

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE  
SCIENTIFIQUE



جامعة باجي مختار - عنابة

UNIVERSITE BADJI MOKHTAR - ANNABA



FACULTE DES SCIENCES

DEPARTEMENT DE BIOCHIMIE

Laboratoire d'Analyses Biogéochimiques et Ecologiques des Environnements

## THÈSE

Présentée en vue de l'obtention du diplôme de DOCTORAT

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Microbiologie Environnementale et Sanitaire

## THÈME

**Essais d'isolement et identification des microorganismes  
capables de dégrader des xénobiotiques environnementaux**

Présentée par : TRAD Boutheina

Directeur de thèse : BRANES Zidane.

Professeur, Université Badji Mokhtar Annaba

**Membres de Jury :**

Président : Mme. BOUTEFNOUCHET Nafissa

Professeur, Université Badji Mokhtar  
Annaba

Examineurs : Mme BOURAOUI Houda

MCA, Université Badji Mokhtar Annaba

Mr. AYARI Adel

Professeur, Université Mohamed-Chérif  
Messaadia Souk Ahras

Année universitaire : 2025/2026

---

# ***REMERCIEMENTS***

---



## Remerciements

*Je rends avant tout grâce à **Dieu** Tout-Puissant, pour la force morale, la patience, la persévérance et la volonté qu'Il m'a accordées tout au long de mon parcours académique. Sans Sa guidance et Son soutien constant, l'aboutissement de ce travail n'aurait pas été possible.*

*J'adresse mes remerciements les plus sincères et respectueux à mon directeur de thèse, le Professeur **BRANES Zidane**, pour la confiance qu'il m'a accordée, son encadrement scientifique rigoureux, sa disponibilité, ainsi que ses conseils éclairés qui ont grandement contribué à l'orientation, à la qualité et à la réussite de ce travail.*

*Je tiens à adresser mes très sincères remerciements aux membres du jury pour l'honneur qu'ils m'ont fait en acceptant d'examiner ce travail.*

*J'exprime tout particulièrement ma profonde reconnaissance à Madame **BOUTEFNOUCHET Nafissa**, Professeur à l'Université Badji Mokhtar d'Annaba, pour m'avoir fait le grand honneur de présider ce jury.*

*Mes remerciements s'adressent également à Madame **BOURAOUI Houda**, Maître de conférences A à l'Université Badji Mokhtar d'Annaba, ainsi qu'à Monsieur **AYARI Adel**, Professeur à l'Université Mohamed-Chérif Messaadia de Souk Ahras, pour m'avoir fait l'honneur d'accepter d'examiner ce modeste travail.*

*Je tiens à exprimer ma profonde gratitude à la Professeur **Silvia Lampes** pour m'avoir chaleureusement accueillie au sein de son laboratoire en Italie, ainsi que pour son encadrement scientifique rigoureux et bienveillant. Ses remarques pertinentes, son expertise et son accompagnement dans la supervision de mes travaux et publications ont été d'une valeur inestimable.*

*Mes remerciements distingués s'adressent au Professeur **Ahmet Ceyhan GÖREN** pour sa précieuse collaboration scientifique, ses orientations méthodologiques et son soutien constant, ainsi que pour son accueil au sein de son laboratoire en Turquie et le partage généreux de son expertise.*

*Je tiens également à adresser mes sincères remerciements à la Professeur **GACEMI-KIRANE Djamila**, ainsi qu'aux Professeurs **KADRI Skander** et **BERREDJEM Hajira**, pour*

*leurs conseils précieux, leur disponibilité et l'aide scientifique qu'ils m'ont apportée tout au long de la réalisation de ce travail. Leurs orientations pertinentes et leurs remarques constructives ont contribué de manière significative à l'amélioration de la qualité de cette recherche.*

*Je tiens à adresser un remerciement tout particulier à l'Ingénieur d'État **Cherifi Mehdi** pour son soutien constant, sa disponibilité et son aide précieuse, notamment pour la mise en forme et la structuration finales de cette thèse. Son accompagnement attentif, sa rigueur et ses conseils avisés ont grandement contribué à la qualité et à la présentation de ce travail.*

*J'exprime mes remerciements les plus respectueux au Docteur **Ali Abdelatif Betouil** pour son soutien, ses encouragements et son accompagnement tout au long de l'élaboration de ce travail, notamment pour sa précieuse contribution à l'étude statistique.*

*Je tiens à adresser mes remerciements à l'Ingénieur Khameci Foued pour son aide précieuse, son implication et son assistance technique lors de la réalisation de la partie pratique de ce travail.*

*Mes remerciements s'adressent également à mes collègues, doctorant(e)s et enseignant(e)s, notamment **Housseem Chenna, Cheref Maysoun, Menaa Belkis, Laouar Meriem, Nouar Nisseem, Khrouef Linda, Khrouef Marwa, Halimi Imene, Chekiel Wafa, Djouder Chawki et Sabrina**, pour leur aide précieuse, leurs conseils avisés, leurs encouragements constants, leur soutien moral ainsi que leur grande disponibilité tout au long de la partie pratique. Leur accompagnement, leur esprit de collaboration et leur amitié ont largement contribué à la réalisation de ce travail de recherche.*

*Je tiens à exprimer ma profonde gratitude et mon immense reconnaissance à mes **chers parents**, pour leur amour inconditionnel, leurs sacrifices, leurs prières et leur soutien indéfectible tout au long de mon parcours académique. Leur patience, leur compréhension et leurs encouragements constants ont été pour moi une source inépuisable de force et de motivation.*

*J'adresse un remerciement tout particulier à ma sœur **Nour El Houda**, véritable modèle et source d'inspiration, dont le courage, la détermination et la confiance en moi ont profondément nourri ma persévérance et mon ambition.*

*Mes sincères remerciements vont également à mes deux frères, **Soufiane et Mohamed Seif Eddine**, ainsi qu'à toute ma famille, pour leur soutien moral, leur présence rassurante et leurs encouragements constants.*

*Je souhaite également adresser mes remerciements sincères à **Theina** pour sa patience, son courage et son enthousiasme exemplaires. Sa détermination à poursuivre ses objectifs malgré les obstacles a été une véritable source d'inspiration. Je lui adresse mes vœux les plus sincères de réussite pour la suite de son parcours professionnel.*

---

# *RÉSUMÉS*

---

## RÉSUMÉ

Le polyéthylène à haute densité, polymère non biodégradable, constitue une menace environnementale significative en raison de sa persistance dans les écosystèmes. La biorémédiation des sites contaminés par les plastiques, en exploitant le potentiel métabolique des micro-organismes ubiquitaires, émerge comme une stratégie alternative et fiable pour éliminer ce type de xénobiotiques environnementaux. Cette étude a évalué le potentiel de dégradation du PEHD par des isolats microbiens et des consortiums issus de cinq sources environnementales à Annaba, en Algérie, en soulignant le rôle et le potentiel des fèces bovines comme biotope privilégié, riche en densité et en diversité microbienne, et propice à la dégradation des polymères synthétiques. La sélection des souches actives a reposé sur des protocoles de criblage rigoureux, incluant la détection de halos de clairance sur milieu gélosé et l'évaluation de l'hydrophobicité de la surface cellulaire (test MATH). À partir d'un isolat initial de 212 souches issues des 14 échantillons, une sélection phénotypique a permis de retenir 41 souches bactériennes et 5 souches fongiques pour une caractérisation approfondie de leurs capacités de dégradation du PEHD. La caractérisation moléculaire des isolats bactériens par séquençage du gène de l'ARNr 16S a révélé une importante diversité taxonomique, incluant notamment les genres *Pseudomonas*, *Enterobacter*, *Bacillus*, *Brevibacillus*, *Kurthia*, *Brucella*, *Peribacillus*. Parallèlement, l'identification des isolats fongiques par séquençage de la région ITS a mis en évidence la présence du genre *Aspergillus*. Les conditions optimales de dégradation ont été déterminées en évaluant et en optimisant les paramètres physico-chimiques afin d'améliorer les taux de dégradation du PEHD. La cinétique de croissance des souches, l'évolution de la biomasse protéique et les variations du pH du milieu ont été suivies tous les 15 jours. Ces analyses visaient à établir une corrélation entre l'activité métabolique et les mécanismes de biodégradation du PEHD, tout en évaluant l'adaptation des souches à ce substrat carboné complexe. Au cours des 90 jours d'expérimentation, les isolats purs ont entraîné une perte de masse progressive, de 10,90 % à 15,07 %, tandis que les consortiums microbiens ont démontré une efficacité nettement supérieure. Cette dynamique est étroitement liée à l'adhésion microbienne, ce qui favorise la formation de biofilms matures et une dépolymérisation enzymatique accrue. Ces observations sont corroborées par les niveaux de minéralisation (mesurés par l'évolution du CO<sub>2</sub>), qui variaient entre 45,3 et 352 mg pour les isolats purs, et atteignaient 660,9 mg au sein des consortiums. Les caractérisations physico-chimiques post-incubation confirment une altération structurelle profonde des films de PEHD. La microscopie MEB a révélé une dégradation topographique prononcée, caractérisée par une érosion de

surface, une porosité accrue et la formation de fissures. Ces observations ont été confirmées par l'analyse EDS, qui montre une déplétion de la fraction massique en carbone, accompagnée d'une augmentation de la masse en oxygène, ce qui suggère une dégradation oxydative. Les spectres FTIR ont révélé des modifications des groupes fonctionnels, notamment l'apparition de fonctions carbonyle, tandis que les analyses XRD ont indiqué une réduction de la cristallinité de 70 % à 27,8 %, démontrant une dégradation importante des régions cristallines du polymère. Enfin, les analyses par GC-SM ont permis d'identifier des intermédiaires métaboliques de faible poids moléculaire, tels que des acides carboxyliques et des alcanes de courte chaîne. Ces résultats corroborent la minéralisation du polymère par les isolats purs et les consortiums microbiens, ce qui valide la décomposition des chaînes polymériques et confirme les observations macroscopiques et gravimétriques obtenues lors des essais de biodégradation. Ces résultats soulignent le rôle prépondérant des niches microbiennes locales dans la décomposition du PEHD et démontrent l'efficacité métabolique supérieure des consortiums par rapport aux cultures pures. Ces travaux fournissent des bases théoriques et pratiques essentielles au développement de biotechnologies environnementales visant la bioremédiation des polymères synthétiques.

**Mots-clés :** PEHD, xénobiotiques environnementaux, déchet plastique, biodégradation, fèces bovines, micro-organismes, consortium microbien.

## ABSTRACT

High-density polyethylene, a non-biodegradable polymer, poses a significant environmental threat due to its persistence in ecosystems. Bioremediation of plastic-contaminated sites, leveraging the metabolic potential of ubiquitous microorganisms, has emerged as a promising strategy for removing these environmental xenobiotics. This study investigated the HDPE degradation potential of microbial isolates and consortia obtained from five environmental sources in Annaba, Algeria, with particular emphasis on bovine feces as a rich microbial reservoir. Screening tests based on clear zone formation and high cell-surface hydrophobicity were conducted to select active strains. From 14 collected samples, 212 distinct microbial strains were isolated, of which 41 bacterial and 5 fungal strains were selected for further evaluation of HDPE degradation. Bacterial isolates were molecularly characterized by 16S rRNA sequencing and belonged to the genera *Pseudomonas*, *Enterobacter*, *Bacillus*, *Brevibacillus*, *Kurthia*, *Brucella* and *Peribacillus*. Fungal isolates were identified through ITS region sequencing and included genera such as *Aspergillus*. Optimal degradation conditions were determined by assessing physicochemical parameters to maximize HDPE breakdown. The growth kinetics of microbial strains, total protein content, and pH changes were evaluated throughout the incubation period to provide insights into microbial activity and the mechanisms of HDPE degradation. In 90-day assays using HDPE films as the sole carbon source, pure isolates showed progressive weight loss of 10.90%- 15.07% (measured at 15-day intervals), whereas microbial consortia achieved significantly greater degradation. Microbial attachment facilitated biofilm formation and enzymatic depolymerization, as confirmed by CO<sub>2</sub> evolution, which ranged from 45.3–352 mg for pure isolates and reached 660.9 mg in consortia. Post-incubation physicochemical analyses confirmed extensive structural alterations in HDPE films. SEM revealed pronounced topographical degradation, characterized by surface erosion, increased porosity, and crack formation. EDS revealed carbon depletion and oxygen enrichment, suggesting oxidative degradation. FTIR spectra revealed functional group modifications, including the appearance of carbonyl groups, while XRD analysis demonstrated a reduction in crystallinity from 70% to 27.8%, indicating significant degradation of crystalline polymer regions. GC-MS analyses further identified low-molecular-weight metabolic intermediates, such as carboxylic acids and short-chain alkanes.

Collectively, these results confirm polymer mineralization by both pure isolates and microbial consortia, validating chain decomposition and corroborating macroscopic and gravimetric observations from biodegradation assays.

The study highlights the critical role of local microbial niches in HDPE degradation and demonstrates the superior metabolic efficiency of consortia over pure cultures. These findings provide essential theoretical and practical foundations for developing environmental biotechnologies to remediate synthetic polymers.

**Keywords:** HDPE, environmental xenobiotics, plastic waste, biodegradation, cow dung, microorganisms, microbial consortium

## المُلخَص

يُعدّ البولي إيثيلين عالي الكثافة (HDPE) من البوليمرات التي يصعب تحللها حيويًا، ويمثل تهديدًا بيئيًا كبيرًا بسبب بقائه لفترات طويلة في النظم البيئية. وقد برزت المعالجة الحيوية للمواقع الملوثة بالبلاستيك، عبر تسخير الإمكانيات الأيضية للكائنات الحية الدقيقة المنتشرة على نطاق واسع، بوصفها استراتيجية واعدة لإزالة مثل هذه الملوثات الغريبة (xenobiotics) من البيئة. هدفت هذه الدراسة إلى تقييم قدرة عزلات ميكروبية ومجتمعات ميكروبية (Consortia) على تحلل HDPE، تم الحصول عليها من خمسة مصادر بيئية في عنابة، الجزائر، مع التركيز بشكل خاص على روث الأبقار باعتباره خزانًا ميكروبيًا غنيًا. أُجريت اختبارات فرز اعتمادًا على تكوّن مناطق شفافة (clear zones) وارتفاع كارهية السطح الخلوي للماء (cell-surface hydrophobicity) لاختيار السلالات النشطة. ومن أصل 14 عينة جُمعت، تم عزل 212 سلالة ميكروبية متميزة، اختير منها 41 سلالة بكتيرية و5 سلالات فطرية لتقييم إضافي لقدرتها على تحلل HDPE. وجرى التوصيف الجزيئي للعزلات البكتيرية بتسلسل جين 16S rRNA، وتبيّن انتمائها إلى الأجناس *Pseudomonas* و *Enterobacter* و *Bacillus* و *Brevibacillus* و *Kurthia* و *Brucella* و *Peribacillus*. كما تم تعريف العزلات الفطرية عبر تسلسل منطقة ITS، وشملت أجناسًا مثل *Aspergillus*. تم تحديد ظروف التحلل المثلى عبر تقييم المعلمات الفيزيائية-الكيميائية بهدف تعظيم تفكك HDPE. كما جرى تتبّع حركيات نمو السلالات، والمحتوى الكلي للبروتين، وتغيرات الرقم الهيدروجيني (pH) طوال فترة الحضانة لتوفير فهم أعمق للنشاط الميكروبي وآليات تحلل HDPE.

في تجارب امتدت 90 يومًا باستخدام أغشية HDPE كمصدر وحيد للكربون، أظهرت العزلات المفردة فقدانًا تدريجيًا في الوزن تراوح بين 10.90% و 15.07% (تم قياسه كل 15 يومًا)، بينما حققت المجتمعات الميكروبية تحللًا أعلى بكثير. وسهّل التصاق الكائنات الدقيقة تكوّن الغشاء الحيوي (biofilm) وحدثت إزالة بلمرة إنزيمية (enzymatic depolymerization)، وهو ما تأكد من خلال تطور ثاني أكسيد الكربون (CO<sub>2</sub>)، إذ تراوح بين 45.3 و 352 ملغ للعزلات المفردة ووصل إلى 660.9 ملغ في المجتمعات الميكروبية. وأكدت التحليلات الفيزيائية-الكيميائية بعد الحضانة حدوث تغيرات بنيوية واسعة في أغشية HDPE. وكشف المجهر الإلكتروني الماسح (SEM) عن تدهور سطحي واضح تمثل في تعرية السطح وزيادة المسامية وتكوّن الشقوق. كما أظهر تحليل EDS انخفاضًا في الكربون وارتفاعًا في الأكسجين، بما يشير إلى تحلل أكسدي. وأظهرت أطياف FTIR تعديلات في المجموعات الوظيفية، بما في ذلك ظهور مجموعات كربونيل، في حين بيّن تحليل XRD انخفاض التبلور من 70% إلى 27.8%، مما يدل على تحلل كبير في المناطق البلورية من البوليمر. كذلك حدّدت تحاليل GC-MS نواتج أيضية منخفضة الكتلة الجزيئية، مثل الأحماض الكربوكسيلية والألكانات قصيرة السلسلة.

وبشكل إجمالي، تؤكد هذه النتائج حدوث تمعدن للبوليمر بواسطة كل من العزلات المفردة والمجتمعات الميكروبية، بما يدعم تفكك السلاسل البوليمرية ويتوافق مع الملاحظات الماكروسكوبية والقياسات الوزنية في اختبارات التحلل الحيوي. وتبرز الدراسة الدور الحاسم للبيئات الميكروبية المحلية في تحلل HDPE، وتُظهر الكفاءة الأيضية الأعلى للمجتمعات الميكروبية مقارنة بالمزارع النقية. وتوفر هذه النتائج أساسًا نظرية وتطبيقية مهمة لتطوير تقانات حيوية بيئية لمعالجة البوليمرات الاصطناعية.

**الكلمات المفتاحية:** HDPE، الملوثات الغريبة بيئيًا، النفايات البلاستيكية، التحلل الحيوي، روث الأبقار، الكائنات الحية الدقيقة، المجتمعات الميكروبية



***LISTE DES  
ABRÉVIATIONS***

<b>ADN</b>	Acide désoxyribonucléique
<b>BPA</b>	Bisphénol A
<b>BLAST</b>	Basic Local Alignment Search Tool
<b>Cu<sup>2+</sup></b>	Ion cuivre
<b>DO</b>	Densité optique mesurée (nm)
<b>dNTP</b>	Désoxyribonucléotides triphosphates
<b>EDS</b>	Spectroscopie à dispersion d'énergie
<b>Fe<sup>2+</sup></b>	Ion fer ferreux
<b>FTIR</b>	Spectroscopie infrarouge à transformée de Fourier
<b>GC-MS</b>	Chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse
<b>ITS</b>	Internal Transcribed Space
<b>LB</b>	Milieu Luria-Bertani
<b>MATH</b>	Test d'adhésion microbienne aux hydrocarbures
<b>MEB</b>	Microscopie électronique à balayage
<b>MMS</b>	Minimal Salts Medium
<b>Mn<sup>2+</sup></b>	Ion manganèse
<b>ML</b>	Méthode du maximum de vraisemblance (utilisée en analyses phylogénétiques)
<b>MTBE</b>	Méthyl tert-butyl éther
<b>NCBI</b>	National Center for Biotechnology Information
<b>NIST</b>	National Institute of Standards and Technology
<b>pb</b>	Paire de base
<b>PCR</b>	Polymerase Chain Reaction
<b>PDA</b>	Gélose Potato Dextrose Agar
<b>PE</b>	Polyéthylène
<b>PELD</b>	Polyéthylène basse densité
<b>PEHD</b>	Polyéthylène haute densité
<b>PEBD</b>	Polyéthylène basse densité
<b>PEMD</b>	Polyéthylène de densité moyenne
<b>PEBBD</b>	Polyéthylène basse densité branché
<b>PEBDL</b>	Polyéthylène linéaire basse densité
<b>PETBD</b>	Polyéthylène à très basse densité

<b>PEUHPM</b>	Polyéthylène à très haut poids moléculaire
<b>PHA</b>	Polyhydroxyalcanoates
<b>PLA</b>	Acide polylactique
<b>PU</b>	Polyuréthane
<b>PVC</b>	Polychlorure de vinyle
<b>POP</b>	Polluants organiques persistants
<b>PP</b>	Polypropylène
<b>PS</b>	Polystyrène
<b>rpm (RPM)</b>	Tours par minute
<b>16S rRNA</b>	ARN ribosomique 16S
<b>ST</b>	Standard de référence
<b>ST<sup>A</sup></b>	Standard alcane <sup>A</sup> WRK-101
<b>ST<sup>E</sup></b>	Standard alcane cyclique <sup>E</sup> WRK-104
<b>ST<sup>F</sup></b>	Standard alcane linéaire <sup>F</sup> WRK-102
<b>Tg</b>	Température de transition vitreuse
<b>TSB</b>	Bouillon Tryptic Soy Broth
<b>XRD</b>	Diffraction des rayons X
<b>Zn<sup>2+</sup></b>	Ion zinc

# ***LISTE DES FIGURES***

Figure 1. Illustrations schématiques des architectures de chaînes polymères : (a) linéaire, (b) ramifiée, (c) copolymère greffé, (d) polymère réticulé (Saldivar-Guerra et Vivaldo-Lima 2013).....	10
Figure 2. Répartition récente de la production mondiale des polymères plastiques (Boschi et al. 2024) .....	13
Figure 3. Classification et caractéristiques structurelles du polyéthylène (Yao et al. 2022b).....	16
Figure 4. Structure chimique et architecture macromoléculaire linéaire du PEHD (Zohuri et al. 2012 ; Peti et al. 2025).....	18
Figure 5. Schéma illustrant le cycle de gestion des déchets plastiques et leurs impacts sur l'écosystème et la santé humaine (Evode et al. 2021).....	25
Figure 6. Principaux types de dégradation des plastiques, abiotiques et biotiques (Devi et al. 2016)..	25
Figure 7. Mécanisme général de la dégradation biologique des plastiques en conditions aérobies et anaérobies (Wu et al. 2023b).....	28
Figure 8. Arbre phylogénétique montrant tous les micro-organismes identifiés comme possédant des capacités potentielles de dégradation du plastique. La relation phylogénétique entre les espèces a été importée depuis la base de données taxonomique du NCBI. Les feuilles sont colorées selon leur phylum. Les points de données tracés à l'extérieur de l'arbre représentent la capacité de chaque micro-organisme à dégrader chacun des plastiques mentionnés dans la légende. Les bactéries appartenant à la famille des Pseudonocardiaceae et à l'ordre des Bacillales sont identifiées par des branches plus épaisses sur l'arbre phylogénétique (Gambarini et al. 2021).....	39
Figure 9. Abondances relatives de tous les taxons signalés comme dégradant les plastiques aux niveaux du domaine (A), du phylum (B) et de la classe (C) (Gambarini et al. 2021) .....	40
Figure 10. Localisation géographique des différents sites d'échantillonnage dans la wilaya d'Annaba (Algérie). Site 1 (Chaayba); Site 2 (Sidi Amar); Site 3 (Sidi Salem); Site 4 (Berka Zerga); Site 5 (Oued El Aneb). .....	43
Figure 11. Site de prélèvement de Berka Zerga illustrant l'accumulation et l'altération des déchets polymériques soumis aux conditions environnementales de la décharge .....	43
Figure 12. Illustration des sites de prélèvement (1-3) : Ingestion de déchets plastiques par des bovins dans différents sites pollués de la wilaya d'Annaba, mettant en évidence l'origine des échantillons d'excréments étudiés.....	44
Figure 13. Dispositif respirométrique (Biomètre). Le système est composé d'un flacon de piégeage (A) contenant une solution de NaOH 0,1 N pour la capture du CO <sub>2</sub> métabolique, relié hermétiquement à un flacon de réaction (B) contenant le milieu MMS, l'inoculum et le PEHD .....	55
Figure 14. Répartition des isolats microbiens (bactériens et fongiques) collectés sur l'ensemble des sites d'échantillonnage étudiés .....	60
<b>Figure 15.</b> Degré d'hydrophobicité (%) des souches microbiennes vis-à-vis de l'hexadécane, évalué par le test MATH : (A) Bacillus ; (B) Pseudomonas ; (C) Enterobacter ; (D) Serratia ; (E) Lysinibacillus ;	

