernant les polymères spécifiques, le PE, largement utilisé, démontre une certaine résistance à la photodégradation due à l'absence de groupes chromophores. Le PS, en revanche, est plus vulnérable en raison de la présence de cycles phényle qui, sous irradiation, passent à un état excité. La stabilité des liaisons C-C dans des polymères comme le PE, le PVC, le PS et le PP conduit à une dégradation plus lente comparativement au PET (Muneer *et al.*, 2021).

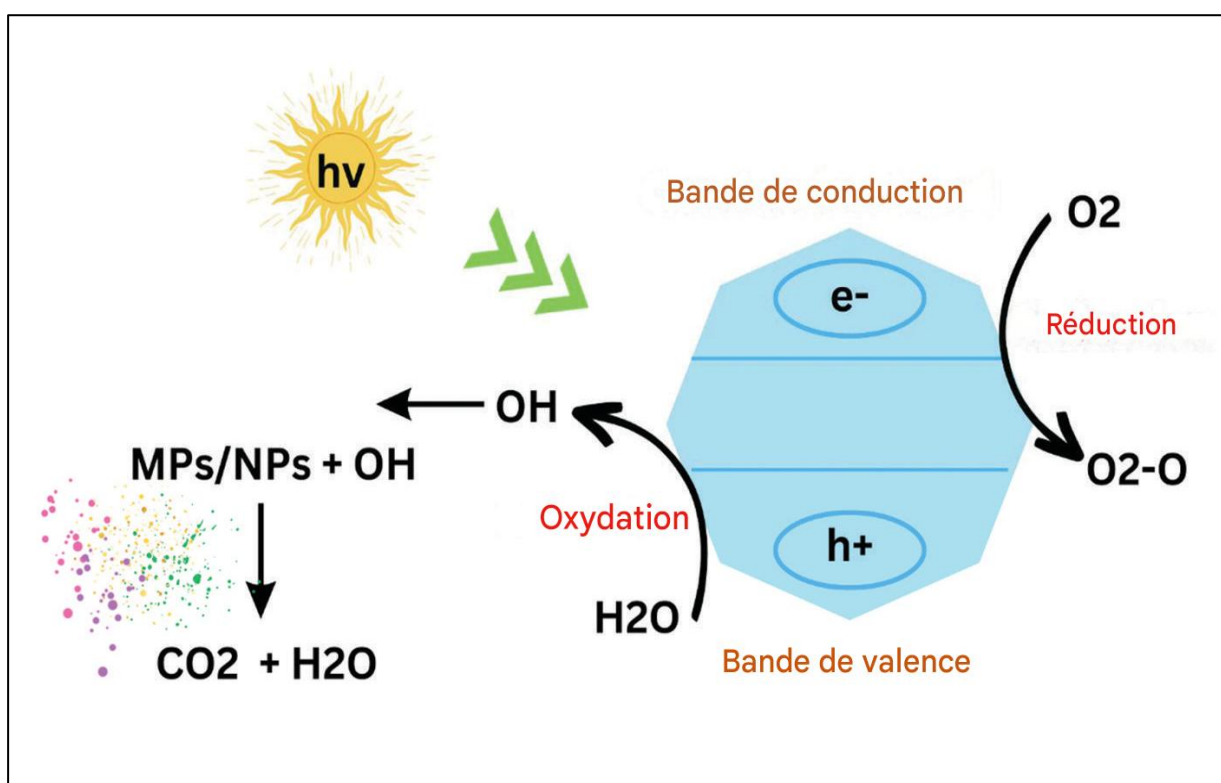


Figure 10 : Représentation schématique du mécanisme d'action de la dégradation photocatalytique des MP (Muneer *et al.*, 2021)

3.1.2. Dégradation thermique

La décomposition thermique des plastiques intervient à des températures élevées, sans l'ajout de substances chimiques. Puisque la majorité des polymères organiques sont thermiquement sensibles, leur exposition à la chaleur peut modifier leur stabilité, cristallinité, résistance mécanique et apparence (Muneer et al., 2021). À haute température, les polymères plastiques subissent des réactions thermo-oxydatives. Une fois le seuil énergétique atteint, leurs longues chaînes se cassent en radicaux, ce qui réduit leur poids et leur taille moléculaires. La température requise pour cette dégradation est dictée par les propriétés thermiques du plastique (notamment le point de fusion (T_m) et la température de transition vitreuse (T_g)) et la présence d'oxygène (Zhang et al., 2021).

En milieu inerte et contrôlé (haute température, air contrôlé), la dégradation thermique permet de scinder les macro-particules de plastique en micro-chaînes d'hydrocarbures. Bien que cette technologie offre une voie prometteuse pour la production de carburant à partir de microplastiques, elle fait face à des obstacles liés à l'efficacité de la conversion thermique (Zhang et al., 2021). Ce processus est aussi employé pour l'identification des plastiques via Pyr-GC/MS (pyrolyse-chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse), la génération de gaz synthétiques (hydrogène, méthane, monoxyde de carbone) ou de fioul (Liu et al., 2022).

3.1.3. Dégradation chimique

On général, ce type de dégradation est produit par hydrolyse et par dégradation oxydative, sous l'influence du pH (acide ou alcalin) et la salinité dans le milieu marin. Le taux de dégradation dépend de 5 facteurs : le type de polymère, le milieu de dépôt, la présence d'additifs, le milieu (Muneer et al., 2021).

Pendant la dégradation chimiques, l'utilisation de certaines substances chimiques est essentielle. Elles dissolvent les liaisons polymériques des plastiques et transformant le polymère en différentes formes non dangereuses. Toutefois, cette méthode de dégradation n'est utilisée qu'à petite échelle, car l'emploi d'agents chimiques pendant le processus entraîne la production de nombreux débris secondaires (Arpia et al., 2021).

3.1.4. Dégradation mécanique

La dégradation mécanique se déroule sous l'effet des forces externes (le vent et les vagues) ou des processus de gel et de dégel (Malla et al., 2023). Cela produit des particules

microscopiques, la même forme que des sédiments naturellement abrasés. L'efficacité de ce type de dégradation peut être optimisée lorsqu'elle est combinée à d'autres processus physico-chimiques (l'oxydation thermique, la photo-oxydation, l'hydrolyse et les changements de salinité et de pH) (Arpia et al., 2021).

3.2. La dégradation biotique du plastique

En termes simples, la biodégradation du plastique est l'action des micro-organismes qui décomposent les débris de plastique en nutriments carbonés. Ce faisant, ils altèrent la composition des plastiques, leur taille moléculaire et leurs propriétés physiques, y compris leur solidité (Zhai et al., 2023). En général, la biodégradation est précédée par dégradation abiotique qui génère des groupes carbonyle, ce qui rend le polymère plus hydrophile, facilitant ainsi sa biodégradation (Gewert et al., 2015).

3.2.1. Les étapes clés de la biodégradation

Le processus de la biodégradation comprend quatre phases clés :

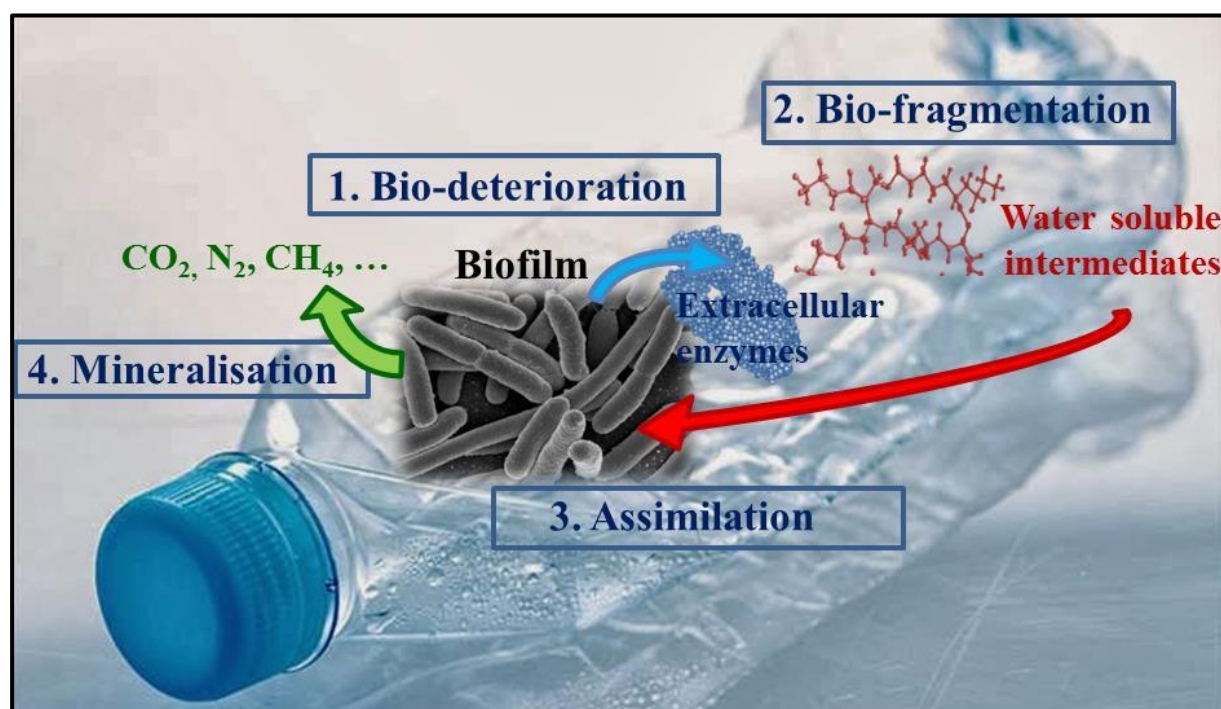


Figure 11: Les différentes étapes de la biodégradation du plastique par les bactéries (Shah et al., 2008)

- **La bio-détérioration** : un biofilm se forme sur la surface du plastique (figure12), provoquant des fissures mécaniques et souvent même des altérations chimiques grâce à la production de composés acides (Dussud et Chiglione, 2014)

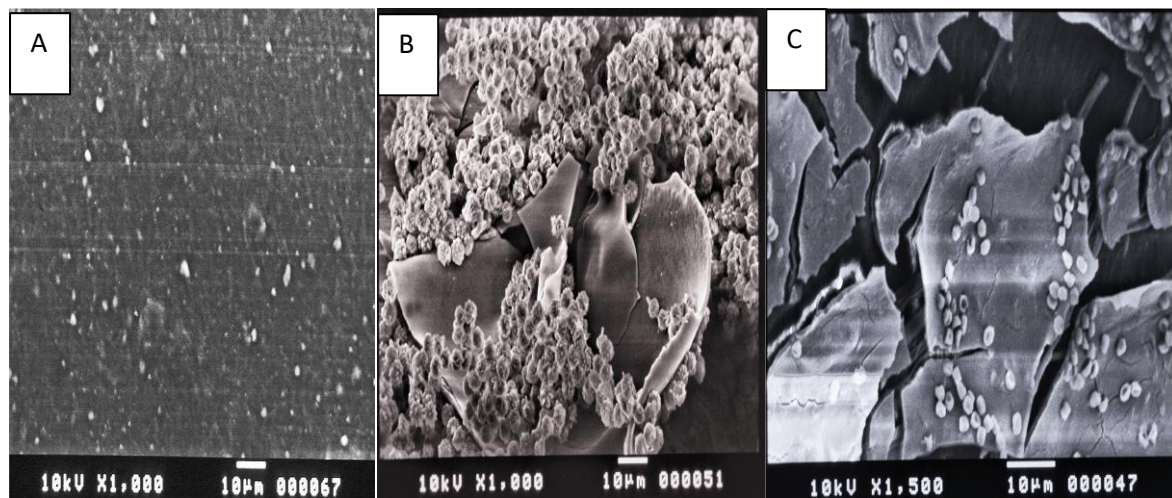


Figure 12 : Biofilm formé par *Aspergillus niger* sur la surface de LDPE observé au microscope électronique à balayage. A : Control ; B : *A. niger* sur la surface de LDPE ; C : *A. niger* sur la surface du LDPE après 77 jours (Saenz et al., 2019).

- **La bio-fragmentation** : les micro-organismes sécrètent des enzymes qui clivent les longues chaînes polymères en fragments plus petits, tels que des oligomères et des monomères. Cette réduction de taille facilite l'assimilation ultérieure par les micro-organismes (Dussud et Chiglione, 2014 ; Arpia et al., 2021). Par exemple, les oxygénases augmentent la solubilité dans l'eau des polymères plastiques, ce qui les rend plus facilement dégradables par les bactéries, les lipases et les estérases ciblent spécifiquement les groupes carboxyliques, tandis que les endopeptidases s'attaquent aux groupements amines (Dussud et Chiglione, 2014).
- **L'assimilation** : se réfère au processus par lequel les molécules plastiques de taille inférieure à 600Da pénètrent dans les cellules et sont transformées en biomasse et en composés cellulaires (Dussud et Chiglione, 2014).
- **Minéralisation** : fait référence à la décomposition totale du plastique en molécules oxydées (CO₂, N₂, CH₄, H₂O) (Dussud et Chiglione, 2014).

4. Les champignons dégradant le plastique

Ekanayaka et al. (2022) ont recensé, à partir de la littérature existante, un total de 395 souches fongiques appartenant aux principaux groupes taxonomiques, identifiées comme capables de dégrader divers types de plastiques.

De nombreuses espèces de champignons possèdent une capacité remarquable de décomposer et dégrader différents types de plastiques :

- ***Pestalotiopsis microspora*** : En 2011, une étude dans l'université de Yale a montré qu'il y a plusieurs champignons endophytes isolés de la forêt amazonienne équatorienne (Yasuni) parmi eux *P. microspora* qui est, à ce jour, le seul champignon connu capable de dégrader le PUR et l'utiliser comme unique source de carbone même en absence d'oxygène. C'est grâce à une enzyme hydrolase à sérine extracellulaire ($\approx 21\text{kDa}$), capable de décomposer le PUR en moins d'une heure dans des extraits filtrés (un liquide qui a été débarrassé des champignons, mais qui conserve leurs enzymes actives) (**Russell et al., 2011**).
- ***Parengyodontium album*** : Ce champignon du phylum Ascomycota a été isolé nouvellement de débris plastiques flottants dans le gyre subtropical du pacifique nord. Il a la capacité de minéraliser le PE prétraité par la lumière UV, c'est à dire le convertir en CO_2 par un taux de biodégradation de 0,044% / jour. Malgré cette forte minéralisation, seule une fraction minime du carbone provenant du PE est intégrée à la biomasse fongique (**Vaksma et al., 2024**).
- ***Aspergillus tubingensis*** : Ce champignon a été isolé du sol d'un site général d'enfouissement des déchets urbains à Islamabad au Pakistan. Dans un milieu liquide plus petits : il se développe à la surface du polymère et sécrète des enzymes (estérase et lipase) qui rompent les liaisons chimiques (**Khan et al., 2017**).
- ***Aspergillus terreus*** : Il a montré sa capacité de dégrader plus de 25% du PP en trois mois et un pourcentage peu élevé pour un PP prétraité (**Samat et al., 2023**). Dans une autre étude, où ce champignon a été isolé d'une mangrove équatorienne. Il a pu dégrader 30% du polymère PEBD (LPDE) non traité et à la présence de faible quantité de saccharose comme source de carbone (**Saenez et al., 2019**).

DEUXIEME PARTIE :
MATERIEL
ET METHODES

1. Isolement des champignons

1.1. Le site de prélèvement

Afin de réaliser notre travail ; le lieu de nos prélèvements c'était un petit champ des oliviers situé à Bouhanak (Tlemcen) (figure 13)



Figure 13 : Situation de station de prélèvements



Figure 14 : Site de prélèvement

1.2. Échantillonnage

Trois échantillons de sol ont été prélevés de manière aléatoire dans la zone rhizosphérique (0–15 cm de profondeur) de parcelles cultivées. Chaque échantillon a été collecté à l'aide de spatules stériles, placé dans des sachets en plastique stériles, puis transporté au laboratoire pour les manipulations ultérieures.

1.3. Milieu d'isolement

Afin de réaliser l'isolement de la microflore des échantillons, un milieu de culture a été utilisé, c'est le milieu PDA (Potatoes Dextrose Agar) (voir l'annexe).

Pour prévenir toute contamination bactérienne, le milieu PDA (un flacon de 200 ml) en surfusion est additionné d'1,5 ml d'acide lactique à 25 % (**Brahimi-Kholkhal et Moussaoui, 2019**).

1.4. La mise en culture

Les suspensions mères des échantillons ont été préparées en mélangeant 1 g de sol à 9 mL d'eau physiologique, puis homogénéisées pendant 30 secondes à l'aide d'un agitateur vortex.

Une quantité de 1 ml de chaque suspension a été répartie uniformément à la surface de boîtes de Pétri contenant le milieu PDA par mouvement circulaire.

Après un repos de quelques minutes le surplus a été jeté et les boîtes de pétri ont été laissées se sécher à l'air libre devant le Bec Bunsen.

Les boîtes ont été étiquetées avec le numéro de l'échantillon et la date d'ensemencement, puis incubées.

L'incubation a été effectuée à 25°C pendant 7 jours (**Botton et al., 1990**).

1.5. Purification et conservation

Les souches isolées ont été purifiées par repiquage sur le même milieu d'isolement. Cette étape de purification est essentielle pour l'identification précise des souches fongiques

En plus, les souches pures ont été repiquées sur le même milieu incliné dans des tubes à vis, puis conservées à 4°C.

1.6. Identification morphologique

L'identification des souches fongiques isolées a été réalisée sur la base de caractéristiques morphologiques macroscopiques (forme, couleur, texture des colonies, sécrétion de pigments) et microscopiques (structure des spores, hyphes), en se référant à des clés d'identification standard telles que celle de (**Barnett et Barry, 1972**).

Concernant l'observation microscopique, on a utilisé la technique de la bande adhésive qui est une technique simple consistant à prélever la souche cultivée sur la boîte à l'aide d'un morceau de scotch transparent et le coller directement sur une lame stérile ; ensuite l'observation se fait directement sur la lame à l'objectif $\times 10$ puis à l'objectif $\times 40$ (**Rodriguez-Tudela et Aviles, 1991**).

2. Tests de biodégradation du plastique par les champignons isolés

2.1. Dégradation du plastique en milieu liquide

Des sachets plastiques commerciaux de type LDPE (PEBD) selon la littérature (des sachets de congélation), ont été découpés en carrés de 3×3 cm.

Un morceau de plastique a été introduit dans chaque flacon de 250 mL contenant 100 mL de milieu liquide Czapek (**Saenz et al., 2019**). Ensuite, les flacons sont dirigés vers la stérilisation à l'autoclave pendant 20 min à 120°C .

Pour préparer les suspensions fongiques, nous avons prélevé trois disques d'agar de chaque boîte de Petri contenant une culture purifiée, à l'aide d'une pipette Pasteur. Ces disques ont été placés dans un tube contenant 5 ml d'eau distillée. Ensuite, chaque suspension a été homogénéisée au vortex pendant 30 secondes.

Après ça, on a versé dans chaque flacon une suspension fongique différente. En plus, l'ajout d'un témoin, c'est-à-dire un contrôle (+) sans champignons et avec plastique.

Afin d'éviter la photodégradation du plastique, les flacons ont été recouverts par du papier aluminium.

L'incubation a été réalisée dans le laboratoire à une température ambiante pendant 42 jours.

Pour la lecture des résultats, on a observé visuellement la présence d'un trouble et/ou une croissance fongique autour et/ou à la surface des morceaux LDPE. Puis, chaque morceau a

été placé sur une lame pour une observation directe au microscope optique (objectif x10, x40), comme illustré par la Figure 15.

Après avoir nettoyé et séché les morceaux de LDPE, la masse a été déterminée et une comparaison des poids avant et après l'incubation a été effectuée afin de calculer le taux de dégradation du plastique de chaque souche.

$$\text{Pourcentage de dégradation (\%)} = (m_0 - m_f / m_0) \times 100$$

Dont m_0 : masse initiale du morceau de LDPE

m_f : masse finale du morceau LDPE

2.2. Dégradation du plastique dans le sol

Afin de réaliser ce test, des sachets en plastique commercial (sachets de congélation) ont été utilisés. Selon la bibliographie, ils sont de type LDPE (PEBD).

Ils ont été coupés en petits morceaux de 3 cm*3 cm. Ensuite, on a mis le sol dans des flacons avec les morceaux de LDPE pour la stérilisation.

Après stérilisation de l'ensemble à l'autoclave pendant 30 min à 120°C. On a mis le sol dans des pots, et l'ajout dans chacun un morceau de plastique.

Pour préparer les suspensions fongiques, nous avons prélevé trois disques d'agar de chaque boîte de Petri contenant une culture purifiée, à l'aide d'une pipette Pasteur. Ces disques ont été placés dans un tube contenant 5 ml d'eau distillée. Ensuite, chaque suspension a été homogénéisée au vortex pendant 30 secondes.

Ensuite, on a versé dans chaque pot une suspension fongique différente, sauf le témoin qui contient seulement le sol et le morceau de plastique.

Les pots ont été recouverts par du papier film afin d'éviter les contaminations.

L'incubation a été réalisée dans le laboratoire à une température ambiante pendant 42 jours.

Pour la lecture des résultats, on a observé visuellement la présence d'une croissance fongique autour et/ou à la surface des morceaux LDPE. Puis, chaque morceau a été placé sur une lame pour une observation directe au microscope optique (objectif x10, x40), comme illustré par la Figure 15.

Après avoir nettoyé et séché les morceaux de LDPE, la masse a été déterminée et une comparaison des poids avant et après l'incubation a été effectuée afin de calculer le taux de dégradation du plastique de chaque souche.

$$\text{Pourcentage de dégradation (\%)} = (m_0 - m_f / m_0) \times 100$$

Dont m_0 : masse initiale du morceau de LDPE

m_f : masse finale du morceau LDPE



Figure 15 : La mise du morceau LDPE dégradé sur une lame

TROISIEME PARTIE :
RESULTATS
ET DISCUSSION

1. Résultats

1.1. Résultats d'isolement

Les résultats des échantillons prélevés à partir du sol cultivé des oliviers sont représentés dans la figure 16 et le tableau 4.

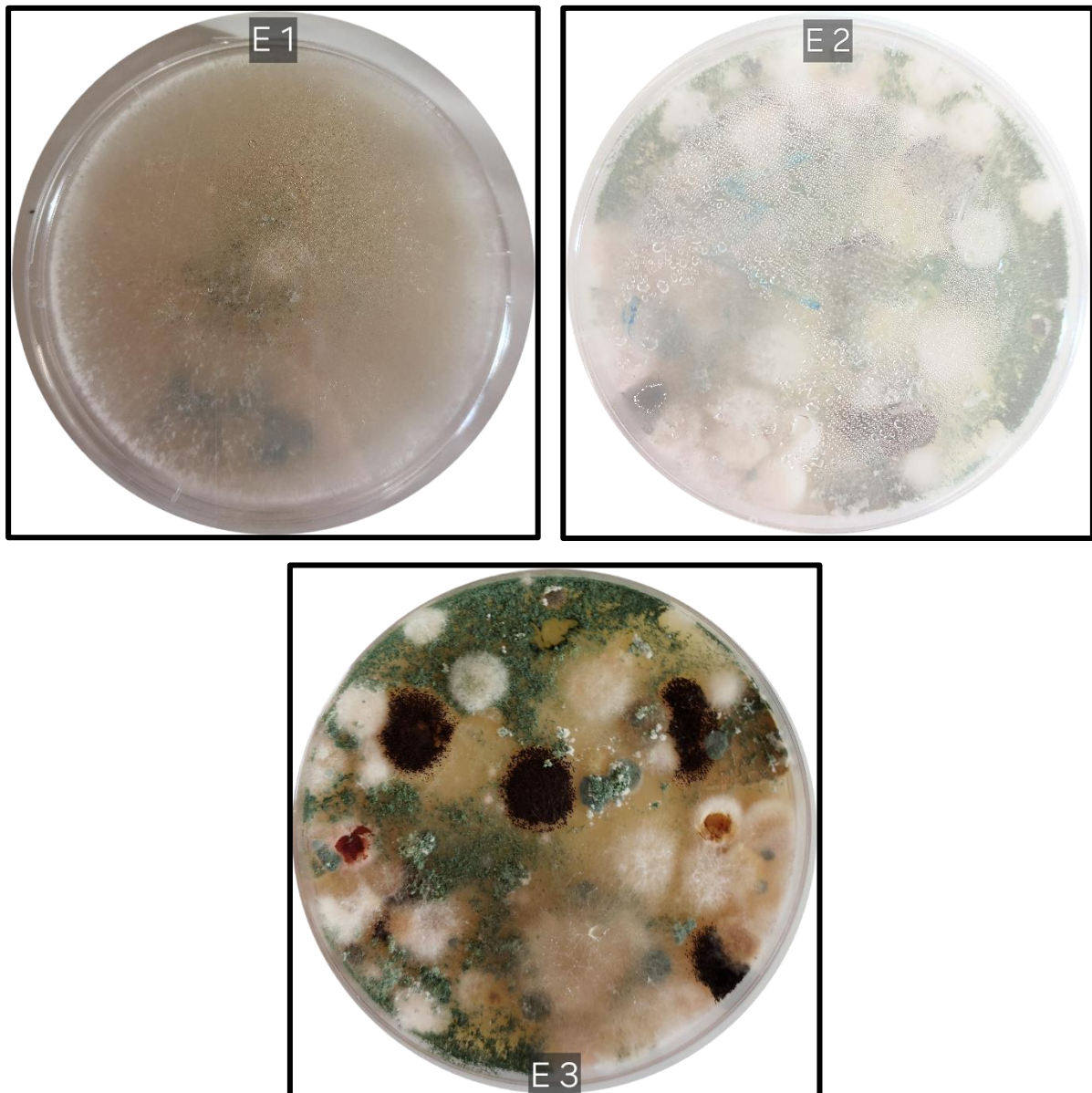


Figure 16 : Résultats d'isolement des champignons

Tableau 4 : Les résultats d'isolement des champignons

Échantillon	Souche	Nombre de colonies	Couleur	Couleur du reverse	Présence de pigment diffusible
3	E ₃ 1	Envahissant	Vert	Vert	Absent
3	E ₃ 2	8	Jaune blanchâtre	Marron	Absent
3	E ₃ 3	6	Noir	Vert noirâtre	Absent
3	E ₃ 4	13	Blanche	Jaune	Absent
3	E ₃ 5	2	Rose	Marron	Rouge

D'après la figure 16 et le tableau 4, on remarque que les résultats obtenus indiquent une richesse spécifique relativement faible :

- Concernant les boîtes des échantillons E1 et E2, elles sont contaminées par les mucorales. Le milieu PDA n'est pas sélectif, donc il n'empêche pas la croissance des champignons indésirables. En même temps, ce résultat peut être dû à un mauvais scellement des boîtes où les spores aéroportées de mucorales peuvent facilement y entrer.
- Le processus d'isolement de l'échantillon E3 a mis en évidence la présence de 5 types différents.