(F) groupe de différents genres de bactéries à Gram négatif ; (G) groupe de différents genres de bactéries à Gram positif ; (H) souches fongiques.....	67
Figure 16. Visualisation par gel d'agarose (1,5 %) des produits PCR du 16S rRNA bactérien (A) et des régions ITS fongiques (B).....	78
<b>Figure 17.</b> L'analyse évolutive moléculaire des séquences du rRNA 16S du genre <i>Bacillus</i> a été réalisée à l'aide de la méthode du maximum de vraisemblance (ML). Les valeurs de bootstrap, basées sur 1000 répétitions, sont indiquées pour les nœuds soutenus à plus de 50 %. La barre d'échelle représente 0,02 substitutions par site nucléotidique. <i>Enterobacter chengduensis</i> WCHECI-C4 a été utilisé comme outgroup pour enracer l'arbre phylogénétique. ....	84
Figure 18. L'arbre phylogénétique illustre la position des isolats du genre <i>Pseudomonas</i> . La reconstruction a été effectuée par la méthode du maximum de vraisemblance (ML). Les valeurs de bootstrap, obtenues sur 1 000 répliqués, sont indiquées pour les nœuds dont la valeur est supérieure à 50 %. La barre d'échelle représente 0,02 substitutions par site nucléotidique. <i>Bacillus subtilis</i> IAM 1118T a été utilisé comme outgroup.....	85
Figure 19. L'arbre phylogénétique montre la position des isolats du genre <i>Enterobacter</i> . Sa construction a été réalisée à l'aide de la méthode du maximum de vraisemblance (ML). Les valeurs de bootstrap, basées sur 1 000 répliqués, sont indiquées pour les nœuds dont la valeur est supérieure à 50 %. La barre d'échelle correspond à 0,05 substitutions par site nucléotidique. <i>Bacillus subtilis</i> IAM 1118T a servi d'outgroup.....	86
Figure 20. L'arbre phylogénétique montre la position des isolats du genre <i>Serratia</i> . Sa construction a été réalisée à l'aide de la méthode du maximum de vraisemblance (ML). Les valeurs de bootstrap, basées sur 1 000 répliqués, sont indiquées pour les nœuds dont la valeur est supérieure à 50 %. La barre d'échelle correspond à 0,02 substitutions par site nucléotidique. <i>Bacillus cereus</i> ATCC 14579 a été utilisé comme outgroup. ....	87
Figure 21. L'arbre phylogénétique montre la position des isolats du genre <i>Lysinibacillus</i> . Sa construction a été réalisée à l'aide de la méthode du maximum de vraisemblance (ML). Les valeurs de bootstrap, basées sur 1 000 répliqués, sont indiquées pour les nœuds dont la valeur est supérieure à 50 %. La barre d'échelle correspond à 0,02 substitutions par site nucléotidique. <i>Actinomadura algeriensis</i> ACD1 a été utilisée comme outgroup. ....	88
Figure 22. L'arbre phylogénétique illustre la position des isolats du genre <i>Kurthia</i> . La reconstruction a été effectuée par la méthode du maximum de vraisemblance (ML). Les valeurs de bootstrap, obtenues sur 1 000 répliqués, sont indiquées pour les nœuds dont la valeur est supérieure à 50 %. La barre d'échelle représente 0,02 substitutions par site nucléotidique. <i>Pseudomonas abietaniphila</i> ATCC 700689 a été utilisé comme outgroup.....	89
Figure 23. L'arbre phylogénétique illustre la position des isolats du genre <i>Peribacillus</i> . La reconstruction a été effectuée par la méthode du maximum de vraisemblance (ML). Les valeurs de bootstrap, obtenues à partir de 1 000 répliqués, sont indiquées pour les nœuds dont la valeur est supérieure à 50 %. La barre	

d'échelle représente 0,02 substitutions par site nucléotidique. <i>Pseudomonas abietaniphila</i> ATCC 700689 a été utilisé comme outgroup.....	89
Figure 24. L'arbre phylogénétique montre la position des isolats du genre <i>Brevibacillus</i> . Sa construction a été réalisée à l'aide de la méthode du maximum de vraisemblance (ML). Les valeurs de bootstrap, basées sur 1 000 répliquats, sont indiquées pour les nœuds dont la valeur est supérieure à 50 %. La barre d'échelle correspond à 0,02 substitutions par site nucléotidique. <i>Alicyclobacillus pohliae</i> a servi d'outgroup.....	90
Figure 25. L'arbre phylogénétique illustre la position des isolats du genre <i>Brucella</i> . La reconstruction a été effectuée par la méthode du maximum de vraisemblance (ML). Les valeurs de bootstrap, obtenues sur 1 000 répliquats, sont indiquées pour les nœuds dont la valeur est supérieure à 50 %. La barre d'échelle représente 0,02 substitutions par site nucléotidique. <i>Pseudomonas abietaniphila</i> ATCC 700689 a été utilisé comme outgroup.....	91
Figure 26. L'arbre phylogénétique montre la position des isolats fongiques. Sa construction a été réalisée à l'aide de la méthode du maximum de vraisemblance (ML). Les valeurs de bootstrap, basées sur 1 000 répliquats, sont indiquées pour les nœuds dont la valeur est supérieure à 50 %. La barre d'échelle correspond à 0,05 substitutions par site nucléotidique. <i>Bacillus subtilis</i> IAM 1118T a servi d'outgroup.....	92
Figure 27. Effet de différentes concentrations de PEHD sur la croissance microbienne pour les groupes suivants : <i>Bacillus</i> (A–C), <i>Pseudomonas</i> (D–E), <i>Enterobacter</i> (F–G), <i>Serratia</i> (H), <i>Lysinibacillus</i> (I), groupe de bactéries Gram négatives (J), groupe de bactéries Gram positives (K) et isolats fongiques (L).....	98
Figure 28. Effet des conditions agitées et statiques sur la dégradation du PEHD par les groupes microbiens : <i>Bacillus</i> (A–C), <i>Pseudomonas</i> (D–E), <i>Enterobacter</i> (F–G), <i>Serratia</i> (H), <i>Lysinibacillus</i> (I), groupes de bactéries Gram négatives (J), groupes de bactéries Gram positives (K) et isolats fongiques (L).....	103
Figure 29. Effet du prétraitement et du non-prétraitement du PEHD sur la croissance microbienne et le potentiel de biodégradation des groupes microbiens suivants : <i>Bacillus</i> (A–C), <i>Pseudomonas</i> (D–E), <i>Enterobacter</i> (F–G), <i>Serratia</i> (H), <i>Lysinibacillus</i> (I), groupes de bactéries Gram négatives (J), groupes de bactéries Gram positives (K) et isolats fongiques (L).....	107
Figure 30. Effet de la variation de la taille de l'inoculum sur la croissance microbienne et le potentiel de dégradation du PEHD pour les différents groupes microbiens : <i>Bacillus</i> (A–C), <i>Pseudomonas</i> (D–E), <i>Enterobacter</i> (F–G), <i>Serratia</i> (H), <i>Lysinibacillus</i> (I), groupe de bactéries Gram négatives (J), groupe de bactéries Gram positives (K) et isolats fongiques (L).....	112
Figure 31. Effet de la température sur la croissance microbienne pour les groupes suivants : <i>Bacillus</i> (A–C), <i>Pseudomonas</i> (D–E), <i>Enterobacter</i> (F–G), <i>Serratia</i> (H), <i>Lysinibacillus</i> (I), groupe de bactéries Gram négatives (J), groupe de bactéries Gram positives (K) et isolats fongiques (L).....	116

Figure 32. Effet du pH sur la croissance microbienne pour les groupes suivants : Bacillus (A–C), Pseudomonas (D–E), Enterobacter (F–G), Serratia (H), Lysinibacillus (I), groupe de bactéries Gram négatives (J), groupe de bactéries Gram positives (K) et isolats fongiques (L).....	121
Figure 33. Effet de différentes concentrations de micronutriments sur la croissance microbienne lors de la dégradation du PEHD pour les groupes suivants : Bacillus (A–C), Pseudomonas (D), Enterobacter (E), Serratia (F), Lysinibacillus (G), groupe de bactéries Gram négatives (H), groupe de bactéries Gram positives (I) et isolats fongiques (J).....	125
Figure 34. Effet de la source de carbone sur la dégradation du PEHD par différents groupes microbiens : Bacillus (A–C), Pseudomonas (D–E), Enterobacter (F–G), Serratia (H), Lysinibacillus (I), groupes de bactéries Gram négatives (J), groupes de bactéries Gram positives (K) et isolats fongiques (L) .....	132
Figure 35. Effet de la source d’azote sur la dégradation du PEHD par les groupes microbiens : Bacillus (A–C), Pseudomonas (D–E), Enterobacter (F–G), Serratia (H), Lysinibacillus (I), groupe de bactéries Gram négatives (J), groupe de bactéries Gram positives (K) et isolats fongiques (L).....	137
Figure 36. Taux de biodégradation des films de PEHD par les isolats microbiens sélectionnés : Bacillus (A–C), Pseudomonas (D–E), Enterobacter (F), Serratia (G), Lysinibacillus (H), diverses bactéries Gram négatives (I), diverses bactéries Gram positives (J) et souches fongiques (K). Les valeurs indiquent la moyenne $\pm$ l’écart-type, basées sur trois répétitions indépendantes. La signification statistique des différences entre les groupes a été déterminée par une analyse de variance (One-way ANOVA) ( $p \leq 0,05$ ).....	144
Figure 37. Perte de poids des films en PEHD, non traités et traités, après 90 jours d’incubation avec les consortiums microbiens sélectionnés. Les résultats sont exprimés en moyenne $\pm$ SD ( $n = 3$ ). Les différences significatives entre les groupes ont été évaluées par le test ANOVA (one-way) ( $p \leq 0,05$ ). .....	149
Figure 38. Profil de croissance des souches individuelles et des consortiums lors de la dégradation du PEHD, observé à intervalles de 15 jours : Bacillus (A–C), Pseudomonas (D–E), Enterobacter (F–G), Serratia (H), Lysinibacillus (I), diverses bactéries Gram-négatives (J), diverses bactéries Gram-positives (K), souches fongiques (L), consortiums (M–N). Les valeurs sont exprimées en moyenne $\pm$ SD, à partir de trois répétitions indépendantes. ....	157
Figure 39. Évolution du pH du milieu au cours du processus de biodégradation du PEHD, mesurée à intervalles de 15 jours, pour les souches individuelles et les consortiums microbiens : Bacillus (A–C), Pseudomonas (D–E), Enterobacter (F–G), Serratia (H), Lysinibacillus (I), souches fongiques (J), diverses bactéries Gram-positives (K), diverses bactéries Gram-négatives (L) et consortiums microbiens (M–N). Les données sont exprimées en moyenne $\pm$ l’écart-type (SD). La différence significative entre les groupes a été évaluée par une ANOVA ( $p \leq 0,05$ ). ....	164
Figure 40. Teneur en protéines ( $\mu\text{g/ml}$ ) des cellules microbiennes individuelles et des consortiums adhérant aux surfaces de l’PEHD. Les valeurs sont exprimées en moyenne $\pm$ écart-type à partir de trois répétitions. Bacillus (A–C), Pseudomonas (D), Enterobacter (E), Serratia (F), Lysinibacillus (G),	

diverses bactéries à Gram négatif (H), diverses bactéries à Gram positif (I), souches fongiques (J) et consortiums (K).....	170
Figure 41. Évaluation quantitative des émissions cumulées de CO <sub>2</sub> lors de la biodégradation du PEHD par respirométrie. Les valeurs sont exprimées en moyenne ± écart-type (SD) pour des mesures effectuées en triplicat. La différence significative entre les groupes a été évaluée par une ANOVA ( $p \leq 0,05$ ). Groupes étudiés : Bacillus (A–C), Pseudomonas (D–E), Enterobacter (F–G), Serratia (H), Lysinibacillus (I), diverses bactéries Gram-négatives (J), diverses bactéries Gram-positives (K), souches fongiques (L) et consortiums microbiens (M).....	176
Figure 42. Caractérisation, par MEB, des changements morphologiques des films de PEHD exposés aux isolats microbiens et aux consortiums, en comparaison avec le film non traité. Les cercles rouges indiquent les fissures et la formation de petits pores à la surface du plastique, tandis que les flèches rouges signalent la présence de micro-nanoplastiques secondaires déjà formés à la surface altérée..	180
Figure 43. Spectres EDS des films de PEHD non traités (A) et des films traités après 60 jours par les consortiums microbiens (B), illustrant les variations de composition élémentaire induites par l'activité microbienne.....	183
Figure 44. Spectres FTIR et indices des liaisons carbonyle et doubles (KCBI, ECBI, VBI, IDBI) des films de PEHD non traités et traités par différents isolats microbiens : Bacillus (A), Pseudomonas (B), Enterobacter (C), Serratia (D), Lysinibacillus (E), bactéries Gram négatives (F), bactéries Gram positives (G), isolats fongiques (H) et consortium (I).....	193
Figure 45. Diffractogrammes DRX du PEHD non traité et traité par les isolats microbiens ainsi que par les consortiums après 90 jours d'incubation .....	199

# ***LISTE DES TABLEAUX***



<b>Tableau 1.</b> Classification des principaux polymères synthétiques (codes 1 à 7) et leurs domaines d'utilisation (Duan et Li 2021 ; Ghosh 2025).....	<b>14</b>
<b>Tableau 2.</b> Les caractéristiques physiques et chimiques du PEHD (Min et al. 2008 ; Wang et Yang 2010 ; Ahmad et al. 2013 ; Hu et al. 2019 ; Kadhim et al. 2024 ; Peti et al. 2025 ; Alejo-Martínez et al. 2025).....	<b>18</b>
<b>Tableau 3.</b> Liste des bactéries, champignons et consortiums microbiens rapportés dans la biodégradation du polyéthylène .....	<b>31</b>
<b>Tableau 4.</b> Sélection préliminaire des micro-organismes capables de dégrader le PEHD via le test de la zone claire .....	<b>62</b>
<b>Tableau 5.</b> Profil macroscopique et microscopique des isolats bactériens cultivés sur LB .....	<b>68</b>
<b>Tableau 6.</b> Profil macroscopique et microscopique des isolats fongiques cultivés sur PDA .....	<b>74</b>
<b>Tableau 7.</b> Résultats de l'identification biochimique des isolats bactériens via les systèmes API 20NE et API 20E .....	<b>76</b>
<b>Tableau 8.</b> Affiliation taxonomique et similarité des séquences des isolats bactériens et fongiques identifiés par séquençage.....	<b>79</b>
<b>Tableau 9.</b> Résultats du test de compatibilité des consortiums microbiens formulés, montrant les interactions compatibles et incompatibles entre les souches sélectionnées.....	<b>145</b>
<b>Tableau 10.</b> Présentation des pics de diffraction (DRX) et des pourcentages de cristallinité déterminés pour les échantillons de PEHD soumis au traitement microbien .....	<b>Erreur ! Signet non défini.</b>
<b>Tableau 11.</b> Liste des métabolites produits lors de la biodégradation du PEHD par les isolats bactériens, identifiés par analyse GC-MS .....	<b>202</b>
<b>Tableau 12.</b> Les métabolites issus de la biodégradation du PEHD par les consortiums, identifiés par analyse GC-MS .....	<b>203</b>

---

# ***TABLE DES MATIÈRES***

---

## Table des matières

### **REMERCIEMENTS**

### **RÉSUMÉ**

### **ABSTRACT**

### **الملخص**

### **LISTE DES ABRÉVIATIONS**

### **LISTE DES FIGURES**

### **LISTE DES TABLEAUX**

### **INTRODUCTION ..... 1**

### **PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE ..... 8**

1. HISTORIQUE DE L'ÉVOLUTION DES PLASTIQUES CONVENTIONNELS .....	7
2. CLASSIFICATION DES MATIÈRES PLASTIQUES .....	8
3. POLYÉTHYLENE.....	15
4. POLYÉTHYLENE HAUTE DENSITÉ .....	16
5. IMPACT DES DÉCHETS PLASTIQUES .....	20
6. STRATÉGIES DE GESTION DES DÉCHETS PLASTIQUES .....	22
7. MÉCANISMES DE DÉGRADATION DES POLYMERES PAR LES MICRO-ORGANISMES.....	26
8. FACTEUR AFFECTANT LA DÉGRADATION MICROBIENNE DU POLYÉTHYLENE .....	28
9. MICROORGANISMES IMPLIQUÉS DANS LA DÉGRADATION DE LA MATIÈRE PLASTIQUE .....	30

### **MATÉRIEL ET MÉTHODES..... 42**

1. COLLECTE DES ÉCHANTILLONS .....	42
2. CRIBLAGE PRÉLIMINAIRE DES ISOLATS MICROBIENS POUR LA DÉGRADATION DU PEHD.....	45
3. CARACTÉRISATION MICROBIENNE D'ISOLATS SÉLECTIONNÉS .....	46
4. OPTIMISATION DES PARAMÈTRES DE CROISSANCE DES MICRO-ORGANISMES SÉLECTIONNÉS.....	49
5. TESTS DE COMPATIBILITÉ POUR LA FORMULATION D'UN CONSORTIUM MICROBIEN .....	51
6. ÉVALUATION DE LA DÉGRADATION DE PEHD.....	51
7. CARACTÉRISATION POST-DÉGRADATION DES FILMS EN PEHD.....	55
8. ANALYSE STATISTIQUE .....	57

### **RÉSULTATS ET DISCUSSION..... 58**

1. ISOLEMENT DE SOUCHES MICROBIENNES.....	58
2. CRIBLAGE PRÉLIMINAIRE DES ISOLATS MICROBIENS POUR LA DÉGRADATION DU PEHD.....	60
3. CARACTÉRISATION DE L'HYDROPHOBICITÉ DE SURFACE DES CELLULES MICROBIENNES (CRIBLAGE SECONDAIRE) .....	64
4. CARACTÉRISATION PHÉNOTYPIQUE ET GÉNOTYPIQUE DES MICRO-ORGANISMES IMPLIQUÉS DANS LA DÉPOLYMÉRISATION DU PEHD .....	68
5. OPTIMISATION DES PARAMÈTRES INFLUENÇANT LA BIODÉGRADATION DU PEHD PAR LES MICRO-ORGANISMES SÉLECTIONNÉS .....	93
6. QUANTIFICATION DU POTENTIEL DE DÉGRADATION DU PEHD PAR LES ISOLATS SÉLECTIONNÉS, EN MESURANT LA VARIATION EN POURCENTAGE DU POIDS DU FILM.....	137
7. ANALYSE IN VITRO DE LA COMPATIBILITÉ INTER-SOUCHES DESTINÉE À LA CONSTITUTION D'UN CONSORTIUM MICROBIEN FONCTIONNEL .....	144
8. ANALYSE DES PROFILS DE CROISSANCE DE SOUCHES MICROBIENNES INDIVIDUELLES ET DE CONSORTIUMS CULTIVÉS AVEC DU PEHD .....	149

9. SUIVI DES VARIATIONS DU PH PENDANT LA BIODEGRADATION DU PEHD.....	157
10. QUANTIFICATION DE LA BIOMASSE MICROBIENNE ADHERANT A LA SURFACE DU PEHD.....	165
11. ÉVALUATION QUANTITATIVE DES EMISSIONS DE CO <sub>2</sub> LORS DE LA BIODEGRADATION MICROBIENNE DU PEHD 170	
12. OBSERVATION MORPHOLOGIQUE PAR MICROSCOPIE ELECTRONIQUE A BALAYAGE (MEB).....	176
13. ÉVALUATION DE LA COMPOSITION CHIMIQUE DU PEHD APRES TRAITEMENT MICROBIEN PAR EDS .....	181
14. ANALYSE FTIR DES TRANSFORMATIONS CHIMIQUES DE L'PEHD POST-DEGRADATION.....	184
15. ANALYSE CRISTALLOGRAPHIQUE PAR DRX DES FILMS DE PEHD APRES BIODEGRADATION PAR DES SOUCHES MICROBIENNES INDIVIDUELLES ET DES CONSORTIUMS .....	194
16. CARACTERISATION DES METABOLITES DE DEGRADATION PAR GC-MS.....	199
<b>CONCLUSION ET PERSPECTIVES .....</b>	<b>237</b>
<b>REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....</b>	<b>242</b>

---

# ***INTRODUCTION***

---

## INTRODUCTION

Les polymères plastiques sont largement utilisés dans divers secteurs industriels depuis 1850 et constituent aujourd'hui une alternative majeure aux matériaux conventionnels (Yao et al. 2022a). Toutefois, leur développement industriel majeur s'est principalement accéléré à partir des années 1950, grâce à leurs caractéristiques intrinsèques exceptionnelles, telles qu'une résistance mécanique élevée, une stabilité physico-chimique accrue, une grande polyvalence, une faible densité, une résistance aux agents chimiques et une durabilité à long terme. Au début des années 2000, la production mondiale de plastiques était estimée à environ 234 millions de tonnes et a triplé pour atteindre 368 millions de tonnes en 2019 (Meral 2022 ; Miloloža et al. 2022 ; Jadaun et al. 2022).

Une légère diminution de 0,3 % a été observée en 2020 (367 millions de tonnes), principalement en raison des perturbations économiques liées à la pandémie de COVID-19 (Fayshal 2024 ; Ji et al. 2024 ; Liu et al. 2022a). Néanmoins, la production mondiale a rapidement repris, dépassant 445,25 millions de tonnes entre 2023 et 2025 (Armenia 2024 ; Lourmpas et al. 2024 ; <https://www.statista.com>). En conséquence de leurs propriétés intrinsèques exceptionnelles et de la demande industrielle croissante, la production mondiale de plastiques synthétiques et semi-synthétiques, principalement issus de ressources pétrolières, a connu une augmentation rapide et continue, et pourrait atteindre un volume cumulé d'environ 10 000 millions de tonnes d'ici 2060, selon les estimations prospectives fondées sur les tendances industrielles et environnementales actuelles (Yuan et al. 2020 ; Wu et al. 2023a ; Singh et al. 2024).

L'accumulation persistante de plastique démontre l'inefficacité des modes conventionnels de gestion des déchets. Sur 4,6 milliards de tonnes produites, le bilan global demeure critique : 39 % sont enfouies, 25 % incinérées, 10 % recyclées et 22 % rejetées sans traitement dans l'environnement (Sangale et al. 2019 ; Chen et al. 2024). Cette crise structurelle est aggravée par la prédominance des polymères non biodégradables, notamment les plastiques à usage unique. Environ 95 % d'entre eux sont jetés après un seul usage, alors qu'ils représentent près de 40 % de la production mondiale de plastique en 2022, ce qui contribue fortement à la pollution environnementale (Peng et al. 2023 ; Ono et al. 2023 ; Lourmpas et al. 2024).

Parmi les polymères synthétiques les plus répandus, le polyéthylène (PE) occupe une place prépondérante. Sa structure, constituée de longues chaînes aliphatiques saturées issues de la

## Introduction

---

polymérisation de l'éthylène, lui confère une stabilité exceptionnelle (Rana et Rana 2020). Le PE représente environ 65 % de la charge mondiale de déchets plastiques accumulés (Eubeler et al. 2010 ; Farzi et al. 2017 ; Taghavi et al. 2021a). Le secteur de l'emballage est le principal moteur de cette pollution, représentant 33,05 % de la production mondiale de PE et générant près de 16 % des déchets solides municipaux (Priya et al. 2022 ; Nehal et Singh 2023 ; Singh et al. 2024). Les matériaux en polyéthylène existent sous plusieurs grades, présentant des structures moléculaires et des propriétés distinctes, notamment le polyéthylène basse densité (PEBD), le polyéthylène haute densité (PEHD) et le polyéthylène linéaire basse densité (PELBD) (Sun et al. 2024).

Le PEHD, caractérisé par une chaîne linéaire à faible ramification, présente un rapport résistance/densité élevé ainsi qu'une résistance mécanique et thermique élevées, en tant que polymère thermoplastique (Zhou et al. 2022 ; Chaudhary et al. 2023 ; Kuzmin et al. 2024). En raison de sa cristallinité et de ses propriétés hydrophobes, il persiste dans l'environnement pendant des siècles (Sarker et al. 2011 ; Shaji et al. 2024). La production mondiale de PEHD était de 54,37 millions de tonnes en 2019 et devrait atteindre 78 millions de tonnes d'ici 2028, avec un taux de croissance annuel de 4,96 %. Cette croissance est largement stimulée par la demande croissante dans de nombreuses industries, notamment dans l'emballage (Awogbemi et Kallon 2023).

Cette pollution, résultant de la durabilité exceptionnelle des plastiques et de leur usage à court terme, a un impact délétère sur les écosystèmes terrestres et aquatiques (Ahmed et al. 2018 ; Khandare et al. 2021a). L'apport annuel de huit millions de tonnes de résidus plastiques dans le milieu marin représente une menace systémique pour la faune et perturbe durablement les équilibres écologiques mondiaux (Boucher et Friot 2017). Les déchets plastiques constituent un problème majeur, qui pose des défis scientifiques considérables aux biologistes et aux biotechnologues. Plusieurs méthodes conventionnelles de gestion des déchets plastiques, telles que l'enfouissement, l'incinération, le recyclage, la pyrolyse, la gazéification et la liquéfaction hydrothermale, sont actuellement employées (Al-Salem 2019 ; Gui et al. 2021 ; Taghavi et al. 2021b ; Rogers et Jaspers 2025). Cependant, ces méthodes présentent des limites majeures, notamment des coûts élevés, une faible efficacité et la production de polluants secondaires (Prata et al. 2019). L'enfouissement demeure une stratégie classique de gestion des déchets plastiques, représentant entre 40 et 60 % de la production mondiale de déchets plastiques. Toutefois, son utilisation a considérablement diminué dans les régions à revenu élevé et à forte

## Introduction

---

densité de population, telles que l'Europe occidentale et le Japon (Anshassi et al. 2022 ; Stasiškienė et al. 2022). Le recyclage contribue à réintégrer les déchets plastiques dans le cycle de production en tant que nouvelles ressources, ce qui réduit leur impact environnemental. Toutefois, le recyclage consomme une quantité importante d'énergie et génère des composés volatils dangereux, ce qui aggrave le réchauffement climatique, accroît les émissions de gaz à effet de serre, favorise les pluies acides et perturbe les écosystèmes (Evode et al. 2021). L'incinération permet de réduire le volume des plastiques et de récupérer de l'énergie par combustion à haute température, mais tous les plastiques ne sont pas adaptés en raison de leur résistance à l'oxygène ou de leur caractère explosif. De plus, l'incinération libère des polluants toxiques associés à de graves risques sanitaires, notamment le cancer, les maladies cardiovasculaires et l'asthme, ce qui souligne des enjeux majeurs pour la santé publique (Rogers et al. 2024 ; Bhikuning et al. 2025 ; Rogers et Jaspers 2025).

Face à ces contraintes, la biodégradation microbienne constitue une approche prometteuse et durable sur le plan écologique, grâce à son efficacité économique et à son faible impact environnemental (Miri et al. 2022 ; Cazaudehore et al. 2023). Le processus de biodégradation est influencé par de nombreux facteurs physiques et chimiques, notamment les propriétés du polymère, le type de micro-organismes impliqués, la nature du prétraitement, ainsi que la mobilité, la tacticité, la cristallinité, le poids moléculaire, les groupes fonctionnels, les plastifiants et autres additifs (Gu 2003 ; Artham et Doble 2008). En général, la biodégradation des plastiques dans l'environnement naturel est reconnue comme extrêmement lente, nécessitant parfois plus de 300 ans pour une décomposition complète (Kyrikou et Briassoulis, 2007). Pour accélérer ce processus, la biodégradation microbienne constitue une solution potentielle et prometteuse.

Ce mécanisme biologique repose sur la dépolymérisation enzymatique de polymères à haut poids moléculaire en monomères, qui sont ensuite assimilés et minéralisés par le métabolisme microbien (Devi et al. 2016 ; Asees et Divya 2024). Dans le cas du polyéthylène, la biodégradation est initiée par la colonisation de la surface plastique et la formation d'un biofilm. Au sein de cette communauté structurée, les micro-organismes produisent des enzymes spécifiques qui catalysent la fragmentation des chaînes polymères. Parallèlement, l'hydrophobicité de la paroi cellulaire microbienne favorise l'adhésion à la surface synthétique, ce qui optimise l'efficacité de la biodégradation (Napoli et al. 2023 ; Sutkar et al. 2023). Par la suite, s'installe la phase de biodétérioration, caractérisée par l'initiation de la décomposition du

## Introduction

---

polymère, liée à l'affaiblissement progressif des liaisons de la chaîne carbonée. Les fragments à faible masse moléculaire sont facilement absorbés par les micro-organismes, traversent la membrane cellulaire et constituent une source de carbone spécifique pour le métabolisme microbien (Jaiswal et al. 2020 ; Priya et al. 2022 ; Udekku et al. 2024). À cette étape, la bio-fragmentation correspond à la dépolymérisation progressive du matériau en intermédiaires, tels que des monomères (par exemple l'éthylène), des dimères (2-butène et 1-décène) et des oligomères (notamment l'acide polylactique et le diméthyl téréphtalate). Ce processus introduit des groupements hydroxyle et carboxyle dans la structure polymérique, ce qui accroît la polarité de la surface et rend le polymère plus vulnérable aux attaques enzymatiques (Albertsson et al. 1998 ; Udekku et al. 2024). Finalement, le carbone du polymère est converti en métabolites terminaux ( $\text{CO}_2$ ,  $\text{H}_2\text{O}$ ,  $\text{NH}_4/\text{H}_2\text{S}$ ) ou incorporé dans les structures cellulaires (biomasse). Selon la disponibilité en oxygène du biotope, les voies cataboliques divergent vers des produits de respiration ou de fermentation, assurant ainsi le recyclage complet des xénobiotiques au sein des cycles biogéochimiques (Sridhar et al. 2024 ; Duan et al. 2024).

De nombreuses études ont mis en évidence l'efficacité de divers genres bactériens et fongiques dans la dégradation du polyéthylène. Parmi les bactéries impliquées, des espèces Gram négatives et Gram positives, appartenant notamment aux genres *Pseudomonas*, *Klebsiella*, *Acinetobacter*, *Rhodococcus*, *Staphylococcus*, *Streptococcus*, *Streptomyces*, *Bacillus* et *Micrococcus*, ont été fréquemment rapportées comme capables d'interagir avec ce polymère et d'initier sa biodégradation. En parallèle, plusieurs souches fongiques, telles qu'*Aspergillus sp.*, *Penicillium sp.*, *Gliocladium sp.* et *Fusarium sp.*, ont également été impliquées dans la dégradation du polyéthylène (Danso et al. 2019 ; Srikanth et al. 2022). Des recherches antérieures ont également identifié des souches microbiennes capables de dégrader efficacement le PEHD, isolées à partir de diverses sources environnementales, notamment des sites d'enfouissement de déchets plastiques. Par exemple, Balasubramanian et al. (2010) ont montré que deux bactéries marines, *Arthrobacter sp.* et *Pseudomonas sp.*, peuvent dégrader le PEHD. De manière similaire, Awasthi et al. (2017) ont rapporté une forte adhésion de *Klebsiella pneumoniae* à des surfaces de PEHD prétraitées thermiquement, se traduisant par une augmentation significative de l'épaisseur du biofilm et par une réduction de la masse du film de PEHD de 18,4 % après 30 jours d'incubation. Par ailleurs, Kowalczyk et al. (2016) ont isolé *Achromobacter xylosoxidans* à partir de sols contaminés, démontrant sa capacité à utiliser le PEHD comme source de carbone unique pour sa croissance. Cependant, malgré les progrès

## Introduction

---

réalisés dans ce domaine, l'utilisation de cultures microbiennes pures demeure souvent limitée par l'accumulation de métabolites toxiques qui inhibent l'activité microbienne. En revanche, les consortiums microbiens apparaissent comme des systèmes plus efficaces, en raison des interactions métaboliques synergiques qu'ils instaurent entre des espèces complémentaires (Alidoosti et al. 2025).

En effet, ces consortiums jouent un rôle déterminant dans la surmontation des contraintes biochimiques et physiologiques liées à la biodégradation des plastiques par des souches isolées. Grâce à l'intégration de voies métaboliques diversifiées, ils permettent la mise en œuvre de réactions enzymatiques séquentielles et complémentaires, souvent inaccessibles à un micro-organisme unique. Cette coopération métabolique favorise la transformation efficace de structures polymériques complexes et l'assimilation des intermédiaires de dégradation, limitant ainsi l'accumulation de sous-produits toxiques susceptibles d'entraver l'activité microbienne. En outre, les interactions interspécifiques au sein des consortiums renforcent la colonisation des surfaces et la formation de biofilms, ce qui améliore l'adhésion microbienne et l'accessibilité enzymatique aux substrats polymériques. Ainsi, ces dynamiques fonctionnelles contribuent non seulement à accroître l'efficacité de la biodégradation, mais également à renforcer la stabilité et la résilience du processus face aux fluctuations environnementales, ce qui fait des consortiums microbiens des systèmes plus performants et plus écologiquement pertinents que les cultures pures (Deveau et al. 2018 ; Skariyachan et al. 2022 ; Massot et al. 2022 ; Zahid et al. 2025). Dans ce contexte, les recherches récentes se sont intensifiées sur le synergisme fongico-bactérien dans divers domaines environnementaux. Par exemple, des co-cultures de *Pseudomonas* et d'*Aspergillus* ont démontré un fort potentiel pour la biodégradation des colorants et des effluents textiles (Lade et al. 2012), tandis que les interactions entre *Enterobacter* et *Aspergillus* ont été exploitées comme biofertilisants pour stimuler la croissance précoce des plantes (Singhalage et al. 2022).

De plus, l'application stratégique d'associations microbiennes dans la biorémédiation du polyéthylène a permis d'obtenir des améliorations significatives des taux de dégradation par rapport à ceux observés dans les monocultures (Skariyachan et al., 2017 ; Ogunbayo et al., 2019). À ce jour, la dégradation biologique significative du PEHD n'est pas encore pleinement maîtrisée, ce qui constitue un défi majeur en biotechnologie. Par conséquent, les recherches actuelles s'attachent à isoler de nouvelles souches microbiennes à partir d'habitats variés, tels que les sites d'enfouissement des déchets, les milieux marins, le sol ou encore le tractus

## Introduction

---

intestinal des pyrales de la cire (*Galleria mellonella*). L'exploration de ces niches écologiques diversifiées demeure essentielle pour l'identification de microorganismes novateurs présentant une forte aptitude à la biodégradation du PEHD (Devi et al. 2015 ; Chen et al. 2021 ; Prasath et al. 2024 ; Bel Hassen et al. 2025). Les recherches récentes sur la biodégradation du PE ont progressivement été orientées vers l'étude des microbiomes intestinaux d'organismes spécifiques, tels que le rumen des ruminants ou le tractus digestif des lombrics. Ces écosystèmes microbiens complexes sont reconnus comme des réservoirs biologiques prometteurs pour l'isolement de souches capables de dégrader les polymères (Cassone et al. 2020 ; Venkatesh et al. 2021 ; Wanapat et al. 2025 ; Tassone et al. 2025). Cette approche explore de nouvelles sources au-delà des sites traditionnels d'isolement de micro-organismes marins ou sédimentaires (Ma et al. 2023 ; Shaji et al. 2024), ainsi que des sources terrestres classiques (Lv et al. 2024), largement documentées dans les études antérieures sur la biodégradation. Pour obtenir une biodégradation microbienne significative des polymères plastiques, il est essentiel d'explorer différentes sources d'isolement. Cette stratégie vise à identifier des souches microbiennes à fort potentiel dégradateur, capables de présenter des taux de biodégradation élevés (Gupta et al. 2022). Parmi les sources non conventionnelles, les excréments bovins constituent un réservoir microbien particulièrement riche, exploitable comme ressource pour la restauration écologique et la gestion des déchets (Neethu et al. 2019). Les bouses de bovins ont été appliquées avec succès dans divers contextes de biorémediation, notamment pour le traitement de sols contaminés par des hydrocarbures (Orji et al. 2012). Plus récemment, les chercheurs ont étudié la biodégradation des plastiques par le microbiote bovin, notamment dans les zones où les bovins ingèrent accidentellement des déchets plastiques incorporés à leur nourriture (Skariyachan et al. 2021).

Dans ce contexte, la présente étude vise à évaluer le potentiel de biodégradation du PEHD par des isolats et des consortiums microbiens issus de sources ruminales bovines, de déchets plastiques partiellement dégradés et, plus particulièrement, d'excréments de vache, à coloniser la surface du PEHD et à utiliser ce polymère comme source unique de carbone pour leur métabolisme et leur croissance.

Réaliser un screening primaire et secondaire des isolats microbiens afin d'identifier les souches présentant le meilleur potentiel de biodégradation du PEHD.

Étudier la compatibilité des souches sélectionnées et élaborer des consortiums microbiens performants pour la biodégradation du PEHD.

## Introduction

---

Optimiser les conditions de culture et de biodégradation (température, pH, durée d'incubation, agitation, etc.) afin d'améliorer l'efficacité de la dégradation du PEHD.

Évaluer les paramètres biologiques associés à la biodégradation du PEHD, notamment la croissance microbienne, la colonisation de la surface du polymère et l'utilisation du PEHD comme source de carbone unique.

Caractériser les isolats et les consortiums sélectionnés à l'aide de méthodes moléculaires afin d'identifier les microorganismes impliqués dans le processus de biodégradation.

Analyser les modifications post-biodégradation du PEHD à travers des paramètres physiques et physicochimiques afin d'estimer le degré et l'efficacité de la dégradation du polymère.

***PARTIE***  
***BIBLIOGRAPHIQUE***

## *Synthèse Bibliographique*

### **1. Historique de l'évolution des plastiques conventionnels**

Les premières matières polymériques étaient principalement issues de polymères d'origine naturelle, tels que le caoutchouc (élastomère) et diverses résines biologiques. Ces matériaux de base ont contribué au développement des premiers substituts synthétiques, dont la cellulose a joué un rôle déterminant en tant que composant structurel (Bucknall 2020).

Par la suite, l'invention du premier plastique entièrement synthétique, la Parkesine, par Alexander Parkes en 1862, constitua une avancée significative. Issue de la cellulose nitratée, cette matière présentait des propriétés de moulage et de façonnage remarquables, ouvrant la voie au développement progressif de l'industrie des polymères synthétiques. Au début du XX<sup>e</sup> siècle, le chimiste belge Leo Baekeland mit au point la bakélite, le premier plastique entièrement synthétique, en 1907. Élaborée à partir de phénol et de formaldéhyde, la bakélite se distinguait par ses propriétés remarquables, notamment son caractère isolant et sa résistance thermique, ce qui en faisait un matériau essentiel pour les applications électriques, en particulier dans les secteurs automobile et électrotechnique, alors en plein essor. Cette découverte a fortement stimulé la production de plastiques et a révélé le potentiel des polymères synthétiques pour remplacer des matériaux traditionnels tels que le bois, le verre ou le métal (Khan et Iqbal 2023 ; Stanley et al. 2025). En 1909, Baekeland a introduit le terme « plastique », dérivé du mot grec « plastikos », qui signifie « capable de se déformer sans se rompre » ou « apte à être moulé en différentes formes ». Les plastiques sont des polymères organiques synthétiques, principalement issus de ressources fossiles telles que le pétrole, le charbon et le gaz naturel. Leur structure macromoléculaire, composée de longues chaînes de carbone, parfois substituées par d'autres atomes, leur confère une large gamme de propriétés physico-chimiques, ce qui explique leur utilisation variée dans l'industrie (Farzi et al. 2019 ; Chamas et al. 2020).

Le développement exponentiel de la chimie des polymères, fortement stimulé par les besoins de la Seconde Guerre mondiale, a entraîné une accélération significative de la production et de la fabrication industrielle des plastiques. La guerre a généré une demande critique de matériaux stratégiques, caractérisés par leur légèreté, leur durabilité et leur aptitude à une production à grande échelle, destinés à des applications militaires spécifiques, tels que des diélectriques pour des câbles radar, des composants aéronautiques et des équipements logistiques essentiels. Cette période a permis de consolider les bases technologiques et les infrastructures industrielles

## Partie bibliographique

---

indispensables, facilitant l'expansion et la diversification des plastiques après 1945 (Wagner et al. 2014 ; Dennis 2024). Dans les décennies suivantes, notamment les années 1950 et 1960, l'utilisation des plastiques s'est étendue de manière exponentielle dans les secteurs de l'emballage, des biens ménagers et des textiles, grâce à l'apparition de polymères innovants tels que le polypropylène. Parallèlement, la découverte du polyéthylène à haute et basse densité (PE-HD, PE-BD) a particulièrement révolutionné l'emballage alimentaire, en offrant des solutions légères et résistantes à l'humidité (McKeen 2012 ; Khan et Iqbal 2023). Ces propriétés ont également consolidé le rôle des plastiques dans des secteurs exigeant de la durabilité et de la résistance, tels que l'automobile, l'aéronautique, la construction et la santé, tout en offrant un avantage économique notable par rapport aux matériaux traditionnels (Millican et Agarwal 2021). Malgré la diversité des polymères disponibles, quelques polymères thermoplastiques de grande consommation dominent la demande mondiale, en raison de leur faible coût, de leur facilité de production et de leurs performances fonctionnelles. Il s'agit principalement du PEBD, du PEHD, du PP (polypropylène), du PVC (polychlorure de vinyle) et du polystyrène (PS), qui représentent près de 90 % de l'utilisation mondiale des plastiques (Peng et al. 2022a). Néanmoins, le développement des plastiques à usage unique a significativement modifié les comportements de consommation en raison de leur praticité, de leur faible coût et de leur résistance (Smith et Brisman 2021). Toutefois, cette diffusion massive a eu des conséquences néfastes sur l'environnement. Dès la fin des années 1980 et au cours des années 1990, l'accumulation de déchets plastiques, notamment illustrée par le « Great Pacific Garbage Patch », a souligné l'ampleur mondiale de la pollution plastique ainsi que ses impacts écologiques durables (Henderson et Green 2020).

### **2. Classification des matières plastiques**

L'intégration des matériaux polymères est devenue un facteur prépondérant dans la quasi-totalité des secteurs de l'activité économique. L'essor de leurs applications multidimensionnelles n'est pas imputable uniquement à leurs propriétés mécaniques et thermiques favorables, mais découle principalement de leur remarquable inertie physico-chimique et de leur persistance environnementale à long terme (Beena et Muringayil 2024).

La classification des matériaux polymères repose sur une multitude de critères, notamment leur origine, leur structure moléculaire, les forces intermoléculaires, le mécanisme de polymérisation, leur comportement thermique, ainsi que leurs méthodes de transformation.

# Partie bibliographique

---

## **2.1. Selon leur origine**

Les polymères sont classés en trois catégories principales : naturelles, semi-synthétiques et synthétiques.

### **2.1.1. Les polymères naturels :**

Les polymères naturels (biopolymères) sont des substances présentes à l'état naturel dans des sources végétales, animales ou microbiennes, dont l'utilisation remonte à l'ère industrielle, et qui sont directement extraits de sources naturelles (exemples : la lignine, la chitine, l'amidon) ou de matériaux bruts utilisés pour leurs propriétés mécaniques et esthétiques (exemples : la corne, l'ambre, l'écaille de tortue) (Rial 2022).

### **2.1.2. Les polymères synthétiques**

Les polymères synthétiques sont des macromolécules artificielles élaborées en laboratoire par polymérisation de monomères de faible masse moléculaire, généralement issus de sources pétrochimiques. Parmi les exemples courants figurent le polyéthylène (PE), le polystyrène, le nylon et le silicone (Mohammed 2022 ; Gurung 2025).

### **2.1.3. Les polymères semi-synthétiques**

Il s'agit de molécules appartenant à une classe intermédiaire, obtenues par modification chimique ou par traitement physique de polymères naturels, réalisés en laboratoire. Des exemples comprennent l'acétate de cellulose, le nitrate de cellulose et le caoutchouc vulcanisé (Pilapitiya et Ratnayake 2024).

## **2.2. La classification basée sur la structure**

### **2.2.1. Polymères linéaires**

Les polymères linéaires se composent de longues chaînes macromoléculaires non ramifiées. Cette configuration favorise un empilement compact des chaînes, ce qui confère au matériau une densité généralement élevée. En raison de cette densité accrue et de l'intensification des interactions inter-chaînées, ces matériaux présentent une température de fusion ( $T_f$ ) plus élevée. Le PEHD et le PVC, qui présentent une résistance à la déformation due à l'alignement ordonné de leurs chaînes, constituent des exemples typiques de polymères à chaîne linéaire (Sharma 2024).

### 2.2.2. Polymères ramifiés

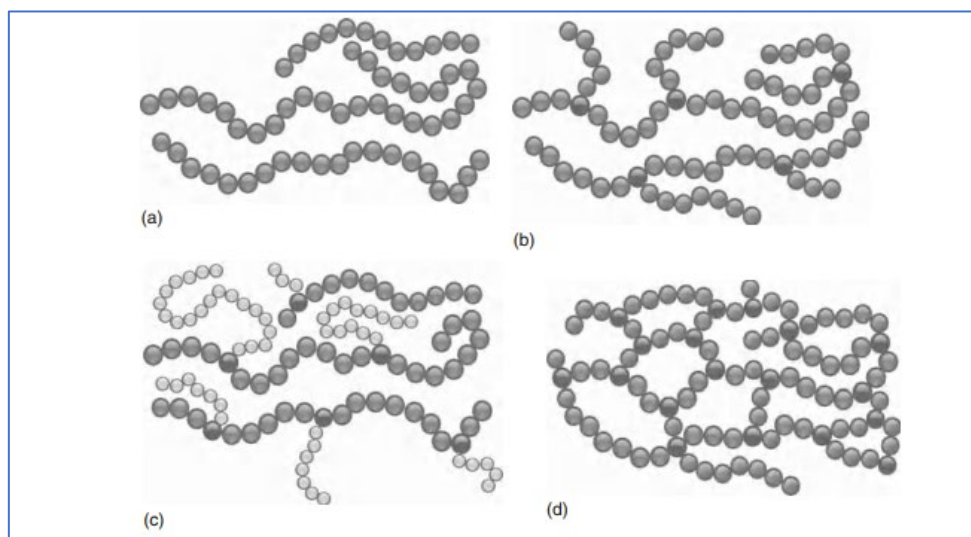
Dans les polymères ramifiés, des chaînes latérales sont attachées aléatoirement à la chaîne principale. Ces ramifications empêchent un empilement dense et ordonné des macromolécules, entraînant une densité plus faible et, en conséquence, une température de fusion inférieure à celle des polymères linéaires (Sharma 2024).

### 2.2.3. Copolymères greffés

Le terme de copolymère greffé désigne un copolymère dont les ramifications sont constituées d'unités répétitives (monomères) de nature chimique différente de celles de la chaîne principale.

### 2.2.4. Polymères réticulés

Les polymères réticulés se distinguent par la présence de liaisons covalentes, qui établissent des liaisons permanentes entre les chaînes macromoléculaires et conduisent à la formation d'un réseau tridimensionnel étendu. Les monomères porteurs de fonctions trifonctionnelles ou multifonctionnelles favorisent particulièrement la mise en œuvre de cette architecture. En conséquence, les polymères réticulés présentent, de manière générale, un comportement mécanique caractérisé par une rigidité élevée et une fragilité accrue (figure 1) (Saldivar-Guerra et Vivaldo-Lima 2013 ; Khaleel 2025).



**Figure 1.** Illustrations schématiques des architectures de chaînes polymères : (a) linéaire, (b) ramifiée, (c) copolymère greffé, (d) polymère réticulé (Saldivar-Guerra et Vivaldo-Lima 2013).

### 2.3. Classification selon le type de polymérisation

---

## Partie bibliographique

---

Le processus par lequel les monomères se lient entre eux pour former un polymère s'appelle la polymérisation. En fonction des types de polymérisation, les polymères sont classés comme suit :

### **2.3.1. Polymères d'addition**

Les polymères issus de la polymérisation par addition sont appelés polymères d'addition. Cette catégorie de polymères est obtenue par l'ajout répété de monomères, sans élimination de sous-produits. Dans ce processus, les liaisons doubles ou triples de la structure chimique des monomères servent de groupes fonctionnels. Ces polymères contiennent donc tous les atomes des monomères et sont composés d'unités monomériques multiples intégrales, comme le PVC et le PE.

### **2.3.2. Polymères de condensation**

Ils constituent l'une des principales catégories de polymères. Ces matériaux sont formés par la combinaison de deux monomères, avec élimination de petites molécules telles que  $H_2O$ , l'alcool ou  $NH_3$ . Ils sont reliés par des liaisons amide et ester et jouent un rôle clé dans la fabrication d'emballages, de fibres, de composants électroniques et d'isolants. Par exemple, les polyamides et les polyuréthanes (Ghosh 2025 ; Deb et Nath Choudhury 2025).

## **2.4. Classification selon les propriétés mécaniques et thermiques**

### **2.4.1. Élastomères**

Les élastomères (élastiques par nature) présentent de faibles forces intermoléculaires, ce qui leur confère une grande capacité de déformation élastique réversible. Parmi les exemples de cette catégorie figurent le caoutchouc naturel, le néoprène et le polybutadiène.

### **2.4.2. Fibres**

Les fibres apparaissent sous la forme de structures filamenteuses, caractérisées par un rapport longueur/diamètre élevé. On distingue les fibres naturelles, telles que le coton, la soie et la laine, des fibres synthétiques ou artificielles, comme la rayonne, les polyamides ou l'acrylique, ces dernières étant conçues pour améliorer leurs performances mécaniques axiales.

### **2.4.3. Polymères thermoplastiques**

## Partie bibliographique

---

Les thermoplastiques sont des polymères capables de subir des cycles répétés de fusion et de solidification. Cette caractéristique leur confère la capacité d'être façonnés ou recyclés par un traitement thermique. Cette classification inclut notamment le PE, le PP, le PVC et le PS.

### **2.4.4. Polymères thermodurcissables**

À l'inverse des thermoplastiques, les polymères thermodurcissables subissent, lors de leur mise en œuvre, une transformation chimique irréversible, la réticulation. Une fois le réseau tridimensionnel formé, il ne peut plus être ramolli ni remodelé par chauffage. La bakélite et les résines de mélamine relèvent de cette famille de matériaux infusibles (Ghosh 2025).

## **2.5. La classification basée sur l'homogénéité des polymères**

### **2.5.1. Homopolymères :**

Constitués d'unités répétitives d'un même monomère. Au sein de cette structure, la séquence macromoléculaire présente une homogénéité chimique totale, comme l'illustre le polyéthylène dont le monomère unique est l'éthylène.

### **2.5.2. Copolymères :**

Polymères constitués de différents types d'unités répétitives. Cette copolymérisation permet de moduler les propriétés physico-chimiques du matériau final en fonction de la disposition des motifs le long de la chaîne (Oadian 2004 ; Saad et al. 2024).

## **2.6. La classification basée sur la biodégradabilité**

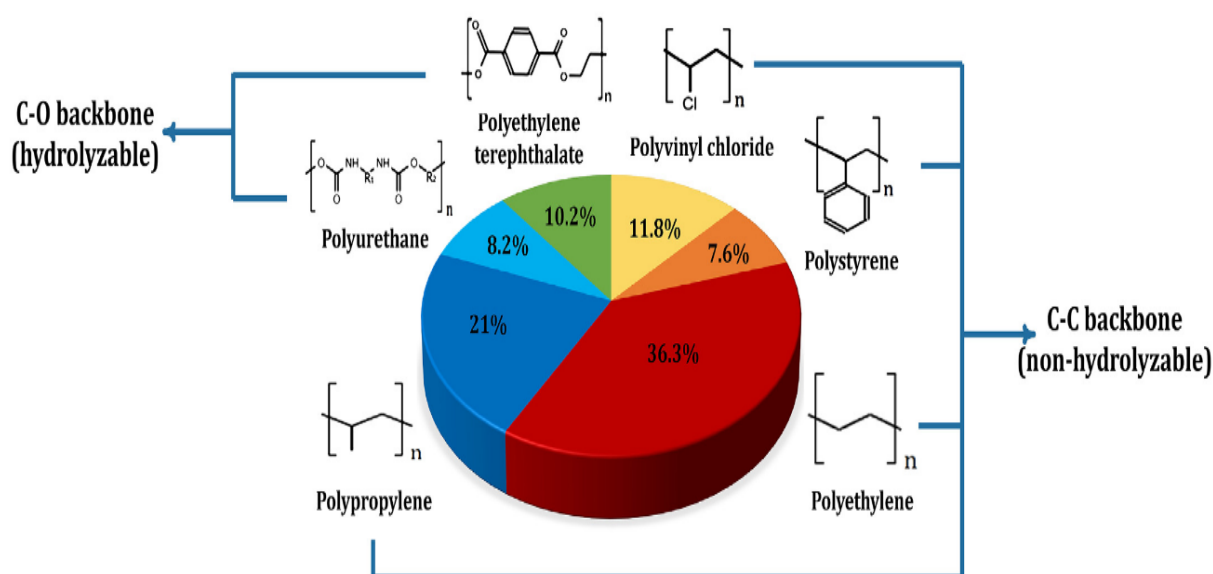
### **2.6.1. Les polymères biodégradables**

Les polymères biodégradables se définissent comme des matériaux capables de subir une décomposition naturelle sous l'action d'agents biologiques, notamment des bactéries et des champignons, dans des conditions environnementales normales ou modérées. Ils se fragmentent en produits naturels, tels que l'eau, le dioxyde de carbone et la biomasse, par des processus biologiques, généralement par hydrolyse ou par action enzymatique. Par exemple, l'acide polylactique (PLA) et les polyhydroxyalcanoates (PHA) sont adaptés aux applications biomédicales et d'emballage, avec des taux de dégradation soigneusement contrôlés (Vroman et Tighzert 2009 ; Dallaev et al. 2025).

### **2.6.2. Les polymères non-biodégradables**

## Partie bibliographique

Les polymères non biodégradables résistent à la dégradation microbienne et persistent longtemps dans l'environnement, grâce à la stabilité de leur chaîne carbonée et à leur caractère hydrophobe. Parmi les types courants figurent le PE, le PP, le PS et le PVC qui s'accumulent sous forme de déchets, ce qui complique leur biodégradation (figure 2) (Samir et al. 2022 ; Saad et al. 2024).


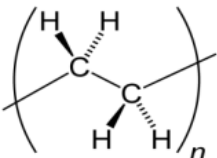

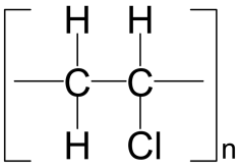

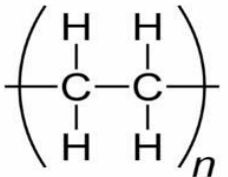

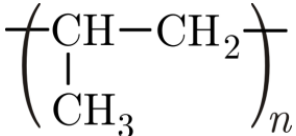

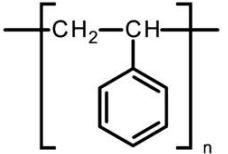

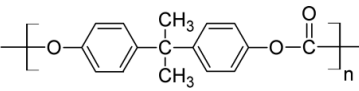


**Figure 2.** Répartition récente de la production mondiale des polymères plastiques (Boschi et al. 2024)

La majorité des plastiques utilisés à l'échelle mondiale relève de la catégorie des polymères synthétiques, en raison de leur fabrication industrielle intensive et de leur large intégration dans des secteurs stratégiques tels que l'emballage, le transport, la construction et les produits de consommation. Les polymères thermoplastiques, notamment le polyéthylène (PEBD, PEHD, PEMD, PEBBD), le PP, le PS, le PVC et le polyuréthane (PU), sont largement utilisés dans la conception d'emballages destinés aux industries pharmaceutiques, alimentaires, cosmétiques, chimiques et détergentes (Tableau 1). Ces matériaux sont privilégiés en raison de leur rentabilité économique, de leur faible densité, de leur flexibilité et de leurs propriétés physico-chimiques favorables. Néanmoins, leur diffusion massive, associée à leur forte persistance dans l'environnement, constitue un facteur majeur de pollution. Parmi ces matériaux, le polyéthylène se distingue comme le polymère qui occupe la première place en termes de volumes de fabrication et d'utilisation à l'échelle mondiale, ce qui en fait un matériau de référence pour les études portant sur la biodégradation microbienne et la gestion durable des déchets plastiques (Yao et al. 2022 ; Sutkar et al. 2022).