1.2. Résultats de purification

Une purification des colonies est effectuée par repiquages successifs sur milieu PDA en boîtes de pétri, suivie d'une incubation à 25C° durant sept jours (figure 17).

Les souches pures doivent être cultivées sur des milieux PDA dans des tubes inclinés et incubées pendant 7 jours à une température de 30°C. Une fois qu'elles ont poussé, elles sont conservées à 4°C (figure18).

La purification des souches fongiques permet d'obtenir une culture pure et exempte de contaminants (autres champignons ou levures), afin de faciliter l'identification macroscopique et microscopique et de permettre une caractérisation fiable du champignon étudié.

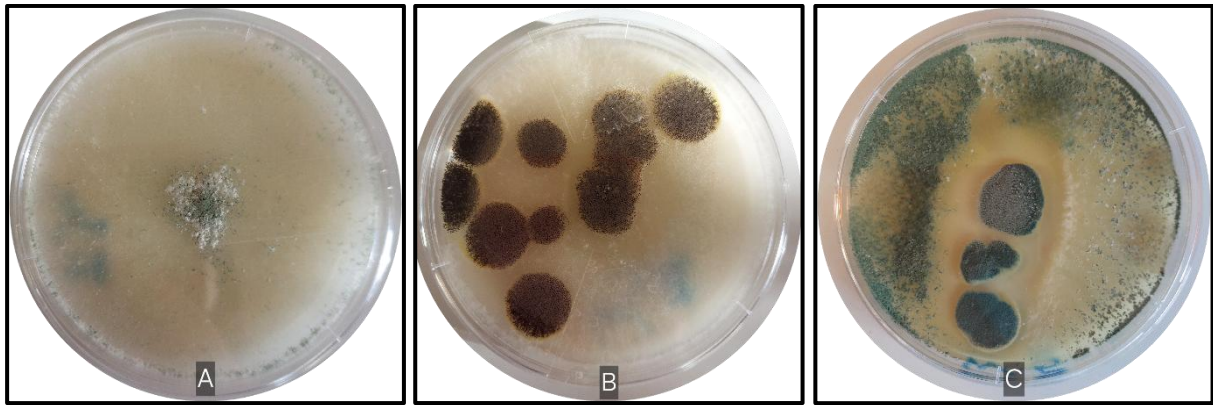


Figure 17: Résultats de purification des souches dans les boîtes pétri

A : *Trichoderma*, **B :** *Aspergillus niger*, **C :** *Penicillium*

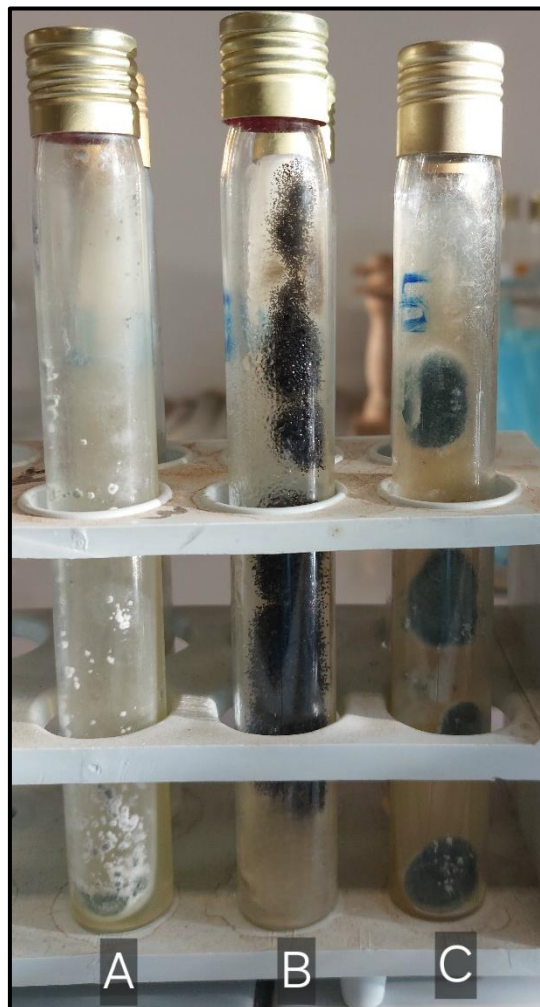


Figure 18 : Résultats de purification des souches dans des tubes inclinés

A : *Trichoderma*, **B :** *Aspergillus niger*, **C :** *Penicillium*

1.3. Résultats d'identification

L'identification des différentes souches fongiques a été réalisée en s'appuyant à la fois sur des observations macroscopiques et microscopiques. Cette démarche s'est fondée principalement sur les clés de détermination des genres, prenant en compte les caractéristiques de culture et la morphologie observée au microscope, conformément aux méthodes décrites par **Botton (1990)**, **Guiraud (1998)** et **Chabasse et al. (2002)**.

1.3.1. L'identification macroscopique

D'après **PITT (1991)** et **Gunasekaran (2014)**, l'identification macroscopique repose sur les caractéristiques physiques des champignons cultivés sur le milieu PDA. Il faut examiner les critères tels que la couleur, la texture, la prolifération et la vitesse de croissance des colonies, la sécrétion des pigments diffusibles. Ces éléments permettent d'orienter l'identification initiale du genre fongique à partir de critères visuels.

L'identification macroscopique des souches (E₃ 1, E₃ 2, E₃ 3, E₃ 4 et E₃ 5) a montré la présence de 5 genres : *Trichoderma*, *Penicillium*, *Aspergillus*, *Blastomyces* et *Phialomyces*.

- ***Trichoderma* :**

Selon les observations rapportées par **Cournut (1984)**, **Landreau (2001)** et **Kubicek et al. (2003)**, les souches de *Trichoderma* cultivées sur milieu PDA se développent rapidement et abondamment dans des boîtes de Pétri, formant des colonies initialement blanches et duveteuses, qui prennent progressivement une teinte verte. La coloration des colonies dépend de la pigmentation des phialides. Environ cinq jours après la germination, la conidie produit un mycélium blanc, stérile et circulaire. Deux jours supplémentaires suffisent pour voir apparaître une pigmentation verte sur les structures aériennes du mycélium, signe de l'entrée en phase de conidiogenèse. Des cercles concentriques réguliers se forment ensuite au fil du développement (figures 17 et 18).

- ***Aspergillus* :**

Selon les travaux de, **Klich (2002)**, **Diba et al. (2007)** et **Samson et al. (2014)**, les souches du genre *Aspergillus* cultivées sur milieu PDA ou Czapek-Dox présentent une croissance rapide, caractérisée par l'apparition de colonies denses, initialement blanches ou jaunâtres. Au fil du développement, ces colonies prennent une coloration spécifique au taxon, allant du vert olive au noir, en fonction de la pigmentation des conidies. Dès les premiers jours,

les colonies adoptent une structure uniforme et veloutée, avant de devenir granuleuses à maturité. Généralement, trois à cinq jours après l'ensemencement, un mycélium aérien se développe de manière circulaire, accompagné de la formation de conidiophores dressés. Ces derniers portent des têtes conidiennes globuleuses ou radiées, indicatives du genre. La sporulation est souvent marquée par l'apparition de zones concentriques ou de textures différenciées à la surface des colonies (figures 17 et 18).

- ***Penicillium* :**

D'après **Tabuc (2007)**, les champignons du genre *Penicillium* présentent une croissance rapide et aisée sur des milieux de culture couramment utilisés, tels que les géloses au malt ou de Sabouraud. Leur développement optimal se situe à des températures modérées, comprises entre 20 et 27°C. Dès 48 heures d'incubation, on peut observer l'apparition de colonies plates constituées de courts filaments aériens, généralement de couleur blanche. Après 3 à 4 jours, la sporulation confère aux colonies une coloration variée, le plus souvent dans des nuances de vert (vert bleu, vert gris, vert jaune, gris-bleu), mais pouvant également être jaune, orange, chamois, rose ou rouge selon l'espèce, avec parfois la production de pigments diffusibles dans le milieu (figures 17 et 18).

- ***Phialomyces* :**

Selon les travaux de **Malloch et Cain (1972)**, ainsi que ceux de **Domsch et al. (2007)** et **Seifert et al. (2011)**, l'identification des champignons du genre *Phialomyces* peut se faire, dans un premier temps, par l'observation macroscopique de leurs colonies cultivées sur des milieux classiques comme la gélose de Sabouraud, le PDA. À température ambiante, comprise entre 22 et 27 °C, ces champignons montrent une croissance plutôt lente à modérée.

Les colonies apparaissent généralement plates, à surface lisse ou légèrement floconneuse, et présentent une texture feutrée ou poudreuse, en fonction du stade de développement. Leur couleur varie du blanc au crème au début de la croissance, pouvant tirer vers des tons beiges ou brun pâle avec le temps. À noter que le revers des colonies peut afficher des teintes jaunâtres ou brunâtres, sans production notable de pigments diffusibles dans le milieu.

D'un point de vue macroscopique, *Phialomyces* se distingue par la discrétion de son apparence : l'absence de pigments intenses, la texture modérée et la croissance peu aérienne rendent parfois son identification difficile sans l'appui d'une observation microscopique. Il est

donc important de compléter l'examen par l'étude des structures reproductrices pour éviter toute confusion avec des genres voisins tels que *Acremonium* ou *Gliocladium* (figure 16).

- ***Blastomyces* :**

Selon les observations de **Klein et Tebbets (2007)**, ainsi que celles rapportées par **McBride et al. (2017)**, les espèces appartenant au genre *Blastomyces* montrent une croissance relativement modérée lorsqu'elles sont cultivées sur des milieux classiques comme la gélose de Sabouraud ou le BHI (Brain Heart Infusion), à une température avoisinant les 25 °C. Leur développement est particulièrement favorable dans une plage thermique comprise entre 22 et 28 °C, ce qui correspond à leur phase mycélienne. Après une période d'incubation de cinq à sept jours, on note l'apparition de colonies à l'aspect duveteux ou poudreux, initialement blanches à beige crème, qui tendent à foncer avec le temps, adoptant des tons grisâtres ou brunâtres. Ces structures sont composées d'un réseau de filaments mycéliens septés, bien ramifiés.

Au fil de la maturation, le champignon entame sa sporulation, produisant des conidies en chaînes ou isolées, de forme sphérique à piriforme, portées latéralement sur les hyphes ou groupées en grappes. Lorsque les conditions de culture sont modifiées et que la température atteint 37 °C, *Blastomyces* entre dans sa forme levurienne. À ce stade, des cellules de grande taille, épaissies, apparaissent et donnent naissance à des colonies de teinte crème à beige. Ce changement morphologique, marqueur de son dimorphisme thermique, est directement lié à son potentiel pathogène chez l'humain (figure 16).

1.3.2. L'identification microscopique

L'identification microscopique repose sur l'observation au microscope optique.

- ***Trichoderma***

Sous microscope optique, les structures mycéliennes de la souche *Trichoderma* apparaissent constituées d'hyphes septés, ramifiés, à parois lisses, souvent de teinte jaunâtre (**Gams et Bissett, 1998 ; Domsch et al., 2007**). Les conidiophores adoptent une morphologie typiquement conique à pyramidale, et présentent un degré de ramification important. Ils supportent des phialides en forme de flasque ou de bouteille, caractéristiques du genre. Ces phialides donnent naissance à des conidies (également appelées phialospores), qui se disposent en chaînes (**Barnett et Barry, 1972**).

Il est à noter que les différentes espèces de *Trichoderma* présentent une morphologie très similaire au microscope, rendant leur distinction difficile. Pendant longtemps, la plupart de ces isolats ont été regroupés sous l'appellation unique de *Trichoderma viride*, en raison de cette grande homogénéité morphologique (Bissett, 1991 ; Samuels, 2006) (figure 19).