## Partie bibliographique

**Tableau 1.** Classification des principaux polymères synthétiques (codes 1 à 7) et leurs domaines d'utilisation (Duan et Li 2021 ; Ghosh 2025)

Plastique	Symbole	Structure	Applications
Polyéthylène haute densité (HDPE)			Bouteilles de lait, de jus et d'eau, sacs-poubelle, sacs d'emballage et sacs de congélation.
Chlorure de polyvinyle (PVC)			Films alimentaires, imperméables, visières, semelles de chaussures, tuyaux d'arrosage et conduites électriques.
Polyéthylène basse densité (LDPE)			Sacs en plastique (sacs à provisions, sacs poubelles, film alimentaire, film rétractable, bouteilles souples, bouchons, couvercles).
Polypropylène (PP)			Capsules de bouteilles, pailles, flacons de médicaments, batteries de voiture, seringues jetables.
Polystyrène (PS)			Matériaux d'emballage, matériel de laboratoire, gobelets, assiettes, plateaux et couverts jetables.
Autres (souvent en polycarbonate)			Bouteilles pour boissons, biberons, boîtiers électroniques.

### 3. Polyéthylène

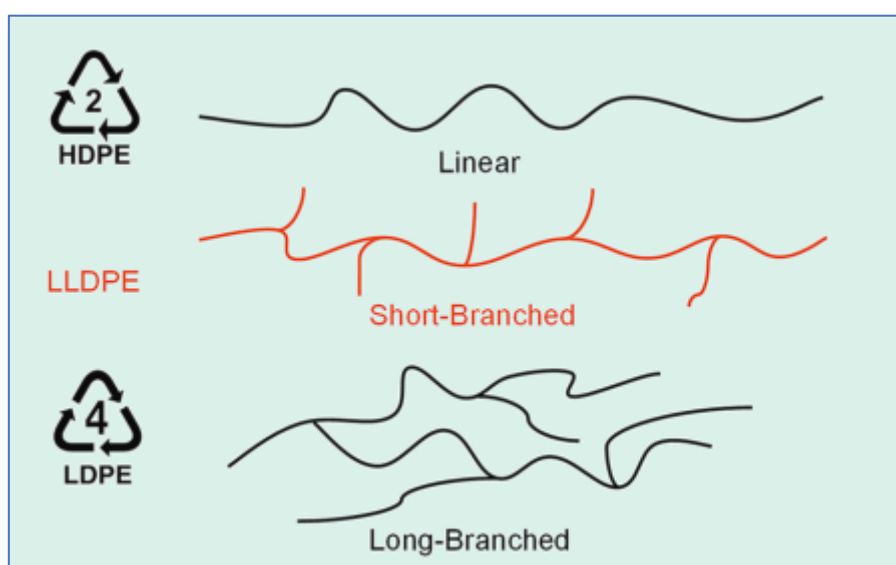
Le polyéthylène englobe une large catégorie de résines synthétiques résultant de la polymérisation par addition de l'éthylène, monomère de formule  $H_2C=CH_2$ . La chaîne principale du polyéthylène est entièrement constituée de liaisons C-C simples, non hydrolysables. En raison de sa flexibilité structurelle, il s'est imposé comme le principal polymère thermoplastique sur le marché international. La modulation des paramètres opératoires lors de la synthèse, notamment la pression, la température et la nature des systèmes catalytiques, permet de contrôler précisément l'architecture des chaînes. Il en résulte une diversité de propriétés mécaniques, régies par le taux de cristallinité et la masse molaire moyenne : plus la densité du matériau est élevée, plus les interactions intermoléculaires s'intensifient, ce qui confère au polymère une rigidité et une résistance thermique accrues (Zhong et al. 2017 ; Pilapitiya et Ratnayake 2024).

Le polyéthylène peut être façonné par divers procédés de transformation des thermoplastiques et se distingue particulièrement pour les applications nécessitant une bonne résistance à l'humidité et un faible coût de production. Le PEBD a généralement une densité comprise entre 0,91 et 0,925 g/cm<sup>3</sup>, tandis que le polyéthylène linéaire basse densité (PEBDL) se situe entre 0,918 et 0,94 g/cm<sup>3</sup>. Le PEHD, en revanche, présente des densités comprises entre 0,935 et 0,96 g/cm<sup>3</sup>, voire plus élevées. Il existe aussi sous diverses formes, différenciées par leur densité et leurs propriétés. Le polyéthylène de densité moyenne (PEMD), dont la densité varie de 0,926 à 0,940 g/cm<sup>3</sup>, est fréquemment utilisé pour fabriquer des conduites de gaz à basse pression. Parmi les formes moins courantes, on trouve le polyéthylène à très haut poids moléculaire (PEUHPM), avec une densité supérieure à 0,965 g/cm<sup>3</sup>, ainsi que le polyéthylène à très basse densité (PETBD), dont la densité est inférieure à 0,910 g/cm<sup>3</sup> (McKeen 2013 ; Zhong et al. 2017 ; Sutkar et al. 2022). Le polyéthylène est défini comme un polymère semi-cristallin, comprenant à la fois des régions cristallines et des régions amorphes. Les zones cristallines se composent de chaînes moléculaires soigneusement pliées, alignées parallèlement et densément compactées. Ces régions ne se forment que lorsque les chaînes ramifiées issues des chaînes principales sont peu nombreuses. Dans les régions cristallines, les molécules présentent des propriétés qui dépendent localement de leur orientation dans chaque cristal. Lorsque des chaînes moléculaires emmêlées, issues des chaînes principales, interfèrent avec ou empêchent le rapprochement serré et stratifié des chaînes principales, la configuration résultante, aléatoire, présente une densité inférieure et est qualifiée d'amorphe. Une abondance de chaînes polymères

## Partie bibliographique

---

étroitement compactées confère au matériau une résistance accrue et une rigidité modérée (Steimel 1995 ; Gabriel 1998 ; Odian 2004 ; Abdul-Kader et al. 2021). Le polyéthylène se divise en différentes catégories principalement selon sa densité et sa ramification. Ses propriétés mécaniques varient en fonction de facteurs tels que l'étendue et le type de ramification, la structure cristalline et le poids moléculaire. En termes de volumes vendus, les grades de polyéthylène les plus courants sont le PEHD, le PEBDL et le PEBD. Parmi ces matériaux, le PEHD se distingue par une rigidité élevée et une forte résistance à la dégradation, ce qui en fait le matériau dominant dans de nombreuses applications industrielles (Awad et Abdellatif 2019 ; Koriem et al. 2021) (Figure 3).



**Figure 3.** Classification et caractéristiques structurales du polyéthylène (Yao et al. 2022b)

### 4. Polyéthylène haute densité

Le polyéthylène a été découvert pour la première fois en 1898 par le chimiste allemand Hans von Pechmann et est depuis devenu l'un des thermoplastiques les plus largement utilisés dans le monde. Dès le début des années 1950, les avancées majeures en chimie macromoléculaire ont permis le développement de plusieurs familles de polyéthylènes, notamment le PEHD, qui joue un rôle clé grâce à ses performances et à la diversité de ses applications industrielles (Goddard 2011; Nguyen et al. 2021). En 1953, deux groupes de chercheurs ont indépendamment synthétisé le PEHD : John P. Hogan et Robert L. Banks aux États-Unis, ainsi que Karl Ziegler en Allemagne, marquant une étape importante dans le développement industriel des polyoléfines. Cette innovation a permis la production à grande échelle du PEHD, avec un contrôle précis de sa structure moléculaire et de ses propriétés, ouvrant la voie à une

## Partie bibliographique

---

vaste gamme d'applications techniques et commerciales (Spalding et Chatterjee 2017 ; Hu et al. 2019). PEHD est un thermoplastique d'origine pétrochimique, caractérisé par un rapport résistance/densité élevé. Associées à un comportement de mise en œuvre favorable, à une bonne polyvalence, à sa disponibilité sur une large gamme de produits et à sa résistance exceptionnelle à la corrosion, ces qualités ont favorisé son utilisation dans de nombreux secteurs industriels (Kanagaraj et al. 2007 ; Singh et al. 2017 ; Olesik et al. 2021). Grâce à ses performances mécaniques, à sa facilité de transformation et à ses avantages économiques, le PEHD est largement employé dans la fabrication de bouteilles, d'articles ménagers et de matériaux de construction, ce qui en fait un matériau essentiel dans les secteurs industriels et de consommation modernes. De plus, sa grande applicabilité et sa large disponibilité ont fait du PEHD l'un des plastiques dominants dans le domaine de l'emballage et dans divers domaines techniques (Millet et al. 2018 ; Heller et al. 2020 ; Olesik et al. 2021). Dans ce contexte, le PEHD est largement utilisé dans divers secteurs tels que l'électrique, l'électronique, la santé, l'agriculture et les biens de consommation courante, grâce à ses propriétés isolantes, sa biocompatibilité, sa durabilité et sa flexibilité de conception (Czuba 2014 ; Haque et al. 2021 ; Cano et al. 2025). Le marché mondial du PEHD a atteint 54,7 millions de tonnes en 2021 (Awogbemi et Kallon, 2023 ; Deepak et al., 2024). Les prévisions montrent une croissance continue, portant la production à 78,0 millions de tonnes d'ici 2028. Cette dynamique de croissance, caractérisée par un taux de croissance annuel composé de 5,6 % entre 2022 et 2028, est liée à la demande croissante de PEHD dans divers secteurs industriels, notamment l'emballage (Blue Weave Consulting 2022 ; Kahlert et Bening 2022).

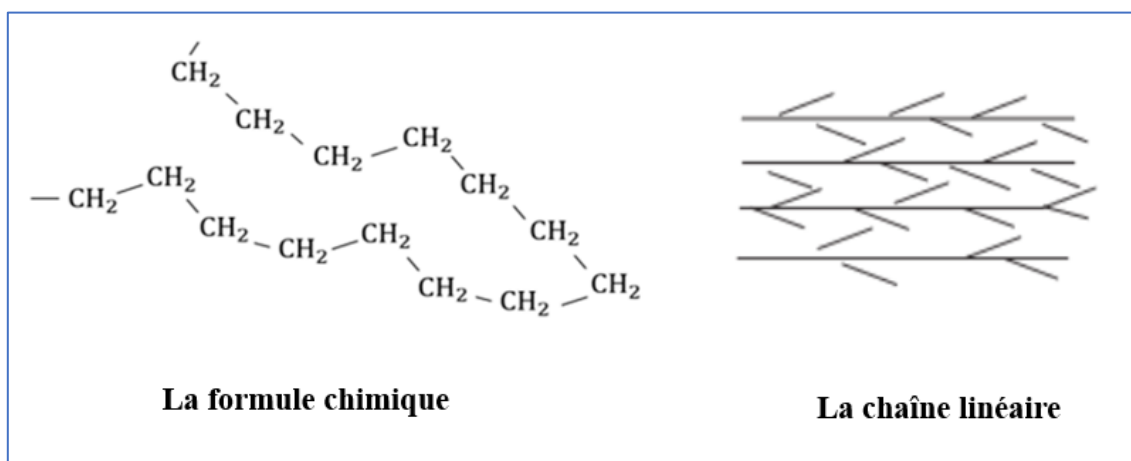
### ➤ Structure moléculaire et caractéristiques du PEHD

Le PEHD est une polyoléfine blanche, opaque et semi-cristalline, composée principalement d'atomes de carbone et d'hydrogène issus de monomères d'éthylène (figure 4). Sa structure moléculaire est essentiellement linéaire, formée de longues chaînes polymères non ramifiées, avec peu de défauts, ce qui favorise leur agglomération compacte. Cette organisation structurale confère au matériau un haut degré de cristallinité (Olesik et al. 2021 ; El-Rafey et al. 2022 ; Alejo-Martínez et al. 2025). La structure linéaire du polymère, caractérisée par un faible degré de ramification, se traduit par une densité élevée, généralement comprise entre 0,941 et 0,965 g·cm<sup>-3</sup>, ainsi que par une masse molaire comprise entre 5 000 et 250 000 Da. Ces caractéristiques structurales favorisent les interactions intermoléculaires, ce qui améliore significativement ses propriétés mécaniques (Brody et al. 2011; Ezzahrae et al. 2023). Par

## Partie bibliographique

---

conséquent, le PEHD présente une excellente rigidité, une haute résistance à la traction et aux chocs, tout en maintenant une stabilité dimensionnelle à des températures pouvant atteindre environ 120 °C (120 °C/248 °F pendant de courtes durées, 110 °C/230 °F en continu) (Balasubramanian et al. 2010 ; Maingi 2017).



**Figure 4.** Structure chimique et architecture macromoléculaire linéaire du PEHD (Zohuri et al. 2012 ; Peti et al. 2025)

La principale chaîne hydrophobe du PEHD confère à ce matériau une inertie chimique exceptionnelle, une résistance accrue à la corrosion, ainsi qu'une perméabilité réduite à l'humidité et aux gaz (Moreno et al. 2018 ; Upton et al. 2021). Ces caractéristiques structurales expliquent non seulement la dureté et la durabilité élevées du PEHD, mais également sa remarquable résistance aux dégradations biologiques et environnementales (Ingavale et Raut 2018 ; Rani et al. 2020 ; Sharma et al. 2022b). En général, l'organisation dense des chaînes macromoléculaires, associée à un degré élevé de cristallinité, confère au PEHD une robustesse mécanique supérieure, une stabilité thermique et une résistance chimique renforcée, le rendant particulièrement adapté aux applications requérant résistance, longévité et facilité de transformation (Banat et Fares 2015 ; Li et al. 2019 ; Jeong et al. 2025).

- Les principales propriétés physiques, mécaniques, thermiques et chimiques du PEHD sont résumées dans le tableau 2 ci-dessous.

**Tableau 2.** Les caractéristiques physiques et chimiques du PEHD (Min et al. 2008 ; Wang et Yang 2010 ; Ahmad et al. 2013 ; Hu et al. 2019 ; Kadhim et al. 2024 ; Peti et al. 2025 ; Alejo-Martínez et al. 2025)

## Partie bibliographique

Propriétés	Caractéristiques	Valeur
<b>Physique</b>	Densité (matériau spécifique)	0.954 g/cm <sup>3</sup>
	Densité (intervalle typique)	0.939-0.952 g/cm <sup>3</sup>
	Durée de vie	> 50 années
	Hydrophobicité	Hydrophobe
<b>Mécanique</b>	Module d'élasticité (à court terme, 1 min)	1.0 × 10 <sup>3</sup> MPa
	Résistance à la traction	18 – 35 MPa
	Résistance à la traction maximale	26-29.28MPa
	Résistance aux chocs	Élevé
	Allongement à la rupture (%)	750 %
<b>Thermique</b>	Température de fragilité	≤ -94 °F (-70 °C)
	Intervalle de température de fonctionnement	-112 °F (-80 °C) to 212 °F (100 °C)
	Conductivité thermique	0.29 kcal/(m·h·°C)
	Température de fusion (T <sub>m</sub> )	130-140.55 °C
	Température de cristallisation à froid (T <sub>c</sub> )	112.21 °C
	Indice de fluidité à chaud (MFI)	18.7 ± 0.1 g/10 min
	Température initiale de dégradation	480 – 498 °C
	Degré de cristallinité (X <sub>c</sub> )	60–80 %
<b>Chimique</b>	Résistance chimique	Résistant à la corrosion chimique
	Fissuration sous contrainte environnementale	Résistance supérieure à celle du LDPE
	Réactivité	Chimiquement inerte (non polaire)
	Structure	Semi-cristallin

### **5. Impact des déchets plastiques**

La production mondiale annuelle de plastiques a connu une augmentation spectaculaire depuis le début de la fabrication industrielle à grande échelle, passant de moins de 2 millions de tonnes (Mt) en 1950 à plus de 445 Mt en 2025 (Wiramidjaja 2025; Kelly et al. 2025). Cette expansion récente est principalement portée par les économies émergentes, au point que plus de la moitié des plastiques produits dans le monde, soit environ 8,3 milliards de tonnes, ont été fabriqués depuis 2002 (Landrigan et al. 2023). Les plastiques à usage unique représentent actuellement environ 35 % de la production totale et constituent le segment de fabrication en croissance le plus rapide. La polyvalence des plastiques repose sur la diversité des polymères disponibles, dominée par le polypropylène (16 %), les fibres synthétiques telles que le polyester et le nylon (13 %), le PEHD (12 %) et le PEBD (11 %). La demande mondiale continue de s'intensifier, et les analyses prospectives indiquent que la production annuelle de plastiques pourrait tripler pour atteindre environ 1 231 Mt d'ici 2060 (Axelsson et van Sebille 2017; Kelly et al. 2025). Les déchets plastiques représentent un défi mondial majeur en raison de leur production massive, de leur persistance dans l'environnement et de leur accumulation dans les écosystèmes terrestres et aquatiques. Leur fragmentation et leurs interactions prolongées avec les milieux naturels engendrent des perturbations écologiques notables, ainsi que des risques croissants pour la santé humaine, ce qui fait de la pollution plastique un enjeu scientifique et sociétal majeur (Kumar et al. 2021).

#### **5.1. Impacts des déchets plastiques sur l'environnement**

Les déchets plastiques constituent une menace majeure pour les écosystèmes terrestres et aquatiques, avec des répercussions profondes sur la biodiversité à l'échelle mondiale (Fulke et al. 2026). Cette problématique est étroitement liée aux modes de consommation actuels, puisque près de 90 % des produits plastiques sont conçus pour un usage unique avant d'être rejetés dans l'environnement (Chen et al. 2021). Chaque année, environ 8 millions de tonnes de plastique sont déversées dans les océans, où elles représentent près de 80 % des déchets marins, ce qui entraîne des perturbations écologiques majeures et durables (Almroth et Eggert 2019; Aransiola et al. 2025). La dispersion des débris plastiques dans les milieux naturels est fortement influencée par des facteurs environnementaux et anthropiques, tels que les courants océaniques, les régimes de vent et la proximité des zones urbaines et commerciales, ce qui en favorise l'accumulation. L'impact environnemental des plastiques est aggravé par la libération continue de substances chimiques toxiques tout au long de leur cycle de vie, de leur production

## Partie bibliographique

---

à leur décomposition dans la nature (Kumari et al. 2023). De nombreux composés chimiques utilisés dans l'industrie plastique, notamment le PVC, le benzène (polystyrène), les phtalates et le bisphénol A (BPA) (PE), sont reconnus pour leurs propriétés cancérigènes, neurotoxiques et perturbatrices de l'endocrinologie. Une partie de ces substances est classée parmi les polluants organiques persistants (POP) en raison de leur forte écotoxicité, de leur bioaccumulation et de leur persistance dans les écosystèmes. Leur dissémination incontrôlée altère durablement les milieux terrestres et aquatiques en contaminant les sols, les eaux et l'air (Sharma 2018; Kumari et al. 2023; Stanley et al. 2025; Biyani et al. 2025). Par ailleurs, le processus de fabrication dans les industries du plastique émet une quantité importante de produits chimiques gazeux dangereux, tels que le monoxyde de carbone, la dioxine et le cyanure d'hydrogène, qui polluent fortement l'air. La présence de ces gaz en proportions élevées constitue une menace pour la faune et la flore, susceptible d'entraîner des maladies respiratoires, des troubles du système nerveux et un affaiblissement du système immunitaire. En outre, le plastique chloré peut libérer des produits chimiques nocifs dans le sol environnant, susceptibles de contaminer les eaux souterraines et d'autres sources d'eau, ce qui constitue une menace sérieuse pour les espèces qui dépendent de ces sources (Wakefield 2010 ; Kumar et al. 2024 ; Pathak et al. 2024 ; Rogers et Jaspers 2025). Dans les milieux aquatiques, les organismes exposés aux plastiques peuvent les ingérer, ce qui entraîne leur accumulation dans le système digestif. Cette ingestion est susceptible de provoquer des obstructions gastro-intestinales, une réduction de la prise alimentaire, une altération de la sécrétion enzymatique et des déséquilibres hormonaux, affectant notamment les fonctions reproductives (Flourizel et al. 2021; George et al. 2022; Agha et al. 2022). En outre, les particules plastiques présentes dans l'océan adsorbent des concentrations élevées de polluants organiques, ce qui favorise leur transfert le long des chaînes trophiques. Ce phénomène de bioaccumulation et de bioamplification constitue un risque direct pour la santé humaine (Rios et al. 2010 ; Sarkar et al. 2022 ; Khoaele et al. 2023).

### **5.2. Effets des plastiques et de leurs additifs sur la santé humaine**

La pollution plastique constitue un enjeu majeur pour la santé humaine, en raison non seulement de l'exposition environnementale, mais également du contact direct et généralisé avec les produits de consommation à base de plastique. L'ingestion de microplastiques via les denrées alimentaires et l'eau potable s'avère particulièrement préoccupante, car ces particules peuvent agir comme vecteurs de divers contaminants chimiques toxiques (Preda et al. 2024; Stanley et al. 2025). Les plastiques peuvent affecter la santé humaine en raison de leurs monomères

## Partie bibliographique

---

constitutifs, des additifs qu'ils contiennent ou des interactions physico-chimiques qu'ils établissent avec leur environnement (Kumari et al. 2023; Abahussain et al. 2025). Parmi ces additifs, le BPA et les phtalates figurent parmi les plus importants et les plus largement utilisés dans la fabrication de produits de consommation à base de polyéthylène (PEHD, PEBD). Ces polymères sont couramment utilisés dans les emballages alimentaires, les bouteilles, les films, les conteneurs, les dispositifs médicaux et divers produits ménagers. Les additifs y sont incorporés afin d'améliorer la durabilité, la flexibilité, la résistance thermique et les performances mécaniques des matériaux (Tumu et al. 2023 ; Gerassimidou et al. 2023; Stanley et al. 2025; Ruiz Medina et Ruales 2025). Le BPA et les phtalates sont des perturbateurs endocriniens majeurs capables d'imiter ou d'inhiber les hormones endogènes au sein de l'organisme. L'exposition prolongée au BPA est directement corrélée à une incidence accrue de pathologies cardiovasculaires, rénales et métaboliques, ainsi qu'à des mécanismes oncogéniques complexes. La détection systématique de BPA dans le sérum maternel et les tissus placentaires atteste d'un transfert gestationnel effectif, entraînant une exposition fœtale directe et préoccupante (Kumari et al. 2023 ; Stanley et al. 2025 ; Landrigan et al. 2025 ; Janzik et al. 2025). Bien que les phtalates présentent une toxicité inférieure à celle du BPA, ils peuvent néanmoins provoquer des dysfonctionnements hormonaux et être transférés directement pendant la gestation et l'allaitement. Ce processus, qui compromet le développement néonatal précoce, illustre la vulnérabilité accrue des nourrissons aux contaminants chimiques (Kumari et al. 2023 ; Tumu et al. 2023 ; Morris 2024 ; Xie et al. 2025). Ces additifs, issus de la dégradation des polymères, ont également des effets toxiques sur le neurodéveloppement, provoquant des modifications épigénétiques et des dysfonctionnements reproductifs, notamment une perturbation de la stéroïdogenèse et de la spermatogenèse. Ces données soulignent la contribution significative des produits en polyéthylène à l'exposition humaine aux perturbateurs endocriniens, révélant l'interaction néfaste entre les matériaux plastiques et l'homéostasie physiologique (Zhang et al. 2024 ; Ankita 2025 ; Singh et al. 2025 ; Srivastava et Balyan 2025 ; Ye et al. 2025).

### **6. Stratégies de gestion des déchets plastiques**

La gestion des déchets plastiques repose sur un ensemble de procédés de traitement, notamment l'enfouissement, l'incinération, le recyclage et la dégradation (Nanda et Berruti 2021 ; Taghavi et al. 2021). Néanmoins, ces stratégies présentent d'importantes contraintes, en raison de leurs

## Partie bibliographique

---

coûts élevés, de performances souvent limitées et de la génération de polluants secondaires potentiellement toxiques (figure 5) (Prata et al. 2019).

### 6.1. L'enfouissement

L'enfouissement est un procédé technique consistant à disposer de grands volumes de déchets solides dans des zones réservées, puis à les couvrir de sol afin de favoriser leur décomposition. Bien que cette méthode permette d'éviter la dispersion des matériaux légers tels que le plastique par voie aérienne ou aquatique, elle présente néanmoins des inconvénients majeurs (Pan et al. 2020; Huang et al. 2022; Kalauni et al. 2025). La décomposition des matériaux plastiques s'avère extrêmement lente, ce qui en fait souvent des résidus permanents. De plus, les décharges entraînent une contamination des sols par le lessivage d'additifs nocifs, de plastifiants et de pigments (Billings et al. 2021; Maddela et al. 2023). À mesure que ces plastiques se fragmentent, ils libèrent dans l'environnement immédiat des sous-produits toxiques, causant des dommages écologiques à long terme (Sarker et al. 2020; Siddiqua et al. 2022).