- ***Penicillium***

D'un point de vue morphologique, les champignons appartenant au genre *Penicillium* se caractérisent par une structure typique en forme de pinceau, facilement reconnaissable en microscopie (Barnett et Barry, 1972 ; Pitt, 1979 ; Samson et al., 2010). Leur thalle est formé d'hyphes cloisonnés à partir desquels émergent des conidiophores, simples ou ramifiés, qui se terminent par des structures en pénicille. Ces pénicilles supportent des phialides, à l'origine de la production de conidies (Barnett et Barry, 1972 ; Gauthier, 2016).

Les conidiophores peuvent apparaître isolés ou regroupés en faisceaux lâches, et dans certains cas, former des structures plus complexes appelées corémies (sortes de colonnes composées de conidiophores serrés). Les phialides produisent alors des conidies qui s'organisent en chaînes, un arrangement typique chez *Penicillium* (Barnett et Barry, 1972 ; Gauthier, 2016) (figure 19).

- ***Aspergillus niger***

D'un point de vue morphologique, *Aspergillus niger* se distingue par la formation de colonies rapidement expansives, généralement d'un noir profond ou brun foncé à maturité, en raison de la forte production de spores pigmentées (Samson et al. 2014). Le thalle est constitué d'hyphes hyalins, septés et bien ramifiés. Les conidiophores, dressés à partir du mycélium, sont longs, lisses, non ramifiés, et se terminent par une vésicule globuleuse caractéristique (Nyongesa et al., 2015).

Autour de cette vésicule se développent des cellules spécialisées appelées stérigmates, qui peuvent être disposées en une ou deux couches (unisériés ou bisériés), selon la souche. Ces stérigmates portent les phialides, à l'origine des conidies. Ces dernières sont sphériques à subglobuleuses, rugueuses, et se forment en longues chaînes radiées, donnant à l'ensemble un aspect de tête noire compacte typique du genre (1972 ; Klich, 2002) (figure 19).

- *Phialomyces*

Le genre *Phialomyces* se distingue par des traits morphologiques bien définis observables en microscopie optique. Les hyphes sont généralement fins, mesurant entre 2 et 5 microns de diamètre, avec des cloisons régulières typiques des espèces appartenant à la famille des *Aspergillaceae*. Ils présentent une texture lisse et translucide (**Misra et Talbot, 1964 ; Barnett et Barry, 1972**).

Les conidiophores, structures érigées à partir du mycélium, adoptent une forme caractéristique en trois niveaux de ramification (disposition terverticillée), un élément distinctif permettant de différencier ce genre d'autres groupes fongiques proches. Ce schéma de ramification hiérarchisée est particulièrement utile pour l'identification au microscope (**Misra et Talbot, 1964 ; Barnett et Barry, 1972**).

À l'extrémité des conidiophores se trouvent les phialides, cellules spécialisées dans la production asexuée des spores. La formation des conidies suit un mode blastique, c'est-à-dire qu'un bourgeonnement initial est suivi de la séparation de la cellule-fille. Les conidies produites sont typiquement disposées en chaînes simples et peuvent varier légèrement de forme selon les espèces, allant de globuleuses à légèrement ovales (**Misra et Talbot, 1964**).

Cette combinaison morphologique – hyphes septés étroits, conidiophores terverticillés et sporulation blastique – confère au genre *Phialomyces* une signature microscopique claire, bien qu'il partage certains caractères avec d'autres genres tels que *Aspergillus* ou *Penicillium* (**Misra et Talbot, 1964**) (figure 19).

- *Blastomyces*

Ce genre des champignons possède la capacité de changer de forme en fonction de la température. Dans un environnement à température ambiante, il se développe sous un aspect filamenteux typique des moisissures. En revanche, lorsqu'il est exposé à une température corporelle (environ 37 °C), il prend une forme levuriforme (**Barnett et Barry, 1972 ; Harket et al., 2007**).

À ce stade, les cellules apparaissent arrondies ou légèrement ovales, avec un diamètre variable allant de 8 à 15 microns. Elles présentent une paroi épaisse bien définie et se reproduisent par un bourgeonnement caractéristique, avec une zone d'attache large entre la cellule mère et le bourgeon. Ce mode de multiplication constitue un critère d'identification

important. De plus, certaines cellules peuvent contenir plusieurs noyaux ou présenter plusieurs bourgeons (Barnett et Barry, 1972 ; Harket et al., 2007) (figure 19).

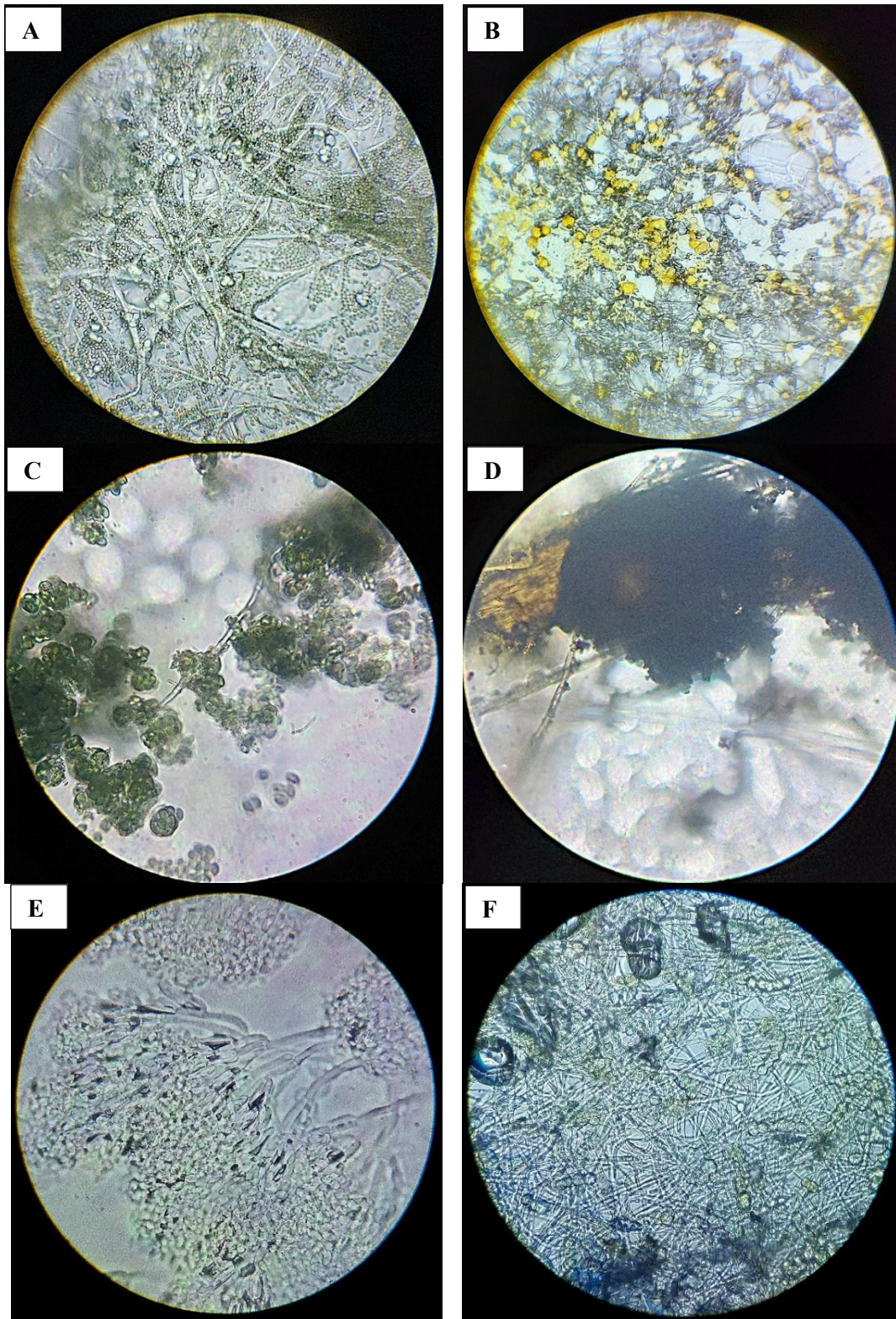


Figure 19 : Aspects microscopiques des souches isolés.

A : *Trichoderma* Gr x40, **B :** *Blastomyces* Gr x40, **C :** *Aspergillus niger* Gr x10
D : *Aspergillus niger* Gr x40, **E :** *Penicillium* Gr x100, **F :** *Phialomyces* Gr x40

1.4. Résultats de test de biodégradation sur milieu liquide

1.4.1. Observation macroscopique

Après une période d'incubation de 42 jours, une croissance des souches a été notée dans les flacons contenant le milieu Czapek, en comparaison avec le témoin (figure 20).

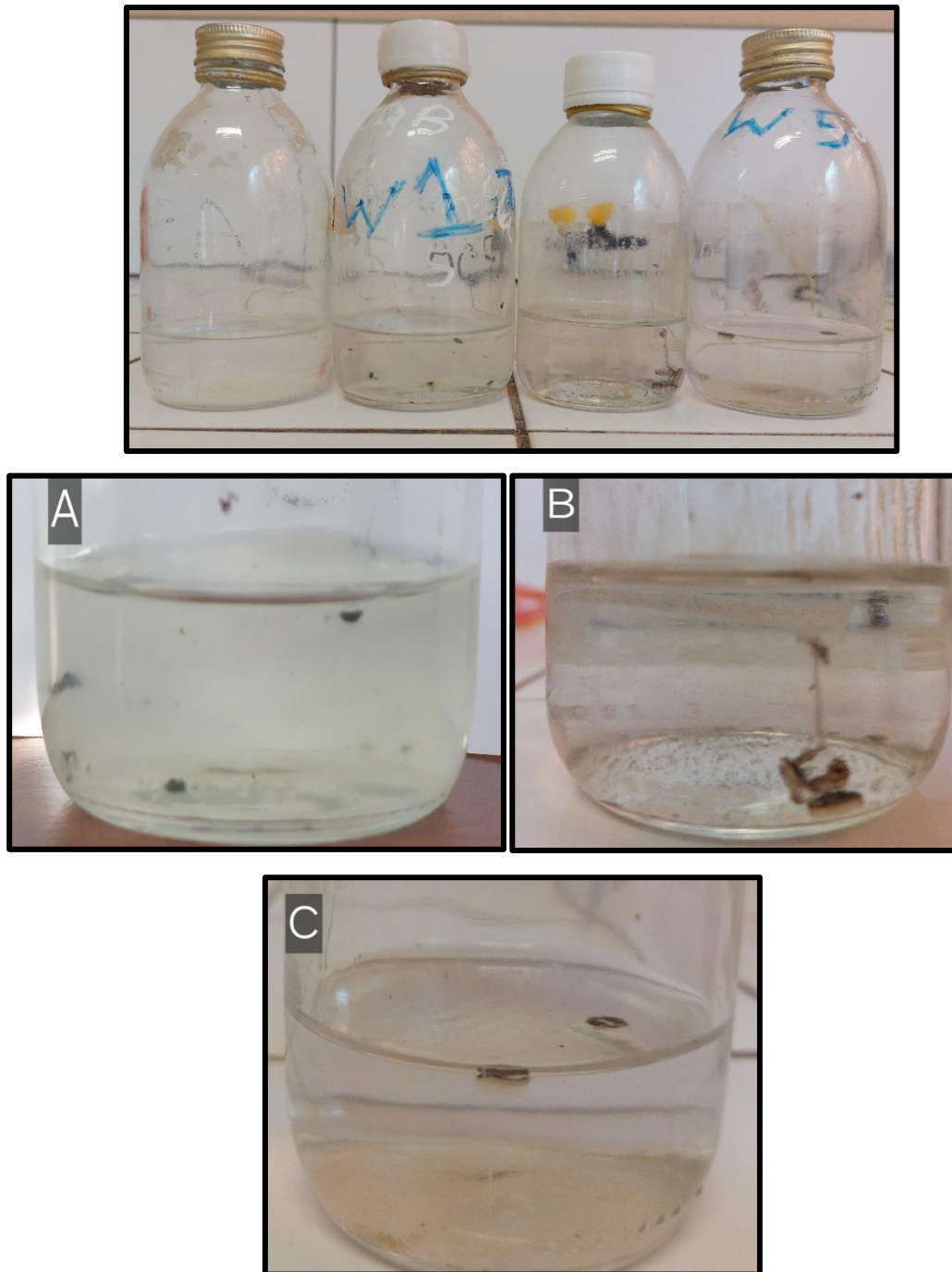


Figure 20 : Résultats de test de biodégradation du plastique sur milieu liquide

A : *Trichoderma*, **B :** *Aspergillus niger*, **C :** *Penicillium*

1.4.2. Observation microscopique

Après le lavage et le séchage des morceaux LDPE ont été observé par la microscopie optique (Figure 21).

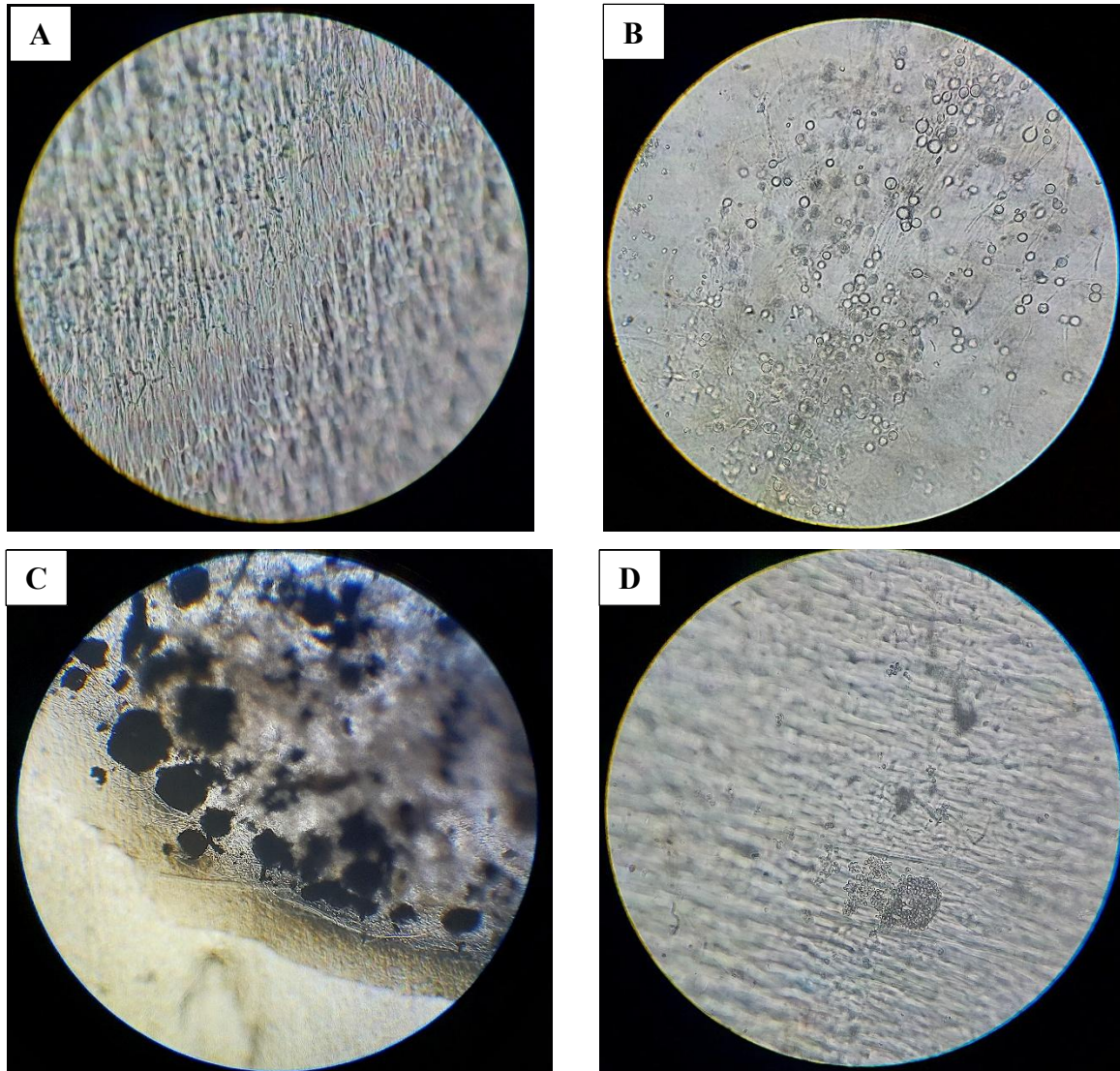


Figure 21 : L'observation microscopique des LDPE biodégradé sur milieu liquide

A : Témoin Gr x40 ; **B :** *Trichoderma* Gr x40 ; **C :** *Aspergillus niger* Gr x10 **D :** *Penicillium* Gr x40

1.4.3. Résultats de la mesure des poids

Les poids des morceaux LDPE ont été mesuré avant et après l'incubation (Tableau 5).

Le taux de dégradation(%) = $(m_0 - m_f / m_0) \times 100$ (Ogunbayo et al., 2019)

Tableau 5 : Les poids mesurés des morceaux LDPE avant et après la biodégradation dans le milieu liquide

Souche	Taille	m_0	m_f	Taux de dégradation
Témoin	3*3cm	0,0074g	0,0074g	0%
<i>Trichoderma</i>	3*3cm	0,007g	0,0068g	2,86%
<i>Aspergillus niger</i>	3*3cm	0,0073g	0,007g	4,11%
<i>Penicillium</i>	3*3cm	0,0078g	0,0073g	6,41%

D'après le tableau 5, on a remarqué que le pourcentage de dégradation le plus élevé est observé chez *Penicillium* (6,41%), suivie par *Aspergillus niger* (4,11%) et enfin *Trichoderma* (2,86%). La masse du témoin n'a pas changé (0%).

1.5. Résultats du test de biodégradation dans le sol

1.5.1. Observation macroscopique

Après une période d'incubation de 42 jours, une croissance des souches a été notée sur les morceaux LDPE dans le sol, en comparaison avec le témoin (figure 22).

1.5.2. Observation microscopique

Après le lavage et le séchage des morceaux LDPE. Ils ont été observé par la microscopie optique (Figure 23).

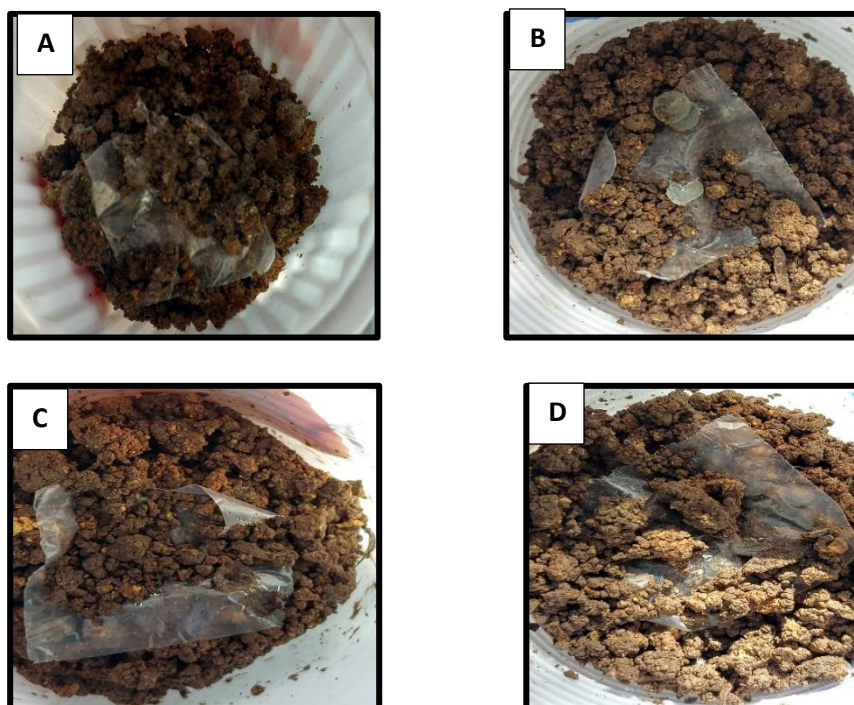


Figure 22 : Résultat de biodégradation du plastique dans le sol. **A:** témoin, **B:** *Trichoderma*, **C:** *Aspergillus niger*, **D:** *Penicillium*

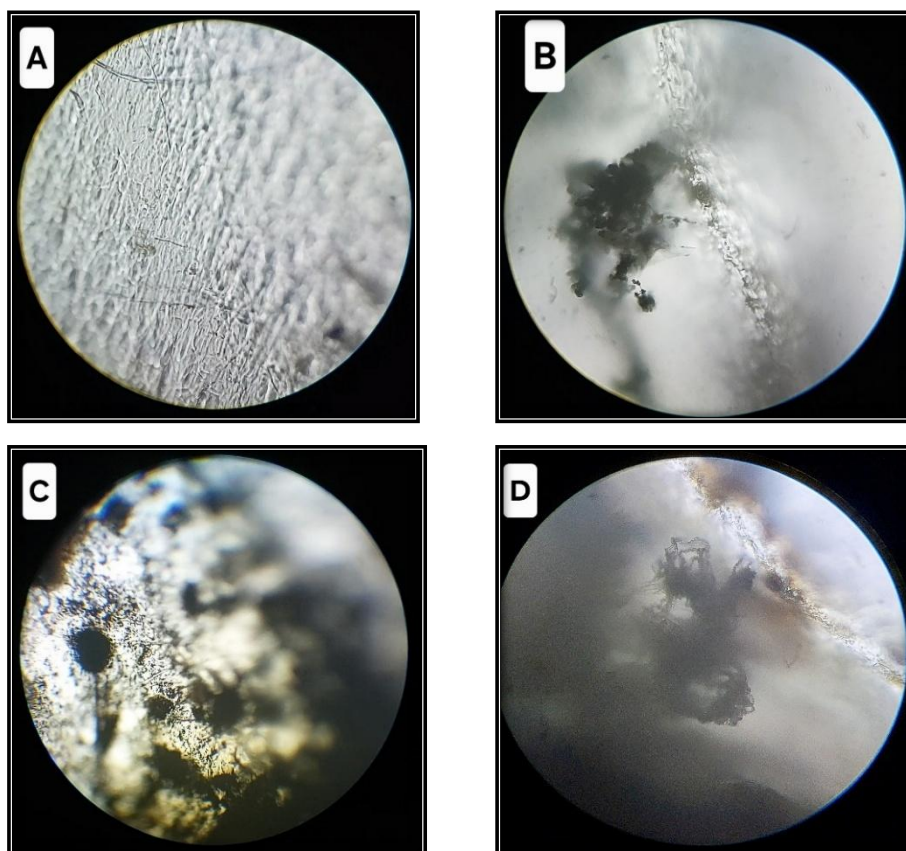


Figure 23: L'observation microscopique des LDPE biodégradé dans le sol. **A:** témoin Gr x40, **B:** *Trichoderma* Gr x40, **C:** *Aspergillus niger* Gr x10, **D:** *Penicillium* Gr x40

1.5.3. Résultats de la mesure des poids

Les poids des morceaux LDPE ont été mesurés avant et après l'incubation (Tableau 6).

Le taux de dégradation(%) = $(m_0 - m_f / m_0) \times 100$ (Ogungayo et *al.*, 2019)

Tableau 6 : Les poids mesurés des morceaux LDPE avant et après la biodégradation dans le sol

Souche	Taille	m_0	m_f	Taux de dégradation
Témoin	3*3cm	0,0068g	0,0068g	0%
<i>Trichoderma</i>	3*3cm	0,0068g	0,0065g	4,41%
<i>Aspergillus niger</i>	3*3cm	0,0065g	0,0063g	3,08%
<i>Penicillium</i>	3*3cm	0,0069g	0,0066g	4,35%

D'après le tableau 6, on a constaté que le rapport de dégradation le plus haut est observé chez *Trichoderma* (4,41%), suivie par *Penicillium* (4,35%) et enfin *Aspergillus niger* (3,08%). La masse du témoin a été restée constante (0%).

1.6. Comparaison entre les résultats de biodégradation en milieu liquide et dans le sol

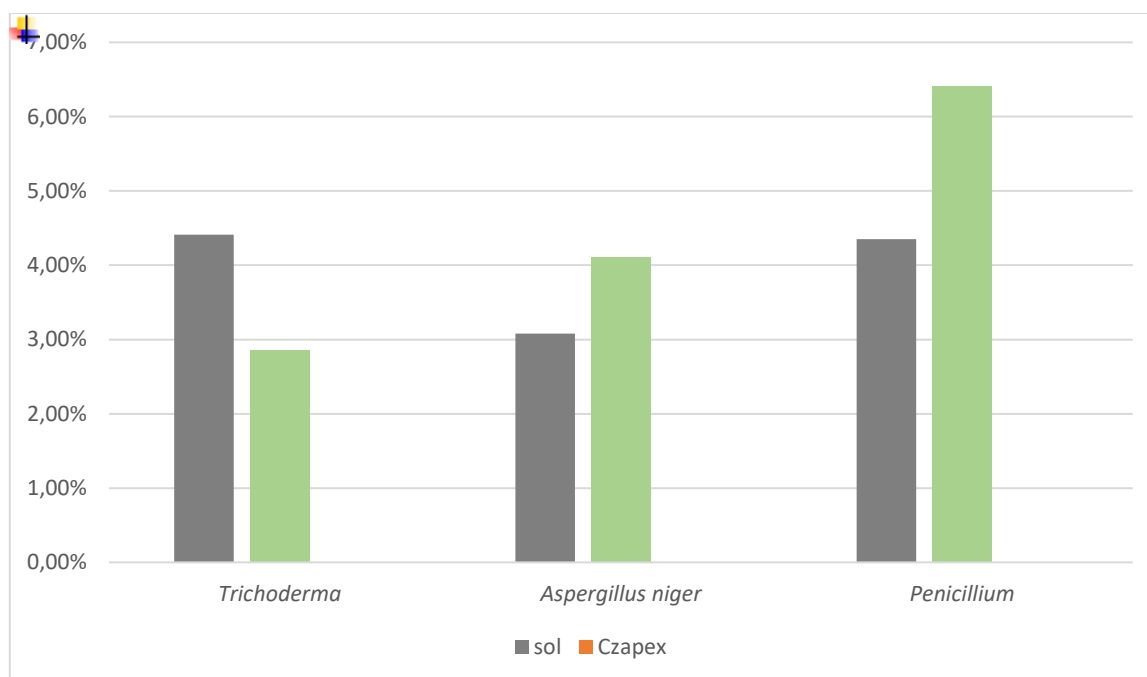


Figure 24 : Histogramme de taux de dégradation des souches sur milieu Czapek et le sol

L'histogramme compare les taux de dégradation de trois souches fongiques (*Trichoderma*, *Aspergillus niger* et *Penicillium*) sur le sol et le milieu Czapek.