### 6.2. Le recyclage

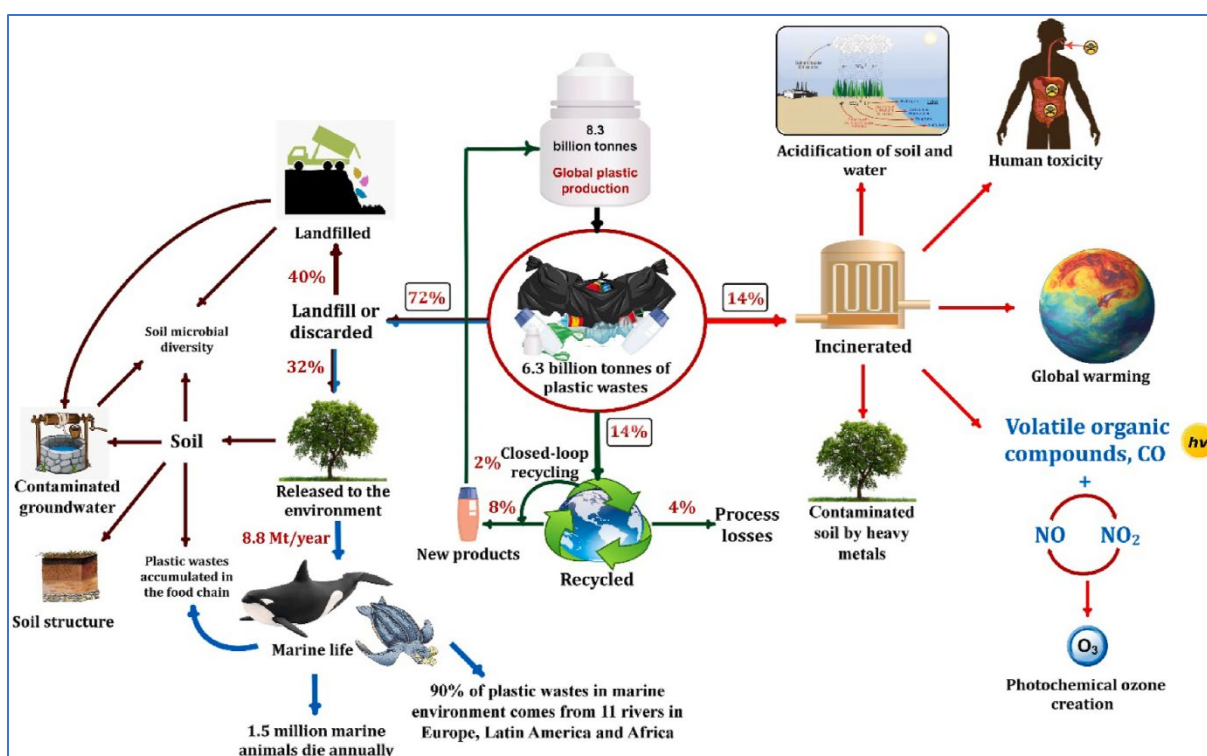
Le recyclage est une approche de gestion des déchets qui consiste à les collecter afin de les transformer en matériaux réutilisables, susceptibles d'être utilisés pour fabriquer d'autres produits. Cette approche vise à « boucler la boucle » efficacement, en minimisant les déchets et en maximisant l'utilisation des matériaux recyclés, afin d'atténuer les effets néfastes sur la société et de contribuer à la protection de l'environnement. Le recyclage se décline en trois types principaux : le recyclage mécanique, le recyclage chimique et le recyclage thermique (Evode et al. 2021; Pilapitiya et Ratnayake 2024 ; Sambyal et al. 2025). Malgré ses avantages environnementaux et socio-économiques, ce procédé présente également des limites significatives, notamment en ce qui concerne les coûts et la consommation énergétique liés aux processus de transformation, les risques potentiels de contamination, ainsi que l'importance d'une gestion et d'un tri appropriés des déchets (Prata et al. 2019). En outre, les procédés de recyclage des plastiques peuvent libérer des composés organiques volatils et des substances toxiques (phtalates, hydrocarbures aromatiques, aldéhydes), susceptibles d'altérer les écosystèmes et de présenter des risques sanitaires (Ugoeze et al. 2021; Eberhard et al. 2023; Sheriff et al. 2025). Les émissions gazeuses associées aux traitements thermiques contribuent également au réchauffement climatique, à l'effet de serre et aux pluies acides, affectant

## Partie bibliographique

l'environnement et la santé humaine à proximité des sites de recyclage (Kehinde et al. 2020; Akinwumi et al. 2022; Yang et al. 2024).

### 6.3. L'incinération

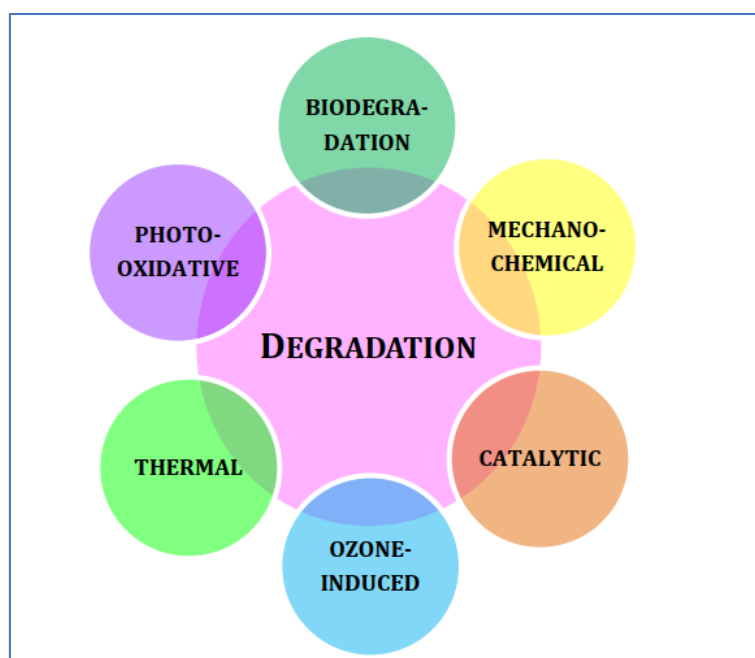
L'incinération est un procédé de traitement exothermique reposant sur l'oxydation complète des déchets en conditions aérobie. Cette réaction de combustion conduit à la libération de  $\text{CO}_2$  et de vapeur d'eau ( $\text{H}_2\text{O}$ ) dans l'atmosphère (Awoyera et Adesina 2020; Yang et al. 2024). D'autres résidus produits par ce processus comprennent des émissions gazeuses, des résidus solides et semi-volatils, ainsi que des cendres. On trouve également de faibles traces de composés acides, tels que l'acide chlorhydrique ( $\text{HCl}$ ), issus de la dégradation des fractions chlorées des déchets (Wolffers et al. 2021; Evode et al. 2021). L'incinération joue un rôle important dans la valorisation et la production d'énergies renouvelables à partir de ressources bio-organiques. Cependant, comme tout procédé thermochimique, elle présente des contraintes économiques et environnementales majeures. Ses coûts d'installation sont plus élevés que ceux des méthodes alternatives de gestion des déchets. Sur le plan écologique, la combustion non contrôlée, notamment celle du PEHD, génère des émissions atmosphériques toxiques. Ces polluants sont associés à des pathologies sévères, dont des cancers, des maladies cardiovasculaires et des troubles respiratoires tels que l'asthme (Tippayawong et Khongkrapan 2009; Balasubramanian et al. 2014; De Weerd et al. 2020; Sheriff et al. 2025).



**Figure 5.** Schéma illustrant le cycle de gestion des déchets plastiques et leurs impacts sur l'écosystème et la santé humaine (Evode et al. 2021).

### 6.4. Dégradation

Le terme « dégradation » désigne le processus par lequel les propriétés d'un polymère sont modifiées ou détériorées, conduisant à la rupture des liaisons macromoléculaires et à des transformations chimiques ultérieures. Les plastiques peuvent se dégrader selon deux mécanismes principaux : la dégradation biotique, induite par l'action d'organismes vivants dans l'environnement, et la dégradation abiotique, due à des facteurs environnementaux physico-chimiques (figure 6) (Balangao 2023 ; Kinyua et al. 2023).



**Figure 6.** Principaux types de dégradation des plastiques, abiotiques et biotiques (Devi et al. 2016)

#### 6.4.1. Dégradation abiotique

La dégradation abiotique des plastiques correspond à l'altération de leurs propriétés physiques et chimiques, causée par des facteurs non vivants tels que la lumière, la température, l'air, l'eau ou les contraintes mécaniques. Selon l'agent responsable, cette dégradation peut prendre plusieurs formes : photodégradation, dégradation thermique, dégradation par l'ozone, dégradation hydrolytique et dégradation mécanique (Zhang et al. 2021; Geambulat et al. 2022).

#### 6.4.2. Dégradation biotique

## Partie bibliographique

---

La dégradation biotique des plastiques désigne l'altération des matériaux polymériques médiée par des organismes vivants, principalement des micro-organismes tels que les bactéries et les champignons. Ce processus, désigné sous le terme de biodégradation, implique la transformation biologique des polymères plastiques par des activités métaboliques et enzymatiques capables de modifier leur structure physico-chimique. En raison de leur masse moléculaire élevée et de leur faible biodisponibilité, les polymères ne peuvent pas être directement assimilés par les micro-organismes dans leur forme d'origine. Ces derniers sécrètent des enzymes extracellulaires qui favorisent la dépolymérisation à la surface du matériau. Ces enzymes décomposent les chaînes polymériques en oligomères et en monomères, qui peuvent ensuite être transportés à l'intérieur des cellules microbiennes et métabolisés par différentes voies intracellulaires (Urbanek et al. 2018; Zhang et al. 2021; Boschi et al. 2024; Heris 2024).

La biodégradation peut être réalisée dans des conditions aérobies ou anaérobies, lesquelles déterminent les produits finaux du processus (Zeenat et al. 2021; Balangao 2023).

- En conditions aérobie, les micro-organismes utilisent l'oxygène comme accepteur final d'électrons, ce qui conduit principalement à la production de  $\text{CO}_2$  et  $\text{H}_2\text{O}$ , comme montré dans la réaction suivante :
  - $\text{Plastique} + \text{O}_2 \rightarrow \text{CO}_2 + \text{H}_2\text{O} + \text{résiduel} + \text{biomasse}$
- En conditions anaérobies, il s'agit du processus par lequel les micro-organismes dégradent des composés organiques en l'absence d'oxygène. Dans ce cas, certains micro-organismes utilisent des accepteurs d'électrons alternatifs, tels que les nitrates, les sulfates, le fer, le manganèse ou le dioxyde de carbone, afin de transformer les composés organiques en molécules plus simples. Les produits finaux de l'ensemble du processus de dégradation anaérobie comprennent le dioxyde de carbone, l'eau et le méthane ( $\text{CH}_4$ ), comme l'illustre la réaction suivante :
  - $\text{Plastique} \rightarrow \text{CH}_4 + \text{CO}_2 + \text{H}_2\text{O} + \text{résiduel} + \text{biomasse}$

### 7. Mécanismes de dégradation des polymères par les micro-organismes

La biodégradation complète du polyéthylène est un processus complexe qui se déroule en 4 étapes (figure 7). Ces étapes peuvent être résumées comme suit :

#### 7.1. Biodétérioration

## Partie bibliographique

---

C'est la phase préliminaire de la biodégradation, durant laquelle la surface du polymère subit des modifications physiques et chimiques, induites par des facteurs à la fois biotiques et abiotiques. Les micro-organismes se fixent à la surface du plastique pour y former un biofilm, tandis que des facteurs environnementaux tels que les rayons UV, la chaleur et l'humidité provoquent une érosion mécanique, la formation de fissures et la création de groupes fonctionnels, comme les carbonyles. Ces processus augmentent la surface spécifique et l'hydrophilie du matériau, le rendant plus vulnérable aux attaques microbiennes ultérieures (Gómez-Méndez et al. 2018 ; Yoezer et al. 2023).

### **7.2. Bio-fragmentation**

Après la biodétérioration, l'étape suivante est la biofragmentation, qui consiste en une action enzymatique sur les polymères plastiques. Les oxygénases, principalement produites par les bactéries, catalysent l'intégration de molécules d'oxygène dans les chaînes carbonées, conduisant à la formation de produits alcooliques et de peroxydes, généralement moins nocifs. Par ailleurs, la transformation des groupements carboxyliques est assurée par des lipases et des estérases, tandis que les groupements amide sont hydrolysés par des endopeptidases (Kalidas et al. 2021 ; Zeenat et al. 2021).

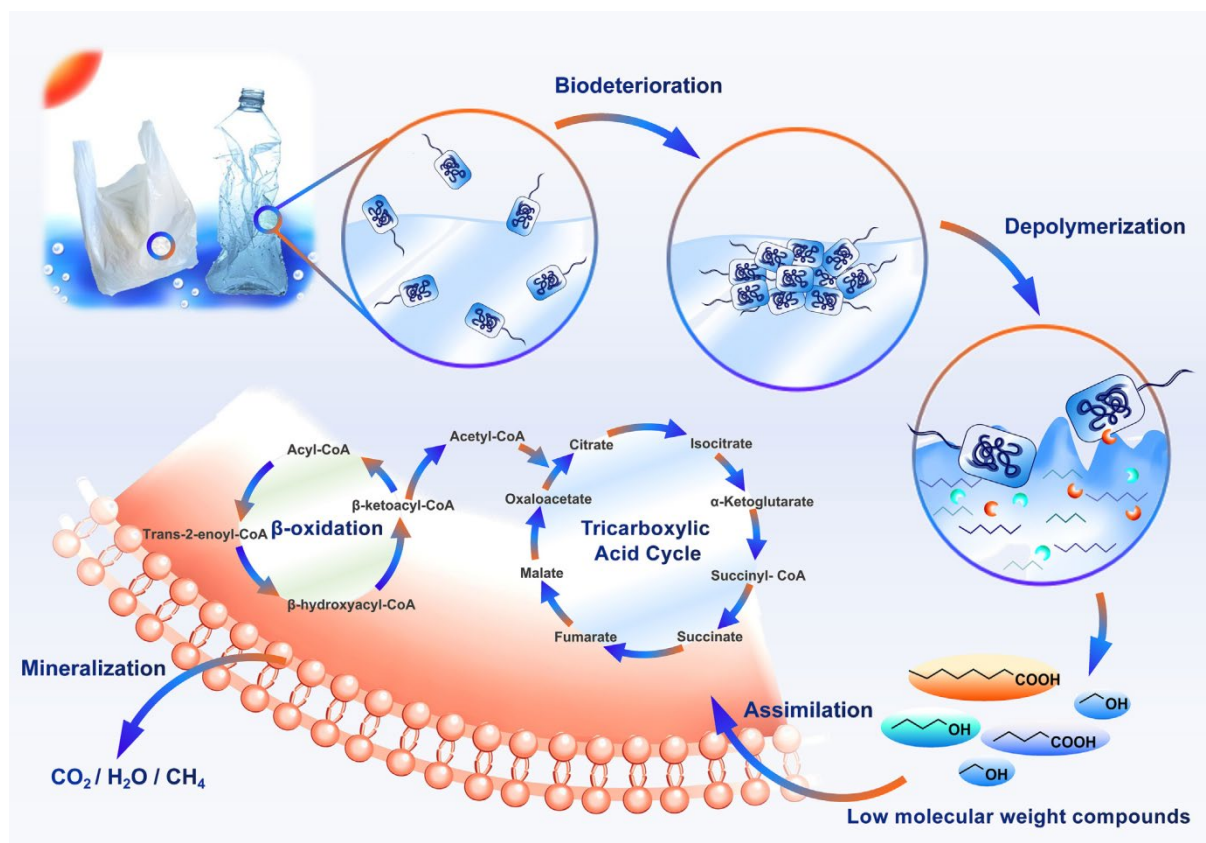
### **7.3. Assimilation**

Les polymères de faible masse moléculaire issus de la bio-fragmentation sont absorbés par le cytoplasme des micro-organismes. Les produits fragmentés sont assimilés par les cellules à travers la membrane cellulaire, via des transporteurs membranaires spécifiques. En revanche, les oligomères, dimères et monomères non assimilés doivent subir des réactions de biotransformation afin de devenir assimilables par les cellules microbiennes, ces transformations étant catalysées par des enzymes intracellulaires (Chamas et al. 2020; Zeenat et al. 2021; Yoezer et al. 2023).

### **7.4. Minéralisation**

Il s'agit de la phase finale de la biodégradation des polymères. Le terme « minéralisation » désigne la dégradation complète des molécules, conduisant à la formation de métabolites oxydés. Les micro-organismes peuvent assurer la minéralisation des monomères, dimères et oligomères selon des conditions aérobies ou anaérobies. Au cours de cette dégradation métabolique, des substances oxydées telles que le CO<sub>2</sub> et le diazote (N<sub>2</sub>), ainsi que l'H<sub>2</sub>O et le

CH<sub>4</sub>, sont libérées et utilisées pour la production d'énergie. Cette énergie est ensuite mobilisée pour la synthèse de biomasse microbienne, contribuant ainsi au processus global de biodégradation (Zeenat et al. 2021; Barbe et al. 2024).



**Figure 7.** Mécanisme général de la dégradation biologique des plastiques en conditions aérobies et anaérobies (Wu et al. 2023b)

### 8. Facteur affectant la dégradation microbienne du polyéthylène

La biodégradation des plastiques est régulée par un ensemble de facteurs interdépendants, comprenant à la fois les conditions environnementales et les propriétés intrinsèques des matériaux plastiques (Restrepo-Flórez et al. 2014; Muthukumar et Veerappapillai 2015; Rana et al. 2022).

#### ➤ Facteurs environnementaux

1. **Lumière solaire (UV)** : favorise les réactions photochimiques préalables, ce qui facilite l'attaque microbienne.
2. **Humidité** : essentielle à la croissance microbienne et à l'activité enzymatique.
3. **La température** : influence la cinétique enzymatique et le métabolisme microbien.

4. **Le pH du milieu** : conditionne la stabilité enzymatique et la diversité microbienne.
  5. **Disponibilité en oxygène** : détermine les voies de biodégradation aérobies ou anaérobies. (Kale et al. 2015; Bacha et al. 2023; Yoezer et al. 2023)
- **Effets physico-chimiques induits par l'environnement**
1. Induction de changements structuraux dans les plastiques (oxydation, fissuration).
  2. Diminution de la masse moléculaire, facilitant la biofragmentation et l'assimilation microbienne (Siracusa 2019 ; Bacha et al. 2023).
- **Propriétés intrinsèques des plastiques**
1. **Disponibilité des groupements fonctionnels** : La présence de groupements fonctionnels influençant l'hydrophobicité du polymère est déterminante : les matériaux hydrophiles se dégradent plus rapidement que les polymères hydrophobes.
  2. **Masse moléculaire et densité** : Les polymères de faible masse moléculaire et de faible densité se biodégradent plus rapidement que ceux de masse moléculaire et de densité élevées.
  3. **Morphologie du matériau polymérique** : La proportion relative des régions cristallines et amorphes est un facteur clé : les régions amorphes se dégradent plus rapidement que les régions cristallines.
  4. **Nature des liaisons chimiques** : La présence de liaisons facilement clivables, telles que les liaisons ester ou amide, favorise la biodégradation, selon l'ordre général suivant : ester > éther > amide > uréthane.
  5. **Composition moléculaire** : Les polymères constitués de mélanges (blends) se biodégradent différemment des polymères chimiquement homogènes, car la présence de plusieurs composants modifie l'accessibilité du matériau aux micro-organismes et aux enzymes.
  6. **Nature et forme physique du polymère** : La forme physique du matériau (films, granulés, poudres ou fibres) conditionne la surface disponible à l'adhésion microbienne et à la dégradation.
  7. **Dureté et température de transition vitreuse (Tg)** : Les polymères souples, caractérisés par une température de transition vitreuse faible, se dégradent plus rapidement que les polymères rigides.

8. Les additifs plastiques peuvent inhiber ou stimuler l'activité microbienne.
9. Les biosurfactants améliorent l'adhésion des micro-organismes et l'accessibilité du polymère (Alshehrei 2017 ; Ahmed et al. 2018 ; Zeenat et al. 2021 ; Lokesh et al. 2023).

### **9. Microorganismes impliqués dans la dégradation de la matière plastique**

Le polyéthylène est un polymère synthétique largement identifié comme un xénobiotique, résistant naturellement à l'assimilation par les organismes vivants. La dégradation microbienne des plastiques s'impose comme l'une des méthodes les plus prometteuses pour réduire la pollution plastique, car elle mobilise des processus métaboliques naturels et ne produit pas de sous-produits polluants (Qin et al. 2021; Temporiti et al. 2022; Wu et al. 2023b).

Les microorganismes, notamment les bactéries et les champignons, jouent un rôle de décomposeurs primaires dans les écosystèmes terrestres et aquatiques, essentiels à la transformation des xénobiotiques récalcitrants, y compris les polymères synthétiques. Depuis Fuhs (1961), qui a montré que les microorganismes peuvent métaboliser les hydrocarbures paraffiniques comme source de carbone, des populations microbiennes capables de dégrader les plastiques ont été isolées dans divers environnements, tels que des sites d'enfouissement, des sites marins, des sols rhizosphériques, du compost, des mangroves et des systèmes digestifs d'insectes (Kale et al. 2015; Ali et al. 2021; Solano et al. 2022; Radhi et Zaaen 2025). PEHD est très résistant à la biodégradation en raison de la linéarité et de la grande stabilité de ses chaînes polymériques cristallines. En conséquence, seul un petit nombre de microorganismes a montré une dégradation mesurable du PEHD, que ce soit en laboratoire ou en milieu naturel. La biodégradation microbienne se produit généralement par hydrolyse enzymatique, où des enzymes extracellulaires dépolymérisent les longues chaînes polymériques en petites molécules suffisamment solubles dans l'eau pour traverser les membranes microbiennes et être assimilées comme sources de carbone et d'énergie (Devi et al. 2016 ; Bacha et al. 2023). Les progrès récents en biotechnologie environnementale mobilisent des consortiums microbiens, des souches génétiquement modifiées et des systèmes enzymatiques pour améliorer la décomposition du polyéthylène. Toutefois, cette biodégradation demeure lente, notamment pour le PEHD et les microplastiques. La recherche continue d'explorer la diversité microbienne, les voies métaboliques et les stratégies biotechnologiques, présentant un potentiel pour des solutions durables et efficaces de gestion des déchets plastiques (tableau 3) (Zhang et al. 2022 ; Ullah et al. 2025).

## Partie bibliographique

**Tableau 3.** Liste des bactéries, champignons et consortiums microbiens rapportés dans la biodégradation du polyéthylène

Microorganismes	Isolats microbiens	Type de plastique	Perte de poids (%)	Période d'incubation	Référence
<b>Bactéries</b>	<i>Bacillus firmus</i> NCTC 10335	PEHD	15.50 %	30 JOURS	(Newrick et al. 2025)
	<i>Paenibacillus macquariensis</i> NCTC 10419		13.01 %		
	<i>Comamonas testosteroni</i> NCIMB 8955		12.29 %		
	<i>Pseudomonas tuomurensis</i>	PEHD	0.3 %	30 jours	(Kopecká et al. 2022)
	<i>Proteus mirabilis</i> A32	PE	11.20 %	120 jours	(Dey et al. 2026a)
	<i>P. aeruginosa</i>	PE	4.53 %	120 jours	(Dey et al. 2026b)
<b>Fongiques</b>	<i>Lysinibacillus</i> sp. JJY0216	PE	7.5 %	26 jours	(Jeon et al. 2021)
	<i>Micrococcus luteus</i>	PEBD	3.85 %	90 jours	(Gupta et al. 2022)
	<i>Cladosporium halotolerans</i>	PEHD	18 %	30 jours	(Napoli et al. 2023)
	<i>Aspergillus fumigatus</i>	PEHD	2.79 %	30 jours	(Mohan and Hamid 2026)
	<i>Talaromyces liani</i> JA2HS	PEHD+L B	65 %	90 jours	(Nair et al. 2024)
	<i>Aspergillus niger</i>	PEBD	45.62 %	60 jours	(Ahmed et al. 2025)

## Partie bibliographique

	<i>Penicillium citrinum</i>	PEHD	0.66 %	30 jours	(Ong et al. 2024)
<b>Consortium</b>	<i>Brevibacillus sp. et Aneurinibacillus sp</i>	PEHD	37.3 %	120 Jours	(Skariyachan et al. 2018)
	<i>B. cereus, B. parapsilosis et B. megaterium.</i>	PEHD	31.3 %	60 Jours	(Zhang et al. 2023b)
	<i>Bacillus velezensis EBL50 et Sarocladium strictum EBL6</i>	PEBD	26.3 %	60 Jours	(Alidoosti et al. 2025)
	<i>Consortium d'espèces d'Aspergillus</i>	PEBD	14.6 %	55 Jours	(DSouza et al. 2021)
	<i>Bacillus sp. AS3 et Sphingobacterium sp. AS8</i>	PEBD	8 %	45 Jours	(Khampratue ng et Anal 2026)

## Partie bibliographique

---

### 9.1. Dégradation des plastiques par des bactéries

Les bactéries figurent parmi les microorganismes les plus étudiés et les plus efficaces pour la biodégradation des plastiques, en raison de leur abondance écologique et de leur polyvalence métabolique. Tant les bactéries Gram-positives que les Gram-négatives ont démontré leur capacité à transformer le carbone polymérique en formes biologiquement assimilables. Selon des études récentes, plus de la moitié des microorganismes signalés comme capables de dégrader les plastiques sont des bactéries, faisant d'elles le groupe dominant étudié à cet effet (Sharma 2018; Jacquin et al. 2019; Gambarini et al. 2021 ; Heris 2024).

La biodégradation bactérienne peut se produire en conditions aérobies ou anaérobies, ce qui constitue un avantage significatif par rapport aux champignons, généralement limités aux environnements aérobies (Heris 2024). Bien que leurs taux de dégradation soient souvent faibles, les bactéries sont plus faciles à cultiver, manipuler et industrialiser, en faisant des options prometteuses pour diverses applications biotechnologiques (Amobonye et al. 2021).

Parmi les taxons bactériens les plus documentés dans la littérature scientifique pour leur capacité de biodégradation du polyéthylène, les genres *Pseudomonas* et *Bacillus* se distinguent par leur efficacité enzymatique et leur résilience métabolique (Zhang et al. 2022).

#### 9.1.1. *Pseudomonas spp.*

Parmi les genres bactériens, les *Pseudomonas spp.*, sont les bactéries à Gram négatives les plus étudiées dans la biodégradation des plastiques, représentant environ 21 % des genres documentés. Elles sont métaboliquement polyvalentes, capables de dégrader différents types de plastiques (PE, PEBD, PEHD, PP, PS, PVC) en utilisant ces polymères ou leurs fragments oxydés comme sources de carbone (Zhang et Bennett 2005; Jacquin et al. 2019; Montazer et al. 2020; Ali et al. 2021). Des espèces telles que *Pseudomonas aeruginosa*, *P. putida*, *P. fluorescens*, *P. alcaligenes* et *P. citronellolis* ont montré des performances de dégradation significatives dans des conditions expérimentales (Radhi et Zaaen 2025). *P. aeruginosa*, en particulier, a montré la capacité à dégrader le PE et des composites plastiques, avec des pertes de masse mesurables et des modifications de surface observées en quelques semaines à quelques mois d'incubation (Kyaw et al. 2012). Des études menées en milieu marin ont démontré que *Pseudomonas spp.* constituaient les décomposeurs de PEHD les plus efficaces parmi les bactéries isolées, suivies par *Arthrobacter spp.* Ces résultats soulignent le rôle central

## Partie bibliographique

---

des *Pseudomonas* dans la recherche sur la biodégradation bactérienne des plastiques (Balasubramanian et al. 2010).

### 9.1.2. *Bacillus* spp.

Le genre *Bacillus*, composé de bacilles Gram-positifs sporulés, constitue un autre groupe majeur de bactéries dégradant les plastiques, largement répandu dans les sols, les sédiments, les environnements marins et les microbiotes d'insectes. De nombreuses espèces de *Bacillus* ont été rapportées comme capables de dégrader le PE, le PP, le PS et d'autres plastiques, souvent accompagnées d'érosions visibles de surface, de fissures, de pores et de modifications chimiques (Auta et al. 2017 ; Bacha et al. 2023). Par exemple, *Bacillus velezensis* forme des biofilms sur les surfaces de PEBD et induit des réductions significatives du poids, de l'épaisseur et de l'hydrophobicité du film après une incubation prolongée (Liu et al. 2022b).