Le taux de dégradation de *Trichoderma* est plus élevé dans le sol (4,41%) que dans le milieu Czapek (2,86%). Cela suggère que *Trichoderma* est plus actif ou plus adapté au sol en matière de dégradation.

Pour *Aspergillus niger*, le taux est légèrement plus élevé dans Czapek (4,11%) que dans le sol (3,08%). Il semble mieux se développer ou dégrader dans le milieu Czapek.

Penicillium, c'est la souche qui montre les taux de dégradation les plus élevés, avec une nette dominance en Czapek (6,41%), contre 4,35 % dans le sol. Il se distingue comme la souche la plus efficace en dégradation, surtout en milieu Czapek.

2. Discussion

Selon les travaux de **Alvarez-Rodriguez et al. (2003)** ainsi que ceux de **Boiron (2005)**, les genres *Penicillium* et *Trichoderma* représentent des souches indigènes fréquemment retrouvées dans divers types de sols. Par ailleurs, *Penicillium* apparaît de manière récurrente au sein de la microflore de nombreuses régions à travers le monde.

Par ailleurs, *Aspergillus niger* est un champignon saprophyte largement répandu, capable de se développer sur une grande variété de substrats et présent dans presque toutes les régions du globe, indépendamment des conditions climatiques (**Šimonovičová et al., 2021**). Sa large répartition s'explique par la capacité de ses conidies à être transportées par les courants d'air, ce qui facilite leur dissémination aussi bien sur de courtes que de longues distances (**Zakaria, 2024**).

L'identification des champignons constitue l'une des étapes les plus complexes en mycologie, car elle vise à classer les isolats fongiques en genres et espèces sur la base de critères morphologiques bien définis. Cette démarche repose sur deux types d'observations complémentaires : les caractéristiques macroscopiques et microscopiques. Les critères macroscopiques englobent, entre autres, l'aspect des colonies en culture, leur pigmentation, la présence éventuelle d'exsudats, ainsi que les odeurs dégagées. En parallèle, l'examen microscopique permet de mettre en évidence les structures reproductrices, telles que les conidiophores, et d'identifier la forme et la couleur des spores (**Botton et al., 1990 ; Samson et al., 2010 ; Pitt et Hocking, 2009**).

Selon **Munir et al. (2018)**, l'évaluation de la biodégradation du LDPE a été réalisée en mesurant la perte de masse ainsi que la diminution de la résistance à la traction des films traités, en comparaison avec des films non exposés aux agents biologiques. La présence et la croissance de souches fongiques à la surface des films de LDPE ont été constatées, suggérant que ces micro-organismes ont pu altérer le polymère via la sécrétion d'enzymes spécifiques. Ces enzymes auraient permis non seulement la dégradation partielle du matériau, mais aussi son utilisation comme source de carbone pour soutenir la croissance fongique.

Nos résultats ont prouvé que les trois souches sélectionnées (*Trichoderma*, *Aspergillus niger*, *Penicillium*) avec des taux de masse différentes selon la souche et le milieu (solide et liquide) d'un côté et l'aspect de prolifération de chaque souche d'un autre côté.

L'isolat E₃ 2 appartenant au genre *Penicillium* se présente comme un candidat prometteur pour la dégradation du LDPE en milieu liquide. Après une incubation de 42 jours, une perte de masse du polymère a été constatée (6.41%), ce qui reflète une activité biodégradative importante de l'isolat, par comparaison aux résultats obtenus par **De Silva et al. (2019)** dont un rapport de dégradation du LDPE de 0,36 % a été enregistrée après 90 jours d'incubation d'isolat PS2 de *Penicillium*.

D'après les travaux de **Yamada-Onodera et al. (2001)**, l'espèce *Penicillium simplicissimum* a été identifiée comme étant capable de dégrader le polyéthylène haute densité (HDPE) sans qu'un traitement préalable du polymère ne soit nécessaire.

En plus, parmi les souches fongiques répertoriées par **Zeming et al. (2023)** pour leur capacité à dégrader les plastiques, *Penicillium oxalicum* et *Penicillium chrysogenum* ont été identifiées. Ces deux isolats fongiques, connus pour leur aptitude à dégrader le HDPE et le LDPE, induisent des altérations morphologiques notables à la surface du matériau plastique.

Selon **Moyses et al., 2021**, *Penicillium simplicissimum* figure parmi les plus documentés. Il s'est distingué par sa capacité à métaboliser le polyéthylène sans recourir à des agents extérieurs de dépolymérisation, utilisant directement ce polymère comme source de carbone. Il pouvait réduire la masse du PET post-consommation d'environ 3,09 % après 28 jours d'incubation, ce qui en fait l'un des microorganismes présentant l'un des rendements les plus élevés de biodégradation rapportés à ce jour.

Par ailleurs, l'isolat E₃ 1 appartenant au genre *Trichoderma* a montré un taux de dégradation en milieu tellurique significatif (4,41%) après 42 jours d'incubation.

En effet, **Zhu et al. (2024)** ont isolé *Trichoderma asperellum* à partir des échantillons du sol qui avait été exposé au polyéthylène sur une longue période. Il a été démontré que cette souche provoquait des détériorations superficielles du polyéthylène, ainsi que l'apparition de liaisons éther, de groupes cétone et d'autres groupements fonctionnels réactifs au sein du polymère. Une réduction de masse de 4,15 % a été mesurée après 30 jours.

Par ailleurs, **Sowmya et al. (2014)** ont isolé *Trichoderma harzianum* sur un site d'enfouissement. Cette souche a dégradé le PE de manière significativement plus efficace après son traitement par exposition aux rayonnements UV et par l'autoclave, avec une diminution allant jusqu'à 40 % de la masse du polymère. Les principales enzymes impliquées dans cette biodégradation sont la laccase et la peroxydase de manganèse.

D'après **Ruan et al. (2023)**, une souche fongique dotée de capacités de biodégradation du (PE) a subséquemment a été identifiée comme *Trichoderma harzianum*. Elle était cultivée sur un milieu où le PE constituait l'unique source de carbone pendant une période de 30 jours, elle a entraîné une réduction de masse des particules de PE non traité de 3,39 % ($\pm 0,3$ %).

Aussi, **Munir et al. (2018)** ont isolé *Trichoderma viride* dont elle a été identifiée comme dégradeur potentiel de LDPE non traité. Elle a provoqué une réduction du poids de 5,13%.

La souche E₃ 3 appartenant à l'espèce d'*Aspergillus niger* a montré aussi un pourcentage de dégradation significatif.

En effet, l'étude d'**Obaid et al. (2023)** a montré la capacité d' *Aspergillus niger* isolé du sol de décharge au sud de l'Irak, de dégrader des films de LDPE. En plus, cette dégradatin a été influencée par le pH, la température et des sources de carbone additionnelles.

Pendant 55 jours, le consortium fongique (*Aspergillus niger*, *Aspergillus flavus*, *Aspergillus oryzae*) a montré une biodégradation du LDPE et une perte de poids de 26,15% en milieu PDA (**DSouza et al., 2021**).

Plus, l'incubation du LDPE en présence d'*Aspergillus niger* pendant 60 jours a conduit à une perte de poids significative, atteignant 38% (**Mohan et Suresh, 2015**).

Enfin, *Aspergillus niger* isolé d'un site de décharge d'université de Lagos a entraîné une perte de poids atteignant 12,4% pendant 60 jours. Mais, dans une culture mixte avec *Pseudomonas sp* isolé du même site, a montré un taux de dégradation plus élevé 15% (**Ogunbayo et al., 2019**).

CONCLUSION
ET
PERSPECTIVES

L'usage généralisé des plastiques dans la vie quotidienne a conduit à leur accumulation massive dans l'environnement, posant un enjeu majeur de pollution à l'échelle mondiale. La dégradation de ces matériaux repose sur des processus multiples, incluant des mécanismes abiotiques ainsi que biotiques, notamment la biodégradation par l'action de divers micro-organismes.

Dans ce contexte, la mycoremédiation (l'utilisation de champignons pour dépolluer les milieux contaminés) émerge comme une approche prometteuse pour limiter l'impact environnemental des déchets plastiques.

Dans cette perspective, le présent travail s'est inscrit en explorant le potentiel de dégradation du plastique par des champignons isolés du **sol cultivé des oliviers à Tlemcen**, dans le but de mettre en lumière leur efficacité en tant qu'agents mycorémédiateurs.

Après l'identification macroscopique et microscopique, on a obtenu trois isolats appartenant aux genres : *Trichoderma*, *Penicillium*, *Aspergillus*, *Blastomyces* et *Phialomyces*

Après la mise en évidence de la biodégradation des morceaux de plastique LDPE des trois isolats appartenant aux genres (*Trichoderma*, *Penicillium* et *Aspergillus niger*) en milieu liquide et solide, ils ont montré tous une croissance que ce soit dans les flacons contenant le milieu Czapek et morceaux de LDPE ou dans les pots contenant du sol associé aux mêmes polymères. Ces observations suggèrent fortement la capacité de ces souches à initier un processus de dégradation du plastique de type LDPE.

En plus, les résultats obtenus sont confirmés par l'observation microscopique des morceaux LDPE par la microscopie optique, et la mesure de leurs poids finals.

Dans le prolongement de ce travail, il est intéressant de proposer certaines perspectives:

- Effectuer à nouveau le test de biodégradation à des durées différentes.
- Tester la capacité des souches isolées *Trichoderma*, *Penicillium*, *Aspergillus niger* à dégrader le plastique prétraité.
- Tester la capacité des consortiums fongiques à dégrader le plastique.

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

A

- ✓ **Ahmed T, Shahid M, Azeem F, Rasul I, Shah AA, Noman M, Hameed A, Manzoor N, Manzoor I, Muhammad S.** Biodegradation of plastics: current scenario and future prospects for environmental safety (2018) .Environmental Science and Pollution Research 25 :7287–7298.
- ✓ **Alvarez – Ropdriguez m.L., Lopez-ocana L., Lopez C., Rodriguez N.E. MartinezM.J., Larriba G & Coque J-J.R. (2002).** Cork taint of wines: role of filamentous fungi isolated from rock in the function of 2, 4, 6- Trichloroanisole by O methylation of 2, 4, 6 – Trichlorophenol. Applied and Environmental Microbiology. 68 (12): 5860-5869
- ✓ **Andrady, A. L., Barnes, P. W., Bornman, J. F., Gouin, T., Madronich, S., White, C. C., ... & Jansen, M. A. (2022).** Oxidation and fragmentation of plastics in a changing environment; from UV-radiation to biological degradation. Science of The Total Environment, 851, 158022.
- ✓ **Arpia, A. A., Chen, W. H., Ubando, A. T., Naqvi, S. R., & Culaba, A. B. (2021).** Microplastic degradation as a sustainable concurrent approach for producing biofuel and obliterating hazardous environmental effects: a state-of-the-art review. Journal of Hazardous Materials, 418, 126381.
- ✓ **Ashu, Eta Ebasi, Xu, Jianping. (2015).** The roles of sexual and asexual reproduction in the origin and dissemination of strains causing fungal infectious disease outbreaks, doi: 10.1016/j.meegid.2015.09.01

B

- ✓ **Barnett HL et Barry B.Hunter (1972).** Illustrated genera of imperfect fungi.3èmeEd. Burgess Publishing Company, 160p.
- ✓ **Bart, P.S., Nieuwenhuis, Timothy, Y., James. (2016).** The frequency of sex in fungi <https://doi.org/10.1098/rstb.2015.0540>Volume 371Issue 1706
- ✓ **Bergmann, M., Gutow, L., & Klages, M. (2015).** Marine anthropogenic litter (p. 447). Springer Nature.
- ✓ **Bissett, J. (1991).** A revision of the genus Trichoderma. II. Infrageneric classification. Canadian Journal of Botany, 69(11), 2357–2372.

- ✓ **BODDY, Lynne ; HISCOX, Jennifer. (2016).** Fungal ecology: principles and mechanisms of colonization and competition by saprotrophic fungi. Microbiology spectrum, 4.6: 10.1128/microbiolspec. funk-0019-2016.
- ✓ **Boiron P (2005).** Mycologie. Thèse soutenue dans d'autre université
- ✓ **Botton B, Breton A, Fevre M, Gauthier S, Guy PH, Larpent JP, Reymond P, Sanglier JJ, Vayssier Y et Veau P (1990).** Moisissures utiles et nuisibles, importance industrielle. 2meEd. Masson. 426p
- ✓ **BOUCHET, P.,GUARNARD, J.-L.,POUCHUS, Y.-F.,VILLARD.J.(2005).** Les champignons Mycologie fondamentale et appliquée (2é édition., p191, p1-33) Belgique : MASSON.
- ✓ **Brahimi Kholkhal W et Moussaoui A (2019).** La flore fongique des grottes de Beni Ade. Editions universitaires européennes, ISBN-10 : 6202278773, 92 pages.

C

- ✓ **Cai, Z., Li, M., Zhu, Z., Wang, X., Huang, Y., Li, T., Gong, H., Yan, M. (2023).** Biological degradation of plastics and microplastics: a recent perspective on associated mechanisms and influencing factors. Microorganisms, 11(7), 1661.
- ✓ **Carlile, M.J., Watkinson, S.C. (1994).** The Fungi, 320 pages. Academic press eds.
- ✓ **Christina M Chavez, Marizeth Groenewald, Amanda B Hulfachor, Gideon Kpurubu, Rene Huerta, Chris Todd Hittinger, Antonis Rokas. (2024).** The cell morphological diversity of Saccharomycotina yeasts, FEMS Yeast Research, Volume 24, 2024, foad055, <https://doi.org/10.1093/femsyr/foad055>
- ✓ **Cournut B., 1989.**Le genre Trichoderma hyphomycete. The Pharmacie : Marseille :77p
- ✓ **Crozet A., Canard B., 2016-** Les champignons endophytes : impact sur les écosystèmes et production de molécules d'intérêt thérapeutique, Mémoire de master en pharmacie, Université Grenoble Alpes, 104p

D

- ✓ **De Silva, J. A., Jayasekera, G. A. U., & Nanayakkara, C. M. (2019).** Identification of potential fungal degraders of low-density polyethylene (LDPE). Journal of Science, 10(2).
- ✓ **DESPRÉS, Jean. (2012).** L'univers des champignons (1ère édition.,p Les Presses de l'Université de Montréal.

- ✓ **Diba, K., Kordbacheh, P., Sh, M., Rezaie, S., & Mahmoudi, M. (2007).** Identification of aspergillus species using morphological characteristics.
- ✓ **Domsch, K. H., Gams, W., & Anderson, T.-H. (2007).** Compendium of Soil Fungi. 2nd ed. IHW-Verlag.
- ✓ **DSouza, G. C., Sheriff, R. S., Ullanat, V., Shrikrishna, A., Joshi, A. V., Hiremath, L., & Entoori, K. (2021).** Fungal biodegradation of low-density polyethylene using consortium of Aspergillus species under controlled conditions. *Heliyon*, 7(5).
- ✓ **Dussud, C., & Ghiglione, J. F. (2014).** Biodégradation des plastiques en mer.

E

- ✓ **EPASUKA Ipasesa Navale.(2019).** Étude sur les facteurs de la non-performance du recyclage des déchets plastiques a Kinshasa. Approche par l'analyse de la chaine de valeur. Mémoire fin d'étude diplôme licence. Faculté des sciences économiques et de gestion. kinshasa.kongo.p12
- ✓ **Ekanayaka, A.H.;Tibpromma, S.; Dai, D.; Xu, R.;Suwannarach, N.; Stephenson, S.L.;Dao, C.; Karunarathna, S.C (2022).** AReview of the Fungi ThatDegradePlastic. *J. Fungi* , 8,772. <https://doi.org/10.3390/jof8080772>.

F

- ✓ Fungus - Evolution, Phylogeny, Eukaryotes | Britannica
<https://www.britannica.com/science/fungus/Evolution-and-phylogeny-of-fungi>

G

- ✓ **Gams, W., & Bissett, J. (1998).** Trichoderma and Gliocladium, Volume 1: Basic Biology, Taxonomy and Genetics. Taylor & Francis.
- ✓ **Garbaye, Jean. (2013).** "La symbiose mycorhizienne: une association entre les plantes et les champignons." : p.280.
- ✓ **Gauthier a. (2016).** Les mycotoxines dans l'alimentation et leur incidence sur la santé. Thèse de doctorat. Université de Bordeaux U.F.R. Des Sciences pharmaceutiques
- ✓ **Gewert, B., Plassmann, M. M., & MacLeod, M. (2015).** Pathways for degradation of plastic polymers floating in the marine environment. *Environmental Science: Processes & Impacts*, 17(9), 1513–1521. <https://doi.org/10.1039/C5EM00207A>

- ✓ **Geyer, R., Jambeck, J. R. & Law, K. L. Production.,2017** use, and fate of all plastics ever made.*Sci. Adv.* **3**, 178-185p.
- ✓ **Guiraud, J. P. (1998).** Microbiologie alimentaire. Paris : Dunod. Chapitre, Milieu et réactif.P :522. ISBN : 2 10 003666 1-Chabasse D., Bouchra J.P., Gentile L. Brun S. and Penn P. (2002). Cahier de formation biofarma : les moisissures d'intérêt médical. Labo Analy de biomédicale
- ✓ **Guy, Redeuilh. (2015).** La rousse des champignons 400 espèces de France et d'Europe, 408,édition LA ROUSSE.

H

- ✓ **Harket, A., Oukabli, M., AL BOUZIDI, A., Zoubeir, Y., Quamous, O., Baba, N., ... & Labraimi, A. (2007).** Blastomycose cutanée révélant un lymphome B intravasculaire: Une observation marocaine. *Médecine tropicale*, 67(3), 278-280.
- ✓ **Hamani, M., Boudaoud, D. (2018).** Effet antifongique des extraits aqueux et éthanoliques des feuilles et des noyaux de *Persea americana*. MEMOIRE DE FIN D'ETUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME MASTER. Université AKLI MOHAND OULHADJ, BOUIRA.
- ✓ **Hamdi, Boualem. (2025).** L'explosion des sacs en plastique, une bombe écologique à désamorcer <https://elwatan-dz.com/lexplosion-des-sacs-en-plastique-une-bombe-ecologique-a-desamorcer>
- ✓ **Hamid,N.,Salim,N.V.,Walsh,T.R.,Wiggins,J.S.,Ajayan,P.M.,Fox,B.L.(2015).** Ductile Thermoset polymers via controlling network flexibility.*Chem.Commun. (Camb.)*51, 9903-9906. <https://doi.org/10.1039/c4cc10192h>
- ✓ **Hawkins, W. Lincoln. (2012).** Polymer Degradation and Stabilization (pp.118). Berlin, Heidelberg : Springer Berlin Heidelberg.
- ✓ **Heidbreder, L. M., Bablok, I., Drews, S., & Menzel, C. (2019).** Tackling the plastic problem: A review on perceptions, behaviors, and interventions. *Science of the total environment*, 668, 1077-1093.
- ✓ **Hibbett, David., Kessy, Abarenkov., Urmas, Kõljalg., Maarja, Öpik., Benli, Chai., James, Cole., Qiong, Wang., Pedro, Crous., Vincent, Robert., Thorunn, Helgason., Joshua R. Herr, Paul, Kirk., Shiloh, Lueschow., Kerry, O'Donnell., R. Henrik Nilsson., Ryoko, Oono., Conrad, Schoch., Christopher, Smyth., Donald M. Walker., Andrea, Porras-**

Alfaro., John W. Taylor & David M. Geiser (2016) Sequence-based classification and identification of Fungi, *Mycologia*, 108:6, 1049-1068, DOI: 10.3852/16-130

✓ **Hibbett DS, Binder M, Bischoff J, Blackwell M, Cannon PF, Eriksson OE et al (2007)** A higher-level phylogenetic classification of the Fungi. *Mycol Res* 111:509–547

I

✓ **Idowu, S. A., Arotupin, D. J., et Oladejo, S. O. (2021).** Plastic Pollution and Climate Change : Role of Bioremediation as a Tool to Achieving Sustainability. *African Handbook of Climate Change Adaptation*, 10, 1-10.

✓ **Islam, M. R., Tudryn, G., Bucinell, R., Schadler, L., & Picu, R. C. (2017).** Morphology and mechanics of fungal mycelium. *Scientific reports*, 7.1: 13070

K

✓ **Kavanagh, Kevin. (Ed.). (2005).** Fungi : biology and applications.

✓ **Kavanagh, Kevin (Ed.). (2017).** Fungi : biology and applications. John Wiley & Sons, p.420

✓ **Kiffer, Etienne., Morelet, Michel. (1997).** Les deutéromycètes : Classification et clés d'identification générique. Editions Quae p.306

✓ **Khan, S., Nadir, S., Shah, Z. U., Shah, A. A., Karunarathna, S. C., Xu, J., Khan, A., Munir, S., & Hasan, F. (2017).** Biodegradation of polyester polyurethane by *Aspergillus tubingensis*. *Environmental Pollution*, 225, 469–480

✓ **Klein, B. S., & Tebbets, B. (2007).** Dimorphism and virulence in *Blastomyces dermatitidis*: Mechanisms for resistance to macrophage killing. *Current Opinion in Microbiology*, 10(4), 327–331. <https://doi.org/10.1016/j.mib.2007.05.013>

✓ **Klich, M. A. (2002).** Biogeography of *Aspergillus* species in soil and litter. *Mycologia*, 94(1), 21-27.

✓ **kubicek,C.P.,Bisset,J.,Druzhinina,I., KullinigGradinger, C.etSzakacs,G.2003 .** Genetic and metabolic diversity of *Trichoderma sp.*;a case study on south–east Asian isolates. *Fungal genet. Biol.*, 38(3)310-319.

L

✓ **Lambert, Scott, and Martin Wagner. (2016).** "Formation of microscopic particles during the degradation of different polymers." *Chemosphere* 161: 510-517.

- ✓ **Landreau A., 2001.** Metabolites d'une souche de *Trichoderma koningii oudemans* isolée du milieu marin: étude chimique, biologie et risques pour les coquillages en culture. *201pgal Genet Biol.*, 38(3):310-319
- ✓ le plastique représente 87% des déchets marins en Algérie (2021)
<https://www.aps.dz/sante-science-technologie/124415-environnement-le-plastique-represente-87-des-dechets-marins-en-algerie>
- ✓ **Liu, L., Xu, M., Ye, Y., & Zhang, B. (2022).** On the degradation of (micro) plastics: Degradation methods, influencing factors, environmental impacts. *Science of the total environment*, 806, 151312.
- ✓ **Lu Z, Chen Z, Liu Y, Hua X, Gao C, Liu J. (2024).** Morphological Engineering of Filamentous Fungi: Research Progress and Perspectives. *J Microbiol Biotechnol*;34(6):1197-1205. doi: 10.4014/jmb.2402.02007. Epub Mar 26. PMID: 38693049; PMCID: PMC11239417.

M

- ✓ **Malla, M. A., Indhur, R., Malambule, N., Mosagale, K., Moodley, T., Bux, F., & Kumari, S. (2023).** Microplastic in Ecosystems: Abundance, Transportation, and Biodegradation. In *Bioremediation: Removing Microplastics from Soil* (pp. 1-18). American Chemical Society.
- ✓ **McBride, J. A., Gauthier, G. M., & Klein, B. S. (2017).** Clinical manifestations and treatment of blastomycosis. *Clinical Chest Medicine*, 38(3), 435–449.
<https://doi.org/10.1016/j.ccm.2017.04.006>
- ✓ **Michael Knop. (2011).** Yeast cell morphology and sexual reproduction – A short overview and some considerations. *Comptes Rendus. Biologies*, Ten years of genomic exploration in eukaryotes : strategy and progress of Genolevures, Volume 334 no. 8-9, pp. 599-606. doi : 10.1016/j.crv.2011.05.007. <https://comptes-rendus.academie-sciences.fr/biologies/articles/10.1016/j.crv.2011.05.007/>
- ✓ **Michalenko, G. O., Hohl, H. R., & Rast, D. (1976).** Chemistry and architecture of the mycelial wall of *Agaricus bisporus*. *Microbiology*, 92(2), 251-262.
- ✓ **MIKAËL Kedzierski. (2017).** Pollutions du milieu littoral par les microplastiques : Méthodes d'évaluation. thèse de doctorat. Université Bretagne Sud. Bretagne. P48
- ✓ **Misra, P. C., & Talbot, P. H. B. (1964).** *Phialomyces*, a new genus of Hyphomycetes. *Canadian Journal of Botany*, 42(9), 1287-1290.