Plusieurs espèces, dont *Bacillus cereus*, *B. subtilis*, *B. amyloliquefaciens* et *B. pumilus*, ont montré des efficacités de dégradation variables selon le type de polymère et les conditions d'incubation (Mohan et al. 2016; Yang et al. 2023). Notamment, des souches de *Bacillus* isolées dans les sédiments de mangrove et les intestins d'insectes ont démontré leur capacité à dégrader des microplastiques en polyéthylène et en polypropylène, soulignant leur grande adaptabilité écologique (Yang et al. 2014 ; Auta et al. 2018).

### 9.1.3. Autres espèces bactériennes

La diversité taxonomique des agents de biodégradation s'étend bien au-delà des genres dominants, impliquant une vaste gamme de bactéries telles que *Streptomyces*, *Rhodococcus*, *Arthrobacter* et *Enterobacter*, chacune apportant des spécificités métaboliques distinctes (Sriyapai et al. 2018; Jacquin et al. 2019). L'intérêt scientifique se concentre récemment sur des niches écologiques spécifiques : les bactéries thermophiles, à l'instar de *Brevibacillus agri*, démontrent une capacité remarquable à dégrader le PEHD à haute température (50 °C), tandis que des souches marines comme *Alcanivorax borkumensis* illustrent l'adaptation des mécanismes enzymatiques aux environnements salins (Syranidou et al. 2017; Skariyachan et al. 2018).

## 9.2. Dégradation des plastiques par les champignons

Les champignons, décomposeurs clés de la biodégradation du PE, exploitent leurs caractéristiques morphologiques, leur diversité enzymatique et leur adaptabilité pour

## Partie bibliographique

---

transformer des matières organiques résistantes et difficiles à dégrader pour d'autres micro-organismes (Temporiti et al. 2022; Khatua et al. 2024).

La biodégradation fongique des plastiques est principalement facilitée par leur structure filamenteuse. Le mycélium est capable de pénétrer dans les fissures, pores et irrégularités de surface des matériaux polymères, ce qui lui permet d'accéder à des zones plus profondes du substrat que les micro-organismes unicellulaires (Sánchez 2020). En général, les champignons peuvent produire un spectre plus large d'enzymes dégradantes et en quantités plus élevées que les bactéries, ce qui explique leur efficacité de dégradation supérieure, constatée dans plusieurs études comparatives (Muhonja et al. 2018). De plus, les champignons sécrètent des protéines tensioactives appelées hydrophobines, qui augmentent l'hydrophilie de la surface des polymères et améliorent l'adhérence et la colonisation des champignons sur des surfaces plastiques autrement hydrophobes (Temporiti et al. 2022; Stanzione et al. 2022; Wu et al. 2023b). Bien que les champignons pénètrent souvent plus lentement que les bactéries dans la chaîne principale du polymère, leur forte capacité d'adsorption, leur production de tensioactifs et leurs systèmes enzymatiques oxydatifs les rendent particulièrement efficaces pour initier la détérioration de la surface du plastique (Ali et al. 2021; Wu et al. 2023b).

### 9.2.1. *Aspergillus spp.*

Parmi tous les genres de champignons étudiés, *Aspergillus* est le plus étudié pour sa capacité à dégrader le plastique. De nombreuses espèces de ce genre ont démontré leur capacité à dégrader le PE, le PEBD, le PEHD, le PP, le PU et le PS dans des conditions de laboratoire et environnementales (Ahmad et al. 2013). Des espèces telles qu'*Aspergillus niger*, *A. flavus*, *A. fumigatus*, *A. tubingensis*, *A. terreus*, *A. clavatus* et *A. japonicus* ont montré une dégradation significative du plastique, souvent accompagnée d'une perte de poids, d'une réduction du poids moléculaire, d'une diminution de la résistance à la traction et d'une fissuration de la surface des films polymères (Gajendiran et al. 2016 ; Osman et al. 2018 ; Gambarini et al. 2021). Plusieurs études ont rapporté que les espèces d'*Aspergillus* peuvent dégrader le PEHD avec ou sans prétraitement préalable du polymère (Sutkar et al. 2022 ; Radhi et Zaaen 2025). Par exemple, *A. tubingensis* et *A. flavus* ont induit une érosion superficielle prononcée et une modification chimique des films en PEHD, notamment une réduction des indices de carbonyle, ce qui indique une dégradation oxydative (Radhi et Zaaen 2025). *A. japonicus* a démontré une efficacité de dégradation du PE particulièrement élevée, supérieure à celle d'*A. niger* dans des conditions

## Partie bibliographique

---

comparables (Sen et Raut 2015 ; Radhi et Zaaen 2025). Les analyses enzymatiques suggèrent que les laccases et les oxydases jouent un rôle clé dans la dégradation médiée par *Aspergillus*, en oxydant les chaînes polymères en fragments de faible poids moléculaire, adaptés à l'assimilation métabolique (Wu et al. 2023b).

### 9.2.2. *Penicillium spp.*

Le genre *Penicillium*, appartenant au phylum Ascomycota, constitue un groupe bien documenté de champignons capables de dégrader le plastique. Plusieurs espèces, comme *P. simplicissimum* et *P. pinophilum*, peuvent décomposer le PE et d'autres polymères, notamment après un prétraitement par photo- ou thermo-oxydation. Ces champignons ont montré leur capacité à réduire le poids moléculaire du PE et à favoriser une minéralisation partielle au cours de longues périodes d'incubation (Yamada-Onodera et al. 2001; Bacha et al. 2023).

Les espèces de *Penicillium* se distinguent par leur forte capacité à adsorber des polymères et à produire des enzymes extracellulaires, telles que des lipases, des estérases, des laccases et des peroxydases, qui contribuent à la dépolymérisation des matériaux. Des études comparatives montrent que ces souches présentent souvent une efficacité de dégradation comparable ou supérieure à celle des isolats bactériens lorsqu'elles sont testées sur des films de PEBD (Muhonja et al. 2018; Srikanth et al. 2022).

### 9.2.3. Autres espèces fongiques

En plus d'*Aspergillus* et de *Penicillium*, plusieurs autres genres fongiques contribuent à la biodégradation du plastique. Cela inclut *Fusarium*, *Trichoderma*, *Rhizopus*, *Alternaria*, *Cladosporium*, *Paecilomyces*, *Chaetomium*, ainsi que des champignons de pourriture blanche tels que *Trametes versicolor* et *Phanerochaete chrysosporium* (Restrepo-Flórez et al. 2014; Yang et al. 2014). Des champignons marins issus des décharges, tels qu'*Alternaria alternata* et *P. citrinum*, ont également montré une capacité notable à dégrader le PE, notamment en réduisant fortement son poids moléculaire et en formant des microtrous à la surface des polymères (Khan et Iqbal 2023; Wu et al. 2023b). Napoli et al. (2023) ont étudié la biodégradation du PEBD par le champignon *Cladosporium halotolerans*, isolé du système digestif des larves de *Galleria mellonella*. L'étude a montré que *C. halotolerans* peut croître efficacement en présence de PEHD, interagir avec le plastique via des structures hyphales et sécréter des enzymes pour le décomposer.

### 9.3. Consortiums microbiens

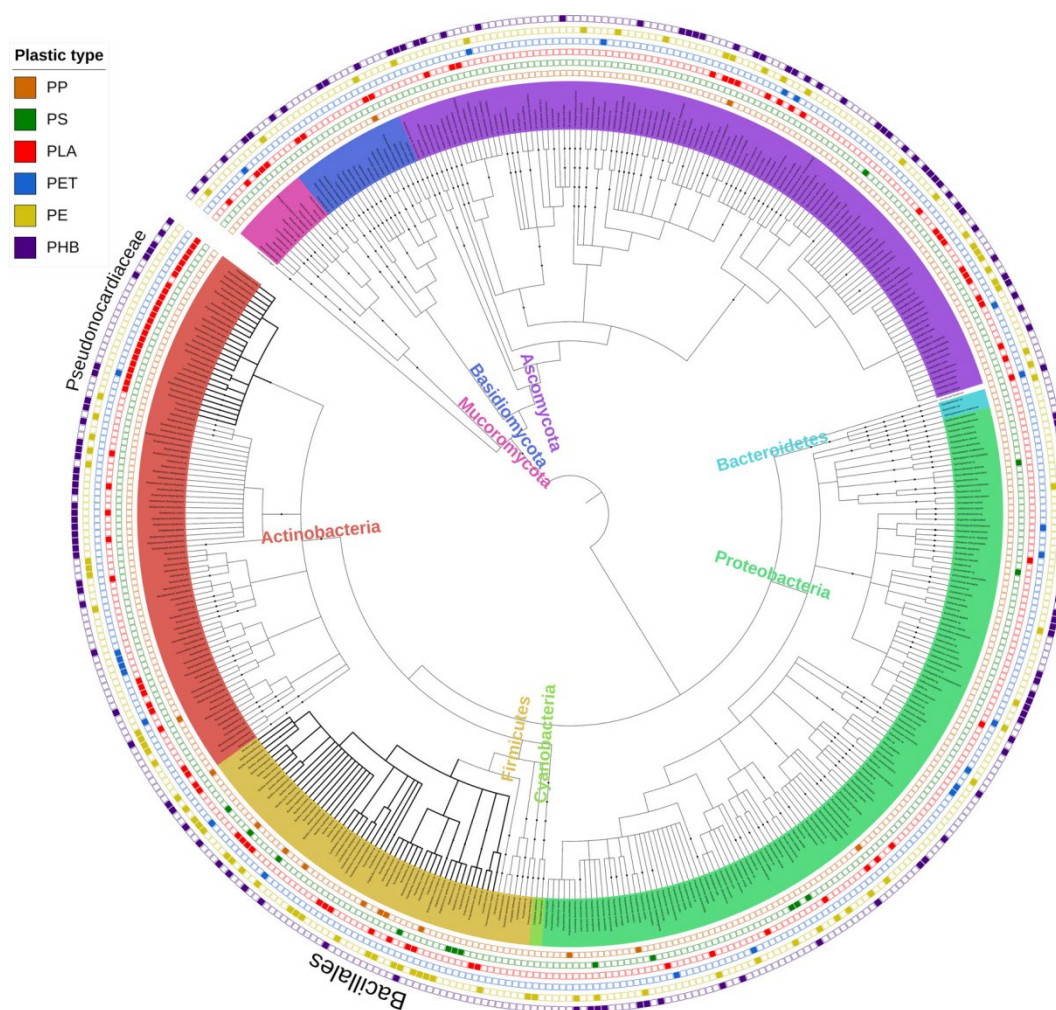
Ces dernières années, on a observé une augmentation significative de la documentation relative aux communautés microbiennes capables de dégrader divers polymères plastiques, avec une attention particulière portée aux communautés en consortium (Wright et al. 2021 ; Wang et al. 2022). Les consortiums microbiens sont constitués de deux ou plusieurs espèces microbiennes symbiotiques issues d'une même source écologique. Ces assemblages sont capables de gérer plus efficacement les voies de dégradation complexes en partageant les charges métaboliques et en éliminant les intermédiaires toxiques (Massot et al. 2022). De nombreux xénobiotiques naturels et synthétiques complexes sont biodégradés par des consortiums microbiens plutôt que par des souches individuelles, ce qui est probablement dû aux capacités métaboliques limitées des organismes individuels (Ali et al. 2021). Cependant, l'efficacité de la dégradation par des consortiums microbiens naturels est souvent inférieure aux attentes, en raison de leur grande diversité et de la complexité des interactions interspécifiques, qui comprennent des relations synergiques et antagonistes susceptibles de limiter l'activité catabolique.

De nombreuses études analysent les consortiums naturels pour identifier des micro-organismes clés à fort potentiel dégradatif, afin de créer des consortiums microbiens synthétiques plus efficaces (Wu et al. 2023b). Dans ce contexte, la biodégradation des hydrocarbures et des composés xénobiotiques par ces consortiums demeure un domaine de recherche majeur à explorer. Les travaux de Yu et al. (2019) montrent que les consortiums microbiens présentent une efficacité de biodégradation supérieure à celle des cultures pures, grâce à une dégradation plus complète des substrats et à l'élimination des intermédiaires métaboliques toxiques. De plus, certaines souches soutiennent ce processus indirectement par des interactions de cross-feeding et la production de métabolites favorisant la co-métabolisation, renforçant ainsi l'activité globale du consortium (Hu et al. 2020). Enfin, les interactions coopératives au sein des consortiums permettent l'expression coordonnée de multiples systèmes enzymatiques et de voies métaboliques, optimisant ainsi l'efficacité globale du processus de biodégradation (Abrusci et al. 2011; Amobonye et al. 2021).

Néanmoins, la biodégradation des plastiques par des consortiums reste un processus enzymatique complexe, encore entravé par une connaissance incomplète des gènes et des réseaux métaboliques impliqués. Dans ce contexte, l'utilisation de consortiums microbiens modifiés ou conçus de manière rationnelle constitue une stratégie prometteuse pour améliorer les performances de la biorémediation (Wu et al. 2023b).

### **9.4. Répartition phylogénétique des micro-organismes impliqués dans la biodégradation des plastiques**

Parmi les polymères synthétiques couramment produits, le PE est associé à la plus grande diversité de taxons dégradant le plastique, avec un total de 79 espèces, dont 55 bactéries et 24 champignons (figure 8). En revanche, malgré leur production mondiale élevée, le PP et le PS présentent moins de dégradeurs, ce qui reflète leurs faibles contraintes de biodégradation. La dégradation du PP a été signalée chez 14 espèces (12 bactéries, 2 champignons), principalement des Bacillales, qui représentent 8 espèces bactériennes. Un profil phylogénétique similaire pour le PS montre 15 dégradeurs (14 bactéries, 1 champignon), dont 7 Bacillales, ce qui confirme cette ligne récurrente liée à la dégradation des polyoléfines de haut poids moléculaire. Ces taxons dégradés du PS proviennent de sources variées, telles que les sédiments de mangrove, les sols, les tractus intestinaux des vers, les eaux des zones humides et les décharges plastiques, ce qui illustre une large présence écologique malgré une diversité phylogénétique limitée. Contrairement aux polymères synthétiques, les plastiques biodégradables présentent une distribution taxonomique nettement plus étendue. Le polyhydroxybutyrate (PHB) est dégradé par le plus grand nombre d'espèces, soit 126 taxons bactériens et fongiques. En revanche, l'acide polylactique (PLA) est associé à au moins 94 micro-organismes, dont 63 bactéries et 31 champignons. Les bactéries capables de dégrader le PLA sont particulièrement représentées dans la famille des Pseudonocardiaceae, avec 25 espèces recensées dans 11 études, principalement issues du sol. Les capacités de dégradation du plastique sont réparties entre les principaux phylums bactériens et fongiques, tandis que l'absence de représentants dans les domaines Archaea et dans certains phylums mineurs suggère probablement une sous-représentation taxonomique due aux limites des méthodes de culture et d'identification, plutôt qu'une véritable absence de potentiel de dégradation (Gambarini et al. 2021).

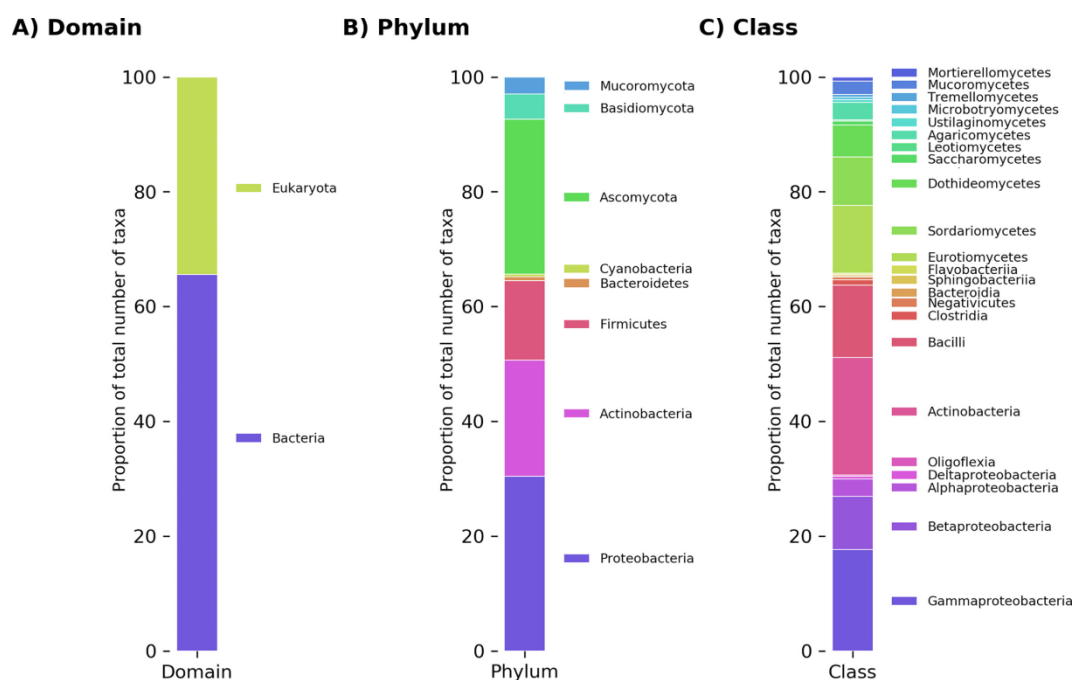


**Figure 8.** Arbre phylogénétique montrant tous les micro-organismes identifiés comme possédant des capacités potentielles de dégradation du plastique. La relation phylogénétique entre les espèces a été importée depuis la base de données taxonomique du NCBI. Les feuilles sont colorées selon leur phylum. Les points de données tracés à l'extérieur de l'arbre représentent la capacité de chaque micro-organisme à dégrader chacun des plastiques mentionnés dans la légende. Les bactéries appartenant à la famille des Pseudonocardiales et à l'ordre des Bacillales sont identifiées par des branches plus épaisses sur l'arbre phylogénétique (Gambarini et al. 2021).

Selon la figure 9, la majorité des microorganismes capables de dégrader les plastiques sont des bactéries, dont 286 espèces représentent 65,6 % des 436 dégradeurs. Ces taxons bactériens sont répartis inégalement parmi cinq des 31 phyla du NCBI. Les Proteobacteria sont prédominants (30,4 %), les Firmicutes (13,8 %), tandis que les Bacteroidetes (0,69 %) et les Cyanobacteria (0,46 %) contribuent de manière marginale. Les microorganismes fongiques dégradant les plastiques regroupent 150 espèces, soit 34,4 % de l'ensemble des dégradeurs rapportés, et se

## Partie bibliographique

limitent à trois des onze phyla fongiques connus. Le phylum Ascomycota est largement prédominant (27,0 %), tandis que les Basidiomycota (4,4 %) et les Mucoromycota (3,0 %) sont moins représentés. Les Proteobacteria, avec la plus grande diversité interne, sont dominées par les Gammaproteobacteria (17,7 %), suivies des Betaproteobacteria (9,3 %) et des Alphaproteobacteria (3,0 %). *Pseudomonas* est le genre le plus fréquent, représentant 6,7 % des espèces dégradant les plastiques, toutes appartenant au groupe des Gammaproteobacteria. Ces espèces ont été associées à la dégradation de 43 des 66 types de plastiques, y compris des polymères synthétiques et des plastiques biodégradables. L'analyse génomique a identifié 110 gènes impliqués dans la dégradation des plastiques, issus de 49 études, dont les données sont disponibles pour 281 des 436 espèces recensées. Toutefois, bien que neuf gènes associés à la dégradation du PLA aient été caractérisés, aucun gène spécifique à la biodégradation du PE ou du PS n'a encore été identifié (Gambarini et al. 2021).



**Figure 9.** Abondances relatives de tous les taxons signalés comme dégradant les plastiques aux niveaux du domaine (A), du phylum (B) et de la classe (C) (Gambarini et al. 2021)

---

***PARTIE EXPERIMENTALE***

---

---

## *Matériel et méthodes*

---

## *Matériel et méthodes*

### **1. Collecte des échantillons**

Les échantillons ont été collectés entre 2019 et 2021 sur cinq sites différents dans la région d'Annaba, au nord-est de l'Algérie. Au total, 10 échantillons d'excréments bovins (sites 1 à 3) et 3 déchets partiellement dégradés provenant de sacs en polyéthylène (site 4) ont été prélevés. Les déchets plastiques ont été extraits à une profondeur d'environ 15 cm dans le sol de la décharge publique de Berka Zerga. En outre, 1 fragment de plastique provenant du liquide ruminal de bovins (site 5) a été collecté. Les fragments plastiques provenant du rumen et les excréments de bovins ont été obtenus auprès de bovins se nourrissant de déchets plastiques dans une décharge située à l'ouest de la ville d'Annaba (36°49'40" N, 7°43'8" E), comme l'illustre la figure 10. Les échantillons comprenaient des bouses de vache fraîches et sèches, ainsi que des fragments de déchets plastiques, collectés de manière stérile afin d'isoler des souches microbiennes potentiellement capables de dégrader le PEHD (figures 11 et 12). Les sites d'échantillonnage étaient répartis comme suit :

**Site 1:** Chaayba-Sidi Amar-Annaba

**Site 2:** Sidi Amar-Annaba

**Site 3:** Boukhemira-Sidi Salem-Annaba

**Site 4:** Berka Zerga-El Bouni-Annaba

**Site 5:** Oued El Aneb-Annaba



**Figure 10.** Localisation géographique des différents sites d'échantillonnage dans la wilaya d'Annaba (Algérie). Site 1 (Chaayba); Site 2 (Sidi Amar); Site 3 (Sidi Salem); Site 4 (Berka Zerga); Site 5 (Oued El Aneb).



**Figure 11.** Site de prélèvement de Berka Zerga illustrant l'accumulation et l'altération des déchets polymériques soumis aux conditions environnementales de la décharge



**Figure 12.** Illustration des sites de prélèvement (1-3) : Ingestion de déchets plastiques par des bovins dans différents sites pollués de la wilaya d'Annaba, mettant en évidence l'origine des échantillons d'excréments étudiés.

### 1.1. Enrichissement, isolement et purification des souches

Des échantillons de bouse de vache (1 g) ont été homogénéisés dans 9 ml de solution saline stérile (NaCl 0,85 %), puis soumis à une agitation vigoureuse au vortex pendant 2 minutes. Parallèlement, 1 g de déchets plastiques partiellement dégradés, prélevés dans du liquide ruminal bovin et dans une décharge publique, a été mis en suspension dans 10 ml de solution saline stérile, sous agitation, pendant 2 minutes. Les suspensions ainsi obtenues ont été incubées à 30 °C pendant 30 à 40 minutes afin de favoriser la réactivation métabolique des micro-organismes. Enfin, des séries de dilutions décimales successives ont été préparées à partir de ces suspensions mères, conformément aux méthodes microbiologiques standard (Usha et al. 2011; Balasubramanian et al. 2014; Singh et Guru 2015; Wanapat et al. 2025).

Les échantillons ont été enrichis dans un milieu synthétique dont la composition (en g L<sup>-1</sup>) est la suivante : 1% de PEHD en poudre, NH<sub>4</sub>NO<sub>3</sub>, 1.0; MgSO<sub>4</sub>.7H<sub>2</sub>O, 0.2; K<sub>2</sub>HPO<sub>4</sub>, 1.0; CaCl<sub>2</sub>.2H<sub>2</sub>O, 0.1; KCl, 0.15; et extrait de levure (0,1). Des oligo-éléments (FeSO<sub>4</sub>.6H<sub>2</sub>O, ZnSO<sub>4</sub>.7H<sub>2</sub>O et MnSO<sub>4</sub>) ont été ajoutés à raison de 1 mg L<sup>-1</sup> chacun (Torre et al. 2018). Après 72 heures d'incubation sous agitation rotative (150 rpm, 30 °C), les cultures ont étéensemencées sur des milieux Luria-Bertani (LB) et Potato Dextrose Agar (PDA) pour l'isolement des bactéries et des champignons, respectivement.

## 2. Criblage préliminaire des isolats microbiens pour la dégradation du PEHD

### a. Préparation de la poudre de polyéthylène

Le film PEHD a été fourni par une entreprise locale d'emballage à Sétif, en Algérie. Les échantillons ont été dissous dans du xylène pendant 10 à 15 minutes, puis réduits en poudre fine. Cette poudre a été lavée deux fois à l'éthanol à 70 %, puis séchée à 60 °C pendant 24 heures afin d'éliminer toute trace de solvant. Le PEHD purifié a ensuite été utilisé pour le test de criblage initial en milieu solide, selon la méthodologie décrite par Pramila et Ramesh, (2011).

### b. Criblage primaire : Test de formation de zone claire (Clear Zone Test)

Le criblage a été réalisé sur un milieu minimum gélosé de sels minéraux (MMSA) dont la composition pour un litre est la suivante :  $\text{NH}_4\text{NO}_3$ , 1.0;  $\text{KH}_2\text{PO}_4$ , 0.7;  $\text{K}_2\text{HPO}_4$ , 0.7;  $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ , 0.7;  $\text{NaCl}$ , 0.005;  $\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ , 0.002g;  $\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ , 0.002;  $\text{MnSO}_4$ , 0.001; agar-agar 15 (g/l). Ce milieu a été supplémenté à 0,1 % (m/v) de poudre de PEHD. Le pH a été ajusté à  $6,5 \pm 0,07$  (Augusta et al., 1993). Après une période d'incubation de 28 à 30 jours à 30 °C, la dégradation du polymère a été mise en évidence par la formation de zones claires autour des colonies, visualisées après application d'une solution de coloration au bleu de Coomassie R-250 (Howard et Hilliard, 1999). La solution de bleu de Coomassie brillant G-250 a été préparée en dissolvant 0,1 % (m/v) de colorant dans un mélange à 40 % (v/v) de méthanol et à 10 % (v/v) d'acide acétique. Les boîtes ont été immergées dans cette solution pendant 20 minutes, puis décolorées pendant 20 minutes supplémentaires dans une solution à 40 % (v/v) de méthanol et 10 % (v/v) d'acide acétique. Après décoloration, les boîtes ont été examinées visuellement pour détecter la présence ou l'absence de zones claires autour des colonies, ce qui indique une activité de dégradation du PEHD, selon la méthode décrite par (Augusta et al. 1993).