- ✓ **Moulinier, C., 2003**, Parasitologie et mycologie médicale : éléments de morphologie et de biologie, Paris : Lavoisier ,796p
- ✓ **Moyses, D. N., Teixeira, D. A., Waldow, V. A., Freire, D. M., & Castro, A. M. (2021)**. Fungal and enzymatic bio-depolymerization of waste post-consumer poly (ethylene terephthalate)(PET) bottles using *Penicillium* species. *3 Biotech*, 11(10), 435.
- ✓ **Mohan, S. K., & Suresh, B. (2015)**. Studies on biodegradation of plastics by *Aspergillus* sp. isolated from dye effluent enriched soil. *Indo American Journal of Pharmaceutical Sciences*, 2(12), 1636-1639.
- ✓ **Muneer, F., Azam, M. H., Zubair, M., Farooq, T., Ibrahim, M., Rasul, I., Afzal, M., Ahmad, A., et Nadeem, H. (2021)**. Remediation of Water Pollution by Plastics. *Environmental Chemistry for a Sustainable World*, 54, 89-117.
- ✓ **Munir, E., Harefa, R. S. M., Priyani, N., & Suryanto, D. (2018)**. Plastic degrading fungi *Trichoderma viride* and *Aspergillus nomius* isolated from local landfill soil in Medan. In *IOP conference series: Earth and environmental science* (Vol. 126, No. 1, p. 012145). IOP Publishing.

N

- ✓ **Naranjo-Ortiz MA, Gabaldón T. (2019)**. Fungal evolution: diversity, taxonomy and phylogeny of the Fungi. *Biol Rev Camb Philos Soc*;94(6):2101-2137. doi: 10.1111/brv.12550. PMID: 31659870; PMCID: PMC6899921.
- ✓ **Ndong, H. E., Degreef, J., De Kesel, A. (2011)**. Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale. *Taxonomie et identification. ABC Taxa*, 10.
- ✓ **NESTER EW, Roberts CE, Pearsall NN, ANDERSON DG, NESTER MT (1998)**. *Microbiology: A Human Perspective*. 2nd ed. WBC/McGraw-Hill, NewYork, USA, pp. 415, 434-435.
- ✓ **NORTH, Emily J.; HALDEN, Rolf U. (2013)**. Plastics and environmental health: the road ahead. *Reviews on environmental health*, 28.1: 1-8.
- ✓ **NWA: National waste agency, 2019,2020.**, Regard croise sur le plastique a usage unique
- ✓ **Nyongesa, B., Okoth, S. and Ayugi, V. (2015)** Identification Key for *Aspergillus* Species Isolated from Maize and Soil of Nandi County, Kenya. *Advances in Microbiology*, 5, 205-229. doi: 10.4236/aim.2015.54020.

O

- ✓ **Obaid, T. G., & AL-Jawhari, I. F. H. (2023).** Biodegradation of low-density polyethylene (LDPE) by aspergillus Niger. GSC Adv. Res. Rev, 17, 101-108.
- ✓ **O’Brine, T., Thompson, R.C., 2010.**Degradation of plastic carrier bags in the marine environment. Mar.Pollut. Bull.60, 2279–2283.
- ✓ **Ogunbayo, A. O., Olanipekun, O. O., & Adamu, I. A. (2019).** Preliminary studies on the microbial degradation of plastic waste using Aspergillus Niger and Pseudomonas sp. Journal of Environmental Protection, 10(05), 625.
- ✓ **Okon, E., Ndifreke, E., Hussain, S., et Emmanuel Ntekpe., M. (2020).** diversity and distribution of fungi associated with “ikwe pond” water source : their impact on water quality and human health. Nanomedicine & Nanotechnology Open Access, 11(2), 126-130.

P

- ✓ **Pitt, J. I. (1979).** The genus Penicillium and its teleomorphic states Eupenicillium and Talaromyces. Academic Press.
- ✓ **Pitt, J.I. (1991).** A Laboratory Guide to Common Penicillium Species. Commonwealth Scientific and Industrial Research Organization, Food Research Laboratory, N.S.W., Australia. Press, New York.
- ✓ **Pitt, J. I., & Hocking, A. D. (2009).** Fungi and Food Spoilage (3rd ed.). Springer.

R

- ✓ **Raghukumar, S. (2017).** Fungi: Characteristics and Classification. In: Fungi in Coastal and Oceanic Marine Ecosystems. Springer, Cham. https://doi.org/10.1007/978-3-319-54304-8_1
- ✓ **Rajmohan, K. V. S., Ramya, C., Viswanathan, M. R., & Varjani, S. (2019).** Plastic pollutants: effective waste management for pollution control and abatement. Current Opinion in Environmental Science & Health, 12, 72-84.
- ✓ **Rapport sur Les déchets plastique en Algérie (2020)** <https://and.dz/site/wp-content/uploads/RapportPlastique.pdf>
- ✓ **R. H. Whittaker. (1969).** New Concepts of Kingdoms of Organisms.Science163,150-160.DOI:10.1126/science.163.3863.150

- ✓ **Rhodes CJ. (2018).** Plastic Pollution and Potential Solutions. *Science Progress* ; 101(3):207-260. doi:10.3184/003685018X15294876706211
- ✓ **Ritchie, Hannah., & Roser, Max. (2018).** Plastic pollution. *Our world in data*.
- ✓ **Rodriguez-Tudela, J. L., & Aviles, P. (1991).** Improved adhesive method for microscopic examination of fungi in culture. *Journal of clinical microbiology*, 29(11), 2604-2605.
- ✓ **Ruan, Y., Hu, F., Zhao, J., Li, Y., Ling, J., Cao, J., & Zhang, L. (2023).** Degradation of polyethylene particles by *Trichoderma harzianum* and recombinant laccase cloned from the strain. *Journal of Applied Polymer Science*, 140(43), e54599.
- ✓ **Russell JR, Huang J, Anand P, Kucera K, Sandoval AG, Dantzler KW, Hickman D, Jee J, Kimovec FM, Koppstein D, Marks DH, Mittermiller PA, Núñez SJ, Santiago M, Townes MA, Vishnevetsky M, Williams NE, Vargas MP, Boulanger LA, Bascom-Slack C, Strobel SA. (2011).** Biodegradation of polyester polyurethane by endophytic fungi. *Applied and environmental microbiology*, 77(17), 6076-6084

S

- ✓ **Sáenz, M., Borodulina, T., Diaz, L., & Banchon, C. (2019).** Minimal conditions to degrade low density polyethylene by *Aspergillus terreus* and *niger*. *Journal of Ecological Engineering*, 20(6), 44-51.
- ✓ **Samat, A. F., Carter, D., & Abbas, A. (2023).** Biodeterioration of pre-treated polypropylene by *Aspergillus terreus* and *Engyodontium album*. *npj Materials Degradation*, 7(1), 28.
- ✓ **Samson, R. A., Houbraeken, J., Thrane, U., Frisvad, J. C., & Andersen, B. (2010).** Food and indoor fungi. CBS-KNAW Fungal Biodiversity Centre.
- ✓ **Samson, R. A., Visagie, C. M., Houbraeken, J., Hong, S. B., Hubka, V., Klaassen, C. H. W., ... & Frisvad, J. C. (2014).** Phylogeny, identification and nomenclature of the genus *Aspergillus*. *Studies in Mycology*, 78, 141–173. <https://doi.org/10.1016/j.simyco.2014.07.004>
- ✓ **Samuels, G. J. (2006).** *Trichoderma*: Systematics, the sexual state, and ecology. *Phytopathology*, 96(2), 195–206.
- ✓ **Savoldelli, J., Tomback, D., Savoldelli, H., 2017.** Breaking down polystyrene through the application of a two-step thermal degradation and bacterial method to produce useable by products. *Waste Manag.* 60, 123–126. <https://doi.org/10.1016/j.wasman.2016.04.017>.

- ✓ Šimonovičová, A., Vojtková, H., Nosalj, S., Piecková, E., Švehláková, H., Kraková, L., ... & Pangallo, D. (2021). *Aspergillus niger* environmental isolates and their specific diversity through metabolite profiling. *Frontiers in Microbiology*, 12, 658010.
- ✓ Singh, Baljit., & Sharma, Nisha. (2008). Mechanistic implications of plastic degradation. *Polymer degradation and stability*, 93(3), 561-584.
- ✓ <https://souslemicroscope.com/plastique/>
- ✓ Song, Y.K., Hong, S.H., Jang, M., Han, G.M., Jung, S.W., Shim, W.J., 2017. Combined effects of UV exposure duration and mechanical abrasion on microplastic fragmentation by polymer type. *Environ. Sci. Technol.* 51 (8), 4368–4376.
- ✓ Sowmya, H. V., Ramalingappa, Krishnappa, M., & Thippeswamy, B. (2014). Degradation of polyethylene by *Trichoderma harzianum*—SEM, FTIR, and NMR analyses. *Environmental monitoring and assessment*, 186, 6577-6586.
- ✓ Syranidou, E., Sudhakar, M., Priyadarshini, C., Doble, M., Sriyutha Murthy, P., Venkatesan, R., 2008. Marine bacteria mediated degradation of nylon 66 and 6. *Int. Biodeterior. Biodegrad.* 60, 144–151.
- ✓ Syranidou, E., Karkanorachaki, K., Amorotti, F., Repouskou, E., Kroll, K., Kolvenbach, B., Corvini, PF-X., Fava, F., Kalogerakis, N., 2017. Développement de consortiums marins indigènes sur mesure pour la dégradation des films de

T

- ✓ Taylor, J. W., Hann-Soden, C., Branco, S., Sylvain, I., & Ellison, C. E. (2015). Clonal reproduction in fungi. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 112(29), 8901-8908.
- ✓ Tedersoo, L., Sánchez-Ramírez, S., Kõljalg, U. et al. (2018). High-level classification of the Fungi and a tool for evolutionary ecological analyses. *Fungal Diversity* 90, 135–159. <https://doi.org/10.1007/s13225-018-0401-0>
- ✓ Thompson R.C., Lsen y Mitchell R.P, Davis A, Rowland S, J, John. A. W. G, Mccingle D, Russelle A.E., 2004- Lost at Sea: where is all the plastic, *Science*, 304, 838.
- ✓ Thompson, R. C., Moore, C. J., Saal, F. S. vom & Swan, S. H., 2009. Plastics, the environment and human health: current consensus and future trends. *Philos. Trans. R. Soc. B Biol. Sci.* 364, 2153–2166.
- ✓ Thompson, R. C., Swan, S. H., Moore, C. J., & Vom Saal, F. S. (2009). Our plastic age. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*, 364(1526), 1973-1976.

- ✓ **TRAORE, B., (2018).**Elaboration et caractérisation d'une structure composite (sable et déchets plastiques recyclés) : Amélioration de la résistance par des charges en argiles. Thèse de doctorat. Université Félix Houphouët-Boigny.france.p3, 11

V

- ✓ **A. Vaksmaa, H. Vielfaure, L. Polerecky, M.V.M. Kienhuis, M.T.J. van der Meer, T. Pflüger, M. Egger, H. Niemann. (2024).** Biodegradation of polyethylene by the marine fungus *Parengyodontium album* : Science of The Total Environment, Volume 934

W

- ✓ **Wallen RM, Perlin MH. (2018).** An Overview of the Function and Maintenance of Sexual Reproduction in Dikaryotic Fungi. *Front. Microbiol.* 9:503. doi: 10.3389/fmicb.2018.00503
- ✓ **Wagh, A., Bhavsar, F., & Shinde, R.R. (2022).** Plastic Pollution. *International Journal for Research in Applied Science and Engineering Technology.*
- ✓ **WOODWARD, Steve; BODDY, Lynne. (2008).** Interactions between saprotrophic fungi. In: *British mycological society Symposia series.* Academic Press, p. 125-141.

Z

- ✓ **Zakaria, L. (2024).** An overview of *Aspergillus* species associated with plant diseases. *Pathogens*, 13(9), 813.
- ✓ **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.
- ✓ **Zhang, K., Hamidian, A. H., Tubić, A., Zhang, Y., Fang, J. K., Wu, C., & Lam, P. K. (2021).** Understanding plastic degradation and microplastic formation in the environment: A review. *Environmental Pollution*, 274, 116554.
- ✓ **Zhu, L., Chen, Y., Ni, W., Zeng, J., Li, X., Hu, C., & Li, L. (2024).** The Degradation of Polyethylene by *Trichoderma* and Its Impact on Soil Organic Carbon. *Agriculture*, 14(10), 1821.

ANNEXES

Annexe 1

Composition de milieu PDA : Potatoes Dextrose Agar.

- Poudre 39 g
- Eau distillée 1000 ml

Préparation du milieu PDA

Préparé 39 g de poudre PDA dans 1000 ml d'eau distillée, chauffer et bien mélanger avec l'agitation, après cela, nous remplissons cinq flacons de 200 ml avec ce mélange obtenu, les milieux seront portés à l'autoclave pour une stérilisation à température 120°C pendant 20min pour éviter la contamination bactérienne, le milieu PDA est acidifié en lui ajoutant 1,5 ml d'acide lactique (25%).

Annexe 2

Composition du milieu Czapek :

- NaCl : 2g/l
- MgSO₄ : 0,5g/l
- KCl : 0,5g/l
- K₂HPO₄ : 1g/l
- FeSO₄ : 0,01g/l