### c. Criblage secondaire : Évaluation de l'hydrophobicité de la surface cellulaire (Test MATH)

L'hydrophobicité de la surface cellulaire des isolats a été déterminée par la méthode d'adhésion aux hydrocarbures (Test MATH). L'hexadécane et le tampon PUM (Potassium Urea Magnesium) ont été utilisés respectivement comme phases hydrophobes et hydrophiles. Le tampon PUM (pH=7,1) a été préparé par dissolution de  $\text{K}_2\text{HPO}_4$  (22,2 g  $\text{L}^{-1}$ ),  $\text{KH}_2\text{PO}_4$  (7,26 g  $\text{L}^{-1}$ ), urée (1,8 g  $\text{L}^{-1}$ ) et  $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$  (0,2 g  $\text{L}^{-1}$ ) dans de l'eau distillée. L'incubation des films

de PEHD avec les différents isolats microbiens a été réalisée en milieu de bouillon Tryptic Soy (TSB), sous agitation, pendant 72 heures. Après incubation, tous les inocula ont été centrifugés à 5000 tr/min pendant 20 minutes. Les culots ont ensuite été rincés deux fois avec un tampon PUM, puis suspendus dans ce tampon, en ajustant la turbidité afin d'obtenir une densité optique comprise entre 0,4 et 470 nm. Un volume de 3 ml de suspension cellulaire a été transféré dans des tubes stériles, auxquels 300 µL d'hexadécane ont été ajoutés. Le mélange a été vigoureusement agité au vortex pendant 30 secondes, puis laissé décanter à température ambiante pendant 15 minutes afin de permettre la séparation complète des phases aqueuses et organiques. La phase supérieure (hexadécane) a été soigneusement prélevée. Pour assurer l'élimination totale des traces résiduelles d'hexadécane, les tubes ont été placés à 5 °C pendant quelques minutes (ce qui a provoqué la solidification de l'hydrocarbure), puis laissés à température ambiante. L'absorbance finale de la phase aqueuse a été mesurée à 470 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Vis, en utilisant le tampon PUM comme blanc (Devi et al. 2015). Le pourcentage d'hydrophobicité est calculé en appliquant la formule suivante (équation 1) :

$$\text{Hydrophobicité (\%)} = \frac{DO (i) - DO (f)}{DO (i)} \times 100$$

DO (i) : de la suspension microbienne initiale.

DO (f) : de la suspension microbienne finale (phase aqueuse).

### 3. Caractérisation microbienne d'isolats sélectionnés

#### 3.1. Caractéristiques macroscopiques

L'identification préliminaire des isolats dégradant le PEHD a été réalisée par l'examen de leurs caractères macroscopiques : diamètre, couleur, forme, consistance, bordure, opacité et élévation sur milieu gélosé (Breakwell et al. 2007).

#### 3.2. Caractéristiques microscopiques

##### a. Coloration au bleu de coton au lactophénol.

L'identification microscopique des isolats fongiques a été réalisée par la technique de montage entre lame et lamelle au bleu de coton et au lactophénol. Un fragment de la colonie est déposé dans une goutte de colorant, puis observé aux objectifs x10 et x40. Cet examen permet de

caractériser la morphologie des hyphes (septation, ramification) ainsi que le mode de disposition des spores (Parija et al. 2003).

### **b. Coloration de Gram**

La coloration de Gram est une technique microscopique fondamentale utilisée pour identifier les bactéries en fonction de la structure de leur paroi cellulaire. Elle différencie les micro-organismes en groupes Gram positifs (violet) et Gram négatifs (rose) selon leur réaction à la coloration. Cette méthode permet également d'observer la morphologie bactérienne, notamment la forme des cellules (bacilles, coccobacilles ou coques) et leur taille approximative. De plus, le mode de regroupement cellulaire peut être déterminé, par exemple, en paires, en chaînes ou en amas. La présence ou l'absence d'endospores peut également être détectée, ce qui fournit des informations taxonomiques et diagnostiques précieuses (Paray et al. 2023).

### **3.3. Caractérisation biochimique**

#### **➤ Test de la catalase**

Le test de la catalase a été réalisé en déposant une fraction de la colonie isolée sur une lame de verre, puis en ajoutant deux gouttes de peroxyde d'hydrogène ( $H_2O_2$ ) à 3 %. L'apparition immédiate d'une effervescence, résultant du dégagement de dioxygène ( $O_2$ ) par l'action de l'enzyme catalase, a été interprétée comme un résultat positif (Riesti et al. 2023).

#### **➤ Test de l'oxydase**

La présence de l'enzyme cytochrome c oxydase a été déterminée à l'aide du réactif de Kovacs (dichlorhydrate de tétraméthyl-p-phénylènediamine à 1 %). Pour ce faire, un disque de papier filtre imprégné du réactif a été inoculé avec une fraction de culture pure. Une réaction positive a été détectée lors de l'apparition d'une coloration violette à pourpre intense, survenant dans un délai de 10 à 30 secondes (Bhattacharyya 2023).

#### **➤ Identification biochimique par galerie API 20 NE /API 20 E**

L'identification phénotypique des isolats bactériens (bacilles à Gram négatifs non entériques) a été réalisée à l'aide du système API 20NE (bioMérieux, France), notamment pour *Pseudomonas*, *Acinetobacter*, *Moraxella*, *Vibrio* et *Aeromonas*.

L'identification des isolats appartenant à la famille des Enterobacteriaceae et d'autres bacilles Gram négatifs non exigeants a été réalisée à l'aide du système API 20E (bioMérieux, France).

Cette galerie comprend 20 microtubes contenant des substrats déshydratés destinés à des tests biochimiques miniaturisés. Les bandelettes ont été inoculées avec une suspension bactérienne standardisée, puis incubées conformément aux recommandations du fabricant. La lecture des réactions (virages colorés et tests d'assimilation) a été effectuée manuellement entre 18 à 24 heures (Appelbaum et al. 1980). Les résultats des tests biochimiques obtenus avec les API 20E et 20NE ont été analysés à l'aide du logiciel API Web, version 2019.

### 3.4. Caractérisation moléculaire de souches sélectionnées

L'ADN génomique d'une culture fongique de 5 jours, ainsi que celui de cultures bactériennes de 48 heures, a été extrait et purifié selon les protocoles du kit Wizard Plus SV Genomic DNA Purification (Promega, Madison, WI, USA). L'identification de la souche fongique a été effectuée par analyse de la région ITS (Internal Transcribed Spacer), amplifiée à l'aide des amorces universelles ITS1 (5'-TCCGTAGGTGAA CCT GCG G-3') et ITS4 (5'-TCC TCC GCT TATTGATATGC-3') (White et al. 1990). Par ailleurs, les souches bactériennes ont été caractérisées par amplification du gène de l'ARNr 16S à l'aide des amorces universelles FD1 (5'-AGAGTTTGATCCTGGCTCAG-3') et rp2 (3'-ACGGCTACCTTGTTACGACTT-5') (Weisburg et al. 1991). Les réactions d'amplification ont été réalisées dans un volume final de 25 µL, comprenant : 1 µL d'ADN génomique (20-50 ng/µL), 1 µL de dNTPs (5 mM), 2 µL de chaque amorce (sens et antisens, 10 µM), 5 µL de tampon PCR à 5×, 0,2 µL de polymérase GoTaq (5 U/µL) et 15,8 µL d'eau distillée (H<sub>2</sub>O). Les conditions de thermocyclage pour la région ITS étaient les suivantes : une dénaturation initiale à 94 °C pendant 4 minutes, suivie de 30 cycles (94 °C pendant 1 minute, 50 °C pendant 1 minute et 72 °C pendant 1 minute), et une extension finale à 72 °C pendant 5 minutes. Concernant le gène de l'ARNr 16S, les conditions comprenaient une dénaturation initiale à 94 °C pendant 4 minutes, suivie de 30 cycles (94 °C pendant 1 minute, 42 °C pendant 1 minute et 72 °C pendant 2 minutes), puis une étape finale d'extension à 72 °C pendant 5 minutes.

Les produits de PCR ont été analysés par électrophorèse sur gel d'agarose (1,5 %) coloré avec le colorant Atla ClearSlight DNA (Bioatlas). La migration a duré 20 minutes à 100 V, et les profils de bandes ont été observés sous lumière ultraviolette à l'aide du système FireReader Max (UVItec Cambridge, Royaume-Uni). Enfin, la société Eurofins Genomics (Allemagne) a séquencé les produits de PCR selon la méthode de Sanger.

Les données de séquençage d'ADN ont été analysées à l'aide de l'outil BLASTn (Basic Local Alignment Search Tool) en comparaison avec les séquences de référence de la base de données

GenBank du NCBI (National Center for Biotechnology Information). Par la suite, les séquences ont été alignées à l'aide du logiciel ClustalX (version 1.83) pour un alignement multiple. (Thompson et al. 1997).

Un arbre phylogénétique a été construit selon la méthode du maximum de vraisemblance (Maximum Likelihood) à l'aide du logiciel MEGA (version 12) (Tamura et al. 2011). La robustesse de la topologie de l'arbre a été évaluée par une analyse de bootstrap à 1 000 répétitions. Les numéros d'accèsion ont été attribués par le NCBI à la suite de la soumission des séquences à la base de données GenBank.

#### **4. Optimisation des paramètres de croissance des micro-organismes sélectionnés**

Afin d'identifier les conditions optimales de biodégradation, la croissance microbienne ainsi que la perte de masse du PEHD ont été évaluées pour chacun des isolats sélectionnés, en fonction de différents paramètres expérimentaux. Les souches bactériennes et fongiques ont été inoculées dans 100 ml de milieu minéral salin (MMS) supplémenté en PEHD puis incubées pendant 30 jours sous différentes conditions expérimentales. L'ensemble des essais a été réalisé en triplicat. La croissance microbienne a été suivie par la mesure de la densité optique à 600 nm. Le pourcentage de biodégradation du polymère a permis d'estimer la capacité des micro-organismes étudiés à dégrader le PEHD par rapport au témoin (Ali et al. 2022).

##### **4.1. Influence de la concentration en PEHD**

Différentes concentrations de PEHD en film (0,08 ; 0,10 ; 0,20 et 0,30 %) ont été préparées dans un MMS, puis inoculées avec une suspension microbienne (0,5 McFarland) afin d'évaluer la tolérance de l'organisme étudié (Hossain et al. 2019).

##### **4.2. Influence de l'agitation**

Des conditions statiques et agitées ont été utilisées pour évaluer l'activité microbienne dans la dégradation du PEHD. Les flacons ont été incubés à 30 °C en conditions statiques, tandis qu'une autre série a été incubée sous agitation à 150 rpm pendant 4 semaines (Ali et al. 2022).

##### **4.3. Influence de traitement de PEHD**

Pour évaluer l'influence du traitement préalable du PEHD sur la croissance microbienne et la biodégradation, deux séries d'expériences ont été menées. Dans la première série, les films en PEHD ont été prétraités chimiquement par immersion pendant 120 minutes dans une solution désinfectante composée de 18 ml de Tween 80, 10 ml d'eau de Javel et 225 ml d'eau distillée, puis stérilisés dans de l'éthanol à 70 % (v/v) pendant 30 minutes. Les films traités ont ensuite

été séchés pendant 24 h à 50 °C. La deuxième série contenait du MMS, supplémentée de films PEHD non traités. Cette approche expérimentale a permis de déterminer si le traitement chimique préalable du PEHD favorise la biodégradation ou inhibe la croissance microbienne (Kumar et Devi, 2019 ; Abid et al., 2025).

#### **4.4. Optimisation du volume d'inoculum**

Différents volumes d'inoculum (1, 3, 5 et 10 ml de suspension microbienne) ont été inoculés dans des séries de flacons distinctes afin de déterminer le volume d'inoculum optimal favorisant la croissance microbienne maximale et la dégradation du PEHD (Ali et al. 2022).

#### **4.5. Influence de la température**

Pour évaluer l'effet de la température sur la capacité des micro-organismes à dégrader le polyéthylène, les flacons inoculés avec les souches sélectionnées ont été incubés sous agitation à 150 rpm à 20, 30, 40 et 50 °C. La température qui maximisait la croissance microbienne et la dégradation du polyéthylène a été considérée comme optimale et utilisée pour les expériences suivantes (Ali et al. 2022).

#### **4.6. Influence de pH**

L'influence du pH constitue un facteur clé déterminant la capacité des micro-organismes à dégrader les polymères. Pour l'évaluer, des flacons contenant du milieu MMS supplémenté en PEHD ont été ajustés à différentes valeurs de pH (3,5 ; 6,5 ; 7,0 ; 9,0 et 11,0) à l'aide de NaOH ou de HCl (Ali et al. 2022).

#### **4.7. Optimisation du milieu MMS par l'apport de micronutriments**

Les effets des micronutriments sur le processus de biodégradation ont été examinés. Les ions métalliques de manganèse ( $Mn^{2+}$ ), de cuivre ( $Cu^{2+}$ ), de fer ferreux ( $Fe^{2+}$ ) et de zinc ( $Zn^{2+}$ ) ont été ajoutés au milieu MMS. Ces micronutriments ont été ajoutés à des concentrations croissantes de 0,001, 0,01 et 0,1 g L<sup>-1</sup> afin d'étudier leur impact sur la croissance microbienne et la performance de la biodégradation (Zaveri et al. 2021).

#### **4.8. Effet des co-métabolites**

Différentes sources de carbone ont été évaluées afin d'optimiser la dégradation du polymère par les isolats microbiens sélectionnés. Ces isolats ont été cultivés dans un milieu MMS enrichi avec diverses combinaisons de sources de carbone : PEHD seul, glucose associé au PEHD, saccharose + PEHD, mannitol + PEHD et amidon + PEHD (Jang et al. 2002).

#### **4.9. Évaluation de l'effet des sources azotées sur l'activité biodégradatrice des isolats**

Différentes sources azotées ont été examinées afin d'optimiser la dégradation du PEHD par les isolats microbiens sélectionnés. Les micro-organismes ont été cultivés dans un milieu MMS, avec des combinaisons de sources d'azote, dont le PEHD seul, le PEHD additionné de 1 % de peptone, le PEHD supplémenté d'un extrait de levure (1 %) et le PEHD associé au  $\text{NH}_4\text{NO}_3$  (Hamzah et Wong 2015).

## **5. Tests de compatibilité pour la formulation d'un consortium microbien**

Pour établir un consortium microbien stable, il est nécessaire de vérifier la compatibilité entre les souches microbiennes à l'aide de protocoles *in vitro* standardisés, afin de détecter d'éventuelles interactions antagonistes. La procédure la plus courante commence par un test de compatibilité (compatibility assay) (Shita et al. 2018 ; Martínez-Delgado et Benítez-Campo 2024).

### **5.1. Compatibilité entre les souches bactériennes et fongiques**

Un test de compatibilité *in vitro* a été réalisé entre des souches fongiques et bactériennes. Une culture bactérienne de 18 heures, cultivée dans du bouillon LB, a été étalée le long du bord d'une boîte de Petri contenant du PDA. Un disque de 8 mm, prélevé sur une culture fongique de 5 jours, a été placé sur le bord opposé de la boîte, à 3 cm de la culture bactérienne. Les boîtes ont été incubées à 28 °C et surveillées pour détecter toute interaction entre les isolats fongiques et bactériens.

### **5.2. Compatibilité entre les isolats bactériens**

La compatibilité entre les isolats bactériens a été évaluée en les ensemençant perpendiculairement les uns par rapport aux autres sur le milieu de culture, puis en incubant les boîtes pendant 72 heures à 28 °C.

### **5.3. Compatibilité entre les différentes souches fongiques**

Des disques mycéliens de 8 mm de diamètre, prélevés à partir de cultures actives, ont été placés par paires sur les côtés opposés de la boîte de Pétri, à 3 cm l'un de l'autre, puis incubés à 28 °C pendant 7 jours.

## **6. Évaluation de la dégradation de PEHD**

### **6.1. Préparation d'une suspension microbienne (fongique, bactérienne, consortium)**

Les isolats microbiens ont été cultivés séparément dans 50 ml de bouillon LB à 30 °C pendant 18 heures. Pour les souches fongiques, un disque de 8 mm a été inoculé dans 50 ml de bouillon PDB, puis incubé pendant 96 heures à 28 °C. Les cultures microbiennes ont ensuite été

centrifugées à 4 000 tr/min pendant 5 minutes afin de recueillir les culots, puis rincées deux fois dans une solution tamponnée au phosphate (PBS) pour éliminer le milieu résiduel. Les culots lavés de chaque souche de culture ont été remis en suspension dans 10 ml de MMS stérile en vue de tests supplémentaires. Les consortiums microbiens ont été préparés en mélangeant des volumes égaux de chaque suspension de culture (ratio 1 :1) dans des flacons Erlenmeyer de 250 ml, puis en les homogénéisant soigneusement (Lade et al. 2012 ; Jebashalomi et al. 2024)

### **6.2. Évaluation du potentiel de dégradation de polymère par des consortiums microbiens et des souches individuelles**

L'essai de dégradation du PEHD a été réalisé en culture liquide dans un milieu MMS. Des films de PEHD ont été découpés en petits feuillets (10 × 5 cm), pesant entre 0,08 et 0,1 g, puis immergés pendant 120 minutes dans une solution désinfectante (voir la section 4.3). Ensuite, les feuillets ont été stérilisés dans de l'éthanol à 70 % (v/v) pendant 30 minutes. Les films de PEHD stériles ont été séchés toute la nuit à 50 °C et utilisés comme seule source de carbone pour la croissance microbienne (Kumar et Devi, 2019). Pour la mise en place expérimentale, 21 Erlenmeyers de 250 ml, contenant chacun 80 ml de MMS et un film de PEHD, ont été ensemencés avec 5 ml de chaque inoculum microbien. Les flacons ont été incubés à 30 °C sur un agitateur rotatif à 150 rpm pendant 90 jours. Les essais de biodégradation ont été effectués en triplicat, avec un témoin négatif comprenant uniquement du MMS et un film de PEHD. Pour compenser l'épuisement des nutriments, 5 ml de MMS stérilisé ont été ajoutés à chaque flacon tous les 15 jours (Seenivasagan et al. 2022; Kim et al. 2022).

### **6.3. Détermination de la perte de poids et du taux de réduction du PEHD**

Les films de PEHD ont été prélevés sur le milieu réactionnel à intervalles réguliers de 15 jours, sur une période d'incubation totale de 90 jours. Pour éliminer le biofilm microbien adhérent à la surface du polymère, les films ont été immergés dans une solution de sodium dodecylsulfate (SDS) à 2 % (v/v). Ce procédé de nettoyage a été réalisé sous agitation (120 rpm) à 50 °C pendant 4 heures, puis suivi de deux rinçages à l'eau distillée stérile. Ensuite, les échantillons ont été placés sur du papier filtre et séchés dans une étuve à 60 °C pendant toute une nuit, selon une méthode adaptée de Sivan et al. (2006). Enfin, les films traités ainsi que les témoins non traités ont été pesés avec précision pour déterminer la perte de masse du PEHD, en utilisant la formule de Kumar et Devi (2019) (équation 2) :

$$\text{Perte de poids (\%)} = \frac{\text{Poids initial du PEHD} - \text{Poids final du PEHD}}{\text{Poids initial du PEHD}} \times 100$$

- Détermination de la demi-vie du PEHD traité à l'aide d'un modèle cinétique de premier ordre :

En utilisant le modèle cinétique du premier ordre, le taux de réduction constant a été déterminé à partir des données de perte de poids avant et après le test de biodégradation du PEHD, selon la formule suivante (équation 3) :

$$K = -\frac{1}{t} \left( \ln \frac{w}{w_0} \right)$$

Dans cette équation, K représente la constante de vitesse de réduction du polymère, selon une cinétique d'ordre un ( $\text{jours}^{-1}$ ), t correspond au temps de biodégradation (jours), W désigne la masse résiduelle du PEHD après dégradation (g) et  $W_0$  la masse initiale du PEHD avant dégradation (g).

$$t_{1/2} = \frac{\ln 2}{k}$$

La demi-vie ( $t_{1/2}$ ) des films résiduels de PEHD a été calculée à partir de la constante de vitesse K, selon l'équation correspondante (équation 4) (Auta et al., 2017).

#### 6.4. Évaluation de la croissance microbienne

Les profils de croissance des consortiums microbiens et des souches individuelles ont été analysés par mesure de la densité optique (DO) à 600 nm. Ces mesures ont été effectuées à intervalles de 15 jours pendant une période d'incubation de 90 jours, afin d'étudier la biodégradation du PEHD. Cette évaluation visait à établir une corrélation entre la dynamique de croissance microbienne et l'efficacité de la dégradation du polymère, tout en identifiant les variations de performance entre les cultures pures et les consortiums (Seenivasagan et al. 2022 ; Kim et al. 2022).

#### 6.5. Détermination de la variation du pH

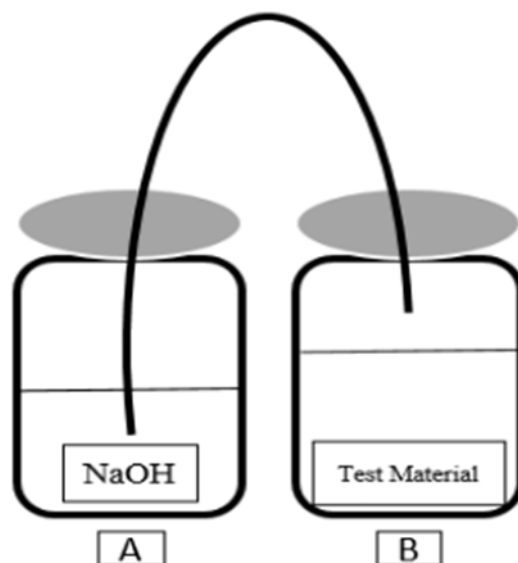
La variation du pH a été suivie en tant qu'indicateur de l'activité métabolique microbienne au cours de la dégradation du PEHD. Le pH initial du milieu était de  $6,5 \pm 0,07$ , puis il a été mesuré à intervalles de 15 jours tout au long de la période d'incubation afin d'observer les variations induites par l'activité microbienne (Midhun et al. 2015).

### 6.6. Quantification des protéines totales par la méthode de Bradford

La biomasse microbienne des cellules adhérentes à la surface a été déterminée par la mesure de la teneur totale en protéines à intervalles de 15 jours. Les films de PEHD ont été récupérés du milieu de culture, puis lavés à l'eau distillée stérile afin d'éliminer les débris résiduels et les cellules faiblement adhérentes. Les cellules constituant le biofilm ont ensuite été détachées par sonication en bain-marie pendant 4 min dans une solution saline à 0,85 % (Arkatkar et al. 2010). La suspension ainsi obtenue a servi à la quantification des protéines selon la méthode de Bradford (1976). Une courbe d'étalonnage a été établie à partir de dilutions successives de sérum d'albumine bovine (BSA) à des concentrations connues. La quantification protéique des échantillons a été réalisée par mesure de l'absorbance à 595 nm. Les concentrations ont ensuite été déterminées par extrapolation à partir de l'équation de la droite de régression linéaire obtenue.

### 6.7. Évaluation de la biodégradation du PEHD par quantification du CO<sub>2</sub> (méthode de respirométrie)

La biodégradation du PEHD a été évaluée par la mesure de la quantité de CO<sub>2</sub> libéré, selon la méthode respirométrique. Le dispositif expérimental comprenait 100 ml de milieu MMS, inoculé avec 300 µL d'un inoculum microbien frais, puis supplémenté avec de la poudre de PEHD à 0,1 % (p/v). Le témoin consistait en un flacon non inoculé contenant uniquement le polymère et le milieu de culture (Dharshni et Kanchana, 2021). Le suivi du CO<sub>2</sub> a été réalisé à l'aide d'un dispositif respirométrique (biomètre) décrit par Reuschenbach et al. (2003) et modifié par Syamsu et al. (2008) (figure 13). Le dispositif comprenait un flacon principal contenant le matériau à tester, relié à un flacon secondaire contenant 50 ml d'une solution d'hydroxyde de sodium (NaOH 0,1 N). Au cours de l'incubation, le CO<sub>2</sub> libéré par l'activité métabolique microbienne a été transféré du premier flacon vers le second, où il a été piégé par la solution de NaOH. La quantité totale de CO<sub>2</sub> a été déterminée par une méthode de double titrage par l'acide chlorhydrique (HCl 0,1 N). Le premier titrage a été effectué en ajoutant deux gouttes de phénolphaléine (PP) à la solution de NaOH contenant le CO<sub>2</sub> piégé, jusqu'au virage de l'indicateur du rose à l'incolore. Le second titrage a utilisé l'héliantine (méthyl orange) comme indicateur, provoquant un virage de l'incolore au rose. Les volumes correspondant aux points d'équivalence enregistrés lors de ces titrages ont été utilisés pour calculer la quantité de CO<sub>2</sub> produite (Syamsu et al. 2008).



**Figure 13.** Dispositif respirométrique (Biomètre). Le système est composé d'un flacon de piègeage (A) contenant une solution de NaOH 0,1 N pour la capture du CO<sub>2</sub> métabolique, relié hermétiquement à un flacon de réaction (B) contenant le milieu MMS, l'inoculum et le PEHD

## 7. Caractérisation post-dégradation des films en PEHD

### 7.1. Analyse par microscopie électronique à balayage (MEB) et spectrométrie de rayons X à dispersion d'énergie (EDS) des films de PEHD dégradés

Les modifications morphologiques de la surface des films de PEHD (traités et non traités) ont été analysées par microscopie électronique à balayage (MEB, Quattro S FEG), couplée à un système de spectrométrie de rayons X à dispersion d'énergie, afin de détecter les variations de composition élémentaire. Les échantillons ont été découpés en carrés de 4 × 4 cm, désinfectés à l'éthanol à 70 % pendant 30 min, puis séchés à 50 °C pendant une nuit afin d'éliminer le biofilm ou les impuretés de surface (Salinas et al. 2023).

### 7.2. Caractérisation des groupements fonctionnels et détermination des indices d'oxydation du PEHD par spectroscopie FTIR

Les groupements fonctionnels des films traités et non traités ont été examinés par spectroscopie infrarouge à transformée de Fourier (FTIR, PerkinElmer, Spectrum 100). Les spectres ont été acquis avec une résolution de 1 cm<sup>-1</sup>, sur l'intervalle de fréquences de 4000 à 500 cm<sup>-1</sup>. L'indice de carbonyle, comprenant l'indice de céto-carbonyle (KCBI) et l'indice d'ester-carbonyle (ECBI), ainsi que l'indice de double liaison, comprenant l'indice de vinyle (VBI) et l'indice de double liaison interne (IDBI), a été évalué selon les formules établies par Albertsson et al. (1987). Les pics d'absorbance relative à des nombres d'ondes spécifiques (cm<sup>-1</sup>) ont été utilisés

pour déterminer ces indices : carbonyl ester à  $1740\text{ cm}^{-1}$ , carbonyl céto à  $1715\text{ cm}^{-1}$ , double liaison vinyle terminale à  $1640\text{ cm}^{-1}$  et  $1650\text{ cm}^{-1}$ , double liaison interne à  $908\text{ cm}^{-1}$ , et le groupement méthylène à  $1465\text{ cm}^{-1}$ . Les indices ont été calculés selon les équations 5 suivantes :  $KCBI = (I_{1715}/I_{1465})$  ;  $ECBI = (I_{1740}/I_{1465})$  ;  $VBI = (I_{1640}/I_{1465})$  ;  $IDBI = (I_{908}/I_{1465})$ .

### 7.3. Analyse de la diffractométrie et détermination du taux de cristallinité des films en PEHD

L'analyse par diffraction des rayons X (DRX, Analytical Empyrean, Pays-Bas) a été réalisée pour évaluer le taux de cristallinité des films de PEHD après traitement et étudier les modifications structurelles et de phase par rapport au film témoin. Cette analyse a utilisé une source de rayonnement Cu  $K\alpha$  ( $\lambda=1,54060\text{ \AA}$ ) sous les conditions suivantes : un courant de 40 mA (I) et une tension de 45 kV (U), avec une fente de divergence fixe de  $1^\circ$ . Les diagrammes de diffraction ont été enregistrés sur une plage angulaire  $[2\theta]$  allant de  $18^\circ$  à  $50^\circ$  à  $25^\circ\text{C}$ , avec un pas de  $0,0130^\circ$  et une vitesse de balayage de  $20\text{ s}^{-1}$ . Le degré de cristallinité ( $X_c$ , %) a été calculé selon la formule suivante (Équation 6) (Martínez-Romo et al. 2015) :

$$\text{Cristallinité}(\%) = \frac{\text{Intégrer la zone (pics cristallins)}}{\text{Intégrer la zone (tous les pics)}} \times 100$$

### 7.4. Analyse par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC-MS)

L'analyse par GC-MS a été réalisée afin de confirmer la biodégradation du PEHD, en identifiant les sous-produits issus du métabolisme des souches microbiennes présentant un potentiel de dégradation vis-à-vis du polymère étudié. Le système utilisé est un Thermo Scientific Trace GC 1300 couplé à un spectromètre de masse Thermo TSQ 9610 MS-MS, équipé d'une colonne capillaire DB-5 (Restek Corp., phase : RTX-5 SUMS ;  $30\text{ m} \times 0,25\text{ mm}$ , épaisseur de film :  $0,25\text{ }\mu\text{m}$ ). L'hélium a été utilisé comme gaz vecteur à un débit de  $1,0\text{ mL/min}$ . Après incubation, les échantillons ont été centrifugés pendant 5 min à  $6000\text{ rpm}$  à  $25^\circ\text{C}$ . Un volume égal de surnageant a été mélangé à un solvant d'extraction composé d'isooctane et de dichlorométhane (3 : 2 v/v). Le mélange a été agité au vortex pendant 2 min, puis centrifugé pendant 1 min à  $6000\text{ rpm}$  à  $25^\circ\text{C}$  afin de séparer les phases. La phase organique contenant les extraits a été transférée dans des flacons de chromatographie en verre borosilicaté (vials GC) munis de septas adaptés au passeur automatique, puis placée sur une plaque chauffante à  $40^\circ\text{C}$  pendant une nuit afin d'assurer l'évaporation complète du solvant. Par la suite,  $200\text{ }\mu\text{L}$  de dichlorométhane ont été

ajoutés, suivis d'une agitation au vortex pendant 2 min, puis d'un traitement par ultrasons pendant 1 min, afin de garantir la récupération totale des produits de dégradation. Un volume de 1  $\mu$ L de l'échantillon a été injecté en GC-MS. La température initiale du four a été fixée à 50 °C pendant 1 min, puis augmentée progressivement à 6 °C/min jusqu'à 270 °C, puis maintenue à 280 °C pendant 10 min. L'analyse a duré 50 min avec un rapport de division (split) de 5 :1 et une température d'injecteur de 250 °C. Les spectres de masse ont été enregistrés à 70 eV sur une plage de m/z de 20 à 1100 (Gören et al. 2004). La caractérisation des molécules repose sur la comparaison des temps de rétention des échantillons avec ceux des étalons du kit ULTRAKit<sup>®</sup> Hydrocarbons (A WRK-101, B WRK-102 alcanes, C WRK-102 alkenes, D WRK-103, et E WRK-104) (ULTRA Scientific, North Kingstown, Rhode Island, États-Unis), ainsi que sur la recherche de similarité spectrales dans les bases de données NIST et Wiley (Altun et Goren 2007; Shahnawaz et al. 2016).

### **8. Analyse statistique**

Les données de cette étude sont exprimées sous forme de moyennes  $\pm$  écart-type (SD) issues de trois essais indépendants. Les résultats ont fait l'objet d'une analyse statistique par analyse de variance à un facteur (ANOVA), suivie du test de comparaison multiple de Tukey ( $P < 0,05$ ), à l'aide du logiciel GraphPad Prism (version 10.3.1).

---

## *Résultats et discussion*

---

## Résultats et discussion

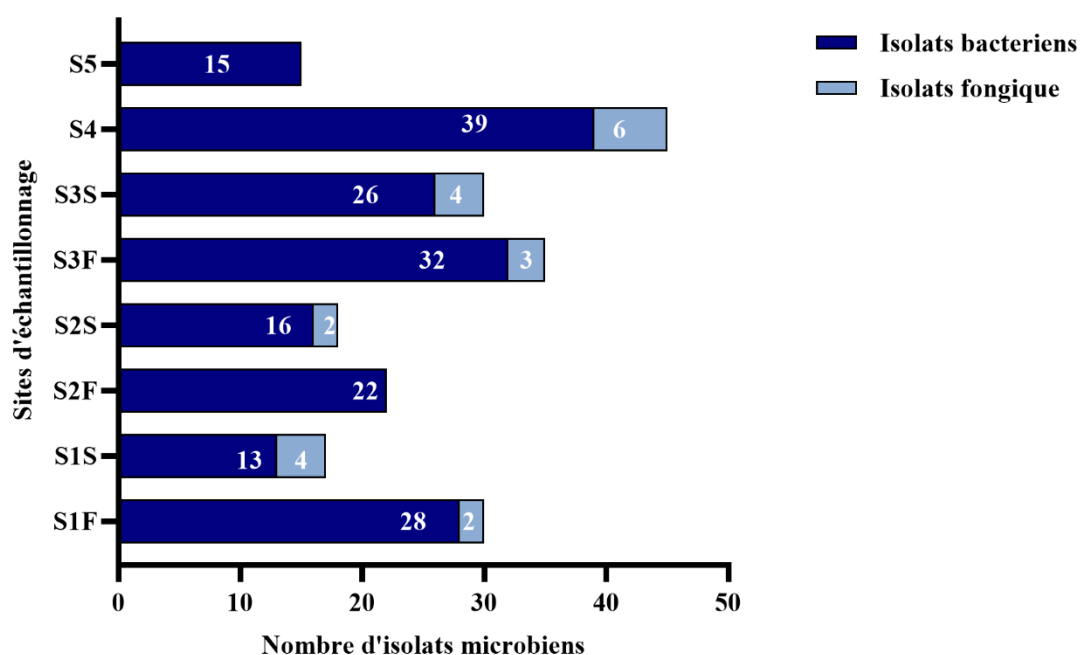
La production croissante de plastiques au cours des dernières décennies a entraîné une accumulation persistante de polymères synthétiques dans l'environnement, menaçant l'équilibre des écosystèmes, en raison de leur forte résistance à la dégradation naturelle (Mohan et al. 2020 ; Zadjelovic et al. 2023 ; Jayan et al. 2023). L'usage intensif et polyvalent du PEHD, combiné à une mauvaise gestion des déchets, a entraîné une accumulation environnementale préoccupante qui constitue aujourd'hui un défi écologique majeur (Taghavi et al. 2021; Miri et al. 2022 ; Jebashalomi et al. 2024). Par ailleurs, les méthodes d'élimination conventionnelles des plastiques contribuent à leur persistance environnementale et à l'accumulation de résidus nocifs (Mihai et al. 2022; Anand et al. 2023; Udekku et al. 2024).

En revanche, la bioremédiation apparaît comme une approche alternative durable reposant sur l'action de micro-organismes capables d'adhérer aux polymères et de produire des enzymes spécifiques favorisant la rupture des liaisons carbonées (Akash et al. 2024; Liu et al. 2025; Bai et al. 2025). Ce processus conduit à la transformation des polymères en composés plus simples, facilitant leur biodégradation et leur minéralisation, tout en répondant aux enjeux croissants liés à la pollution plastique (Amobonye et al. 2021 ; Zhang et al. 2023b). À la convergence des technologies innovantes et de la pollution croissante due aux plastiques, il est essentiel d'étudier en profondeur les mécanismes de biodégradation. Élucider les interactions entre les micro-organismes et les plastiques, identifier les facteurs influençant l'activité microbienne et optimiser ces processus constituent des étapes clés pour élaborer des stratégies durables de gestion des déchets plastiques. Cette étude a pour objectif d'identifier et d'évaluer le potentiel de différentes souches bactériennes et fongiques, ainsi que de consortiums microbiens issus d'excréments de vache, de fragments plastiques présents dans le liquide ruminal bovin et de débris de plastique partiellement dégradés, pour décomposer le PEHD et l'utiliser comme source unique de carbone, en recourant à des techniques de caractérisation moléculaire, physique et chimique.

### 1. Isolement de souches microbiennes

L'échantillonnage réalisé sur cinq sites distincts de la wilaya d'Annaba (Algérie) a permis d'obtenir 212 isolats microbiens présentant des caractéristiques morphologiques variées issus de la bouse de vache (fraîche et séchée), de déchets de sacs plastiques et de fragments plastiques prélevés dans le liquide ruminal de bovins indigènes. La répartition quantitative des isolats par site d'échantillonnage est présentée dans la figure 14.

Les sites géographiques ont été sélectionnés en raison de leurs conditions environnementales variées et leur disponibilité en nutriments, qui influencent directement la performance des communautés microbiennes (Kumar et al. 2019). L'échantillonnage de ces sites vise à explorer une biodiversité microbienne plus diversifiée et potentiellement plus efficace pour dégrader les plastiques, plutôt que de se limiter à des sites couramment étudiés dans la littérature (Behera et Ray 2021; Banerjee 2025). Plusieurs études ont exploité les excréments de vache comme une bioressource innovante (Orji et al. 2012; Javed et al. 2022; Gupta et al. 2023a; Sharma et al. 2024). De plus, des recherches suggèrent que le microbiote du rumen constitue un environnement particulièrement propice à la dégradation du PEBD et des microplastiques (Wanapat et al. 2025; Tassone et al. 2025). Récemment, plusieurs études ont rapporté l'isolement de microorganismes attachés à des fragments plastiques partiellement dégradés recueillis dans une décharge. Ces résultats mettent en évidence le potentiel important des isolats issus de ce type d'échantillonnage pour la dégradation des polymères plastiques synthétiques (Dey et al. 2020; Saira et al. 2022; Nedi et al. 2024). Dans le cadre de cette étude, 212 isolats microbiens, dont 191 bactériens et 16 fongiques, présentant des morphologies distinctes, ont été purifiés puis soumis à deux tests de criblage : un criblage initial basé sur l'apparition d'une zone claire et un criblage secondaire évaluant leur degré d'hydrophobicité. Ces analyses ont permis de sélectionner les souches les plus performantes, aptes à survivre et à persister dans un milieu minimal contenant uniquement du PEHD comme source de carbone et d'énergie.



**Figure 14.** Répartition des isolats microbiens (bactériens et fongiques) collectés sur l'ensemble des sites d'échantillonnage étudiés

## 2. Criblage préliminaire des isolats microbiens pour la dégradation du PEHD

Le test de la zone claire constitue une méthode simple et pratique pour le criblage des micro-organismes capables de dégrader le polyéthylène. La formation d'une zone claire autour des colonies indique évidemment la sécrétion d'exoenzymes responsables de la solubilisation du polymère (Singh et Guru 2015; Skariyachan et al. 2017). Lors du criblage initial, 212 isolats bactériens issus de bouse de vache et de déchets plastiques ont été ensemencés individuellement sur des boîtes de MMS supplémentées en poudre de PEHD, afin d'évaluer leur capacité à dégrader ce matériau au moyen du test de la zone claire. Après coloration au bleu de Coomassie brillant, 45 isolats bactériens et 7 isolats fongiques sur 212 ont présenté des halos clairs autour de leurs colonies, indiquant une activité enzymatique extracellulaire capable de décomposer et de solubiliser les chaînes polymériques. Ces observations suggèrent que ces micro-organismes peuvent utiliser le PEHD comme source de carbone (Riesti et al. 2023; Jayan et al. 2023). La croissance et le métabolisme microbiens dépendent de nutriments essentiels, notamment le carbone, l'azote, le phosphore et les minéraux, le carbone étant crucial pour le développement cellulaire et la production d'énergie (Leys et al., 2005 ; Muñoz-Elías et Mckinney, 2006). Dans cette étude, la poudre de PEHD a été l'unique source de carbone dans le milieu minimal, permettant uniquement aux isolats capables de métaboliser les intermédiaires dérivés du polymère de croître et de former des halos observés. Sur la base du criblage préliminaire, 49,10 % des souches isolées ont montré une réponse positive (+), ce qui a conduit à leur sélection pour un criblage secondaire et pour des études ultérieures portant sur la dégradation du PEHD (Tableau 4 et Annexe 1).

Cette observation concorde avec des rapports antérieurs soulignant la nécessité d'un test de dépistage en zone claire afin de sélectionner des micro-organismes puissants capables de décomposer le polymère étudié (Tareen et al.2022 ; Gupta et al. 2023b).

De même, Hossain et al. (2024) ont rapporté que *Bacillus cereus* SHBF2 était capable de dégrader le polyéthylène, comme l'illustrent les zones claires observées autour des colonies.

Jebashalomi et al. (2024) ont rapporté qu'après 10 jours d'incubation à 25–30 °C, une zone claire était observée autour de la colonie. Suite à ce criblage, deux espèces de *Bacillus*, une de *Pseudomonas* et une de *Sphingobacterium* ont présenté une activité de biodégradation élevée.

Par ailleurs, l'étude de Rani et al. (2025) a rapporté l'isolement de 36 souches bactériennes à partir d'un sol associé à des films polymériques partiellement dégradés et a évalué leur capacité à dégrader le plastique. Parmi ces isolats, une seule souche, KRS13, a produit un halo de dégradation nettement visible autour de sa colonie, témoignant de la sécrétion d'enzymes extracellulaires capables d'hydrolyser le polypropylène et de l'utiliser comme source de carbone unique.

**Tableau 4.** Sélection préliminaire des micro-organismes capables de dégrader le PEHD via le test de la zone claire

Site d'échantillonnage		Isolats microbiens	Zone claire
Site 1	S1F (2 isolats fongiques / 28 isolats bactériens)	CDHF1	+
		CDHF4	+
		CDHF30	+
		CDHF31	+
		EVB15	+
		CDHC3	+
	S1S (4 isolats fongiques / 13 isolats bactériens)	CDHD2	+
		EVB8	+
		CDHD7	+
Site 2	S2F (0 isolats fongiques / 22 isolats bactériens)	CDHF15	+
		CDHF20	+
		CDHF22	+
		CDHF25	+
		CDHF27	+
		CDHF29	+
	S2S (2 isolats fongiques / 16 isolats bactériens)	CDHD9	+
		CDHD23	+
		CDHC1	+
		CDHF3	+

Site 3	<b>S3F</b> <b>(3 isolats fongiques / 32 isolats bactériens)</b>	CDHF6	+
		CDHF10	+
		CDHF11	+
		CDHF13	+
		CDHF16	+
		CDHF28	+
		EVB2	+
	<b>S3S</b> <b>(4 isolats fongiques / 26 isolats bactériens)</b>	CDHD5	+
		CDHD8	+
		CDHD12	+
		CDHD18	+
		EVB12	+
		CDHC6	+
Site 4	<b>S4</b> <b>(6 isolats fongiques / 39 isolats bactériens)</b>	PDW6	+
		PDW16	+
		PDW19	+
		PDW24	+
		PDW28	+
		PDW32	+
		PDW50	+
		PDW52	+
		PDWC5	+

		PDWC7	+
		PDWC8	+
		PDWC11	+
Site 5	S5 (0 isolats fongiques / 15 isolats bactériens)	CDP3	+
		CDP5	+
		CDP10	+
		CDP16	+
		CDP17	+
		CDP19	+
		CDP 20	+

### 3. Caractérisation de l'hydrophobicité de surface des cellules microbiennes (Criblage secondaire)

La capacité d'un micro-organisme à exploiter un substrat spécifique dépend principalement de sa croissance et de son pouvoir d'adhérence au support. L'adhésion microbienne, qu'elle se produise sur des surfaces hydrophiles ou hydrophobes, résulte d'interactions physico-chimiques entre la cellule et le substrat (Harshvardhan et Jha 2013). En effet, la surface hydrophobe du PEHD, caractérisée par une faible énergie de surface et l'absence de groupes polaires, limite ses interactions avec l'eau et d'autres molécules polaires. Cela conduit naturellement à la sélection de communautés microbiennes adaptées à ces conditions (Ganji-Azad et al. 2021 ; Kuzmin et al. 2024). De manière générale, les micro-organismes capables de dégrader le polyéthylène présentent des surfaces cellulaires hydrophobes, ce qui favorise leur adhésion aux polymères hydrophobes. La nature hydrophobe de la surface cellulaire est un facteur clé de l'adhésion microbienne et influence ainsi la vitesse de biodégradation des polymères non polaires (Tribedi et Sil 2013 ; Nag et al. 2021 ; Ji et al. 2024 ; Kuzmin et al. 2024). Le deuxième criblage des isolats microbiens a été réalisé à l'aide du test d'adhésion microbienne aux hydrocarbures, conformément aux critères définis par Devi et al. (2015). Les

souches présentant un taux d'adhésion supérieur à 40 % ont été sélectionnées comme hydrophobes (Figure 15 A–H).

Les résultats de l'essai MATH ont indiqué que 21,69 % des isolats, soit 41 isolats bactériens et 5 isolats fongiques, présentent une affinité notable des souches vis-à-vis de l'hexadécane, confirmée par la diminution de la turbidité des suspensions microbiennes pour l'ensemble des isolats examinés. Par conséquent, les souches présentant une faible hydrophobicité ont été écartées des analyses ultérieures.

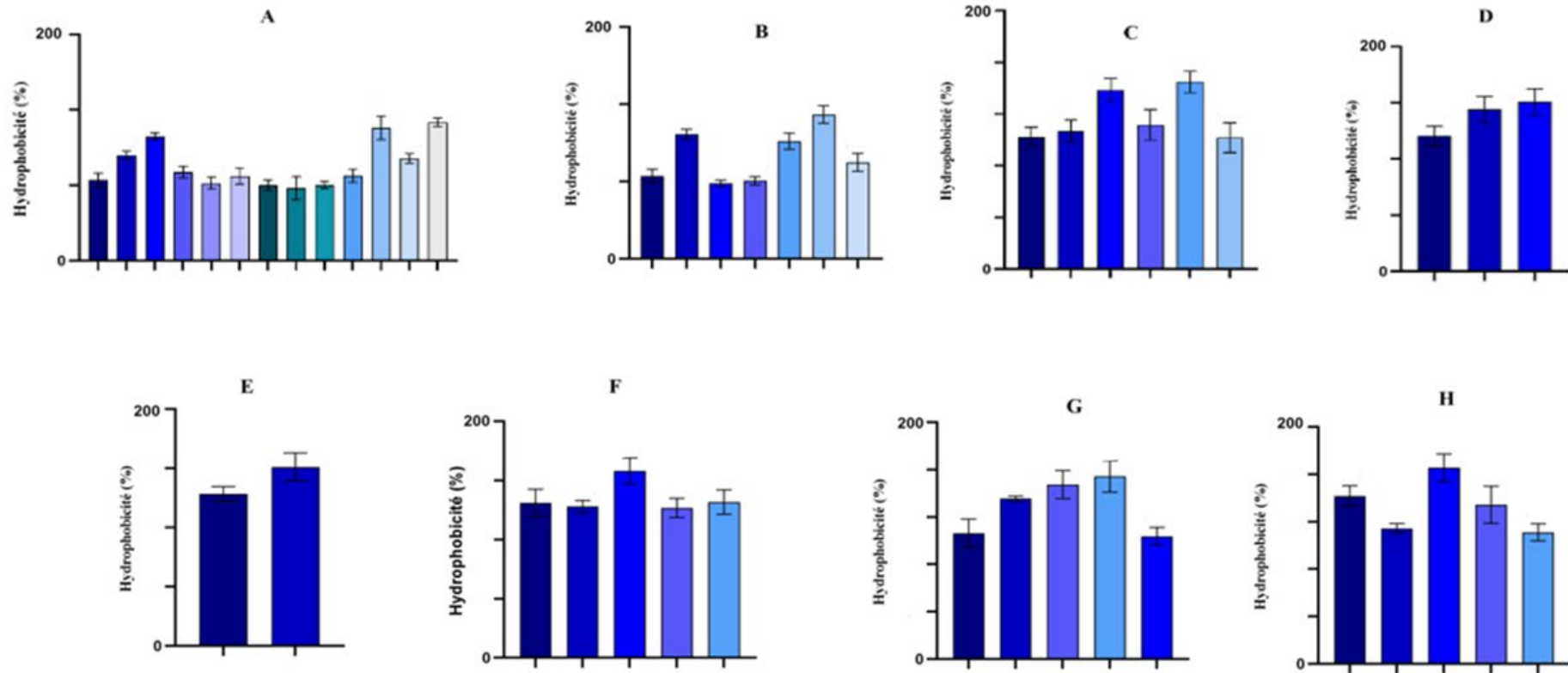
Parmi tous les isolats bactériens criblés, la souche PDW16 a montré la réduction la plus marquée de la turbidité, ce qui se traduit par un degré d'hydrophobicité de  $93,01 \pm 5,7$  %. Cette valeur indique une affinité particulièrement élevée pour l'hexadécane. En revanche, la souche PDW32 présente un degré d'hydrophobicité plus modéré, estimé à  $48,2 \pm 7$  %. Les isolats fongiques ont présenté des taux d'hydrophobicité compris entre  $55,5 \pm 3,7$  % et  $82,8 \pm 5,9$  %, la souche PDWC11 présentant la valeur la plus élevée. Par ailleurs, la diminution marquée de la turbidité et le degré d'hydrophobicité élevé observés pour toutes les souches, bactériennes et fongiques, résultent de la migration des cellules microbiennes de la phase aqueuse vers la phase hydrophobe de l'hexadécane (Perera et al. 2019). De plus, la diversité des degrés d'hydrophobicité observés parmi les souches microbiennes pourrait être imputable à leurs caractéristiques individuelles, telles que l'hydrophobicité membranaire, qui modulera leur affinité pour l'hexadécane (Sekhar et al. 2016 ; Zhou et al. 2018). Toutefois, l'augmentation de l'hydrophobicité des surfaces cellulaires des micro-organismes a accru leur capacité d'adhésion au PEHD, ce qui a favorisé la biodégradation. Étant donné que la décomposition des polymères se fait généralement à un rythme lent, la formation d'un biofilm à la fois stable et métaboliquement actif demeure cruciale pour maintenir une biodégradation efficace à long terme (Devi et al. 2015 ; Cheng et al. 2019 ; Muhammad et al. 2020 ; Kavitha et Bhuvaneshwari 2021). Par ailleurs, les souches présentant une hydrophobicité de surface cellulaire (HSC) élevée montrent généralement une affinité accrue pour les surfaces solides hydrophobes (PEHD), ce qui accroît leur capacité de dégradation. Plusieurs études soulignent l'importance d'évaluer l'HSC lors du choix des micro-organismes pour la biodégradation des plastiques, car ce facteur influence fortement l'adhérence microbienne et le processus de dégradation (Krasowska et Sigler 2014 ; Wang et al. 2024). Des recherches récentes menées sur le genre *Bacillus* ont mis en évidence sa forte hydrophobicité ainsi que son potentiel élevé de biodégradation. Hossain et al. (2024) ont indiqué que *Bacillus cereus* présentait un taux d'hydrophobicité de  $80,09 \pm 4,69$  % lors d'essais d'adhésion au polyéthylène, ce qui confirme

sa capacité à former des biofilms et à décomposer les polymères. De même, Alagammai et al. (2020) ont observé des niveaux d'hydrophobicité très élevés pour *Bacillus licheniformis* (99,16 %) et *Bacillus cereus* (99,02 %) lors d'études de dégradation du PEHD, à l'aide du test BATH.

Dey et al. (2020), ont obtenu des résultats similaires avec les souches *Stenotrophomonas sp.* et *Achromobacter spp.* lors de la dégradation du PEBD, présentant des valeurs d'hydrophobicité comprises entre 65 et 90 %, liées à la formation de biofilms et à l'érosion de la surface du polymère. De plus, Gupta et Devi (2020), ont montré que *Pseudomonas aeruginosa* augmentait l'hydrophobicité des cellules de 31,5 % en phase logarithmique, après exposition à seulement 0,2 µL d'hexadécane.

Les taxons fongiques, notamment *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Fusarium*, *Penicillium* et *Phanerochaete*, sont également impliqués dans la dégradation du polyéthylène (PE). Leur efficacité repose sur plusieurs facteurs : leur capacité d'adhérence aux surfaces polymériques hydrophobes, la sécrétion d'enzymes extracellulaires ciblant les fibres insolubles, et leur aptitude à prospérer dans des conditions environnementales extrêmes. En conséquence, les champignons sont fréquemment considérés comme des agents de dégradation du PE plus efficaces que les bactéries (Vellaiperumal et al. 2025).

Les hyphes fongiques entament la colonisation du substrat polymère en établissant un contact physique direct avec la surface (Khatua et al. 2024). Cette première étape est suivie de la sécrétion d'hydrophobines, des protéines amphiphiles qui permettent au champignon d'adhérer aux interfaces hydrophobes. Ces biomolécules jouent un rôle clé en agissant comme médiateurs à l'interface entre les enzymes et les polymères : en assurant une fixation stable des enzymes hydrolytiques, elles améliorent l'efficacité de la dégradation extracellulaire, ce qui accélère le processus global de dégradation (Kaushal et al. 2021). Par ailleurs, Mathur et al. (2011), ont évalué un degré d'hydrophobicité de 81 % chez *Aspergillus niger*, valeur dérivée d'une réduction de 19 % de la turbidité à une concentration d'hexadécane de 0,04 mL. Ce résultat confirme la forte hydrophobie des cellules fongiques ainsi que leur implication potentielle dans la biodégradation des polymères.



**Figure 15.** Degré d'hydrophobicité (%) des souches microbiennes vis-à-vis de l'hexadécane, évalué par le test MATH : (A) Bacillus ; (B) Pseudomonas ; (C) Enterobacter ; (D) Serratia ; (E) Lysinibacillus ; (F) groupe de différents genres de bactéries à Gram négatif ; (G) groupe de différents genres de bactéries à Gram positif ; (H) souches fongiques.

#### 4. Caractérisation phénotypique et génotypique des micro-organismes impliqués dans la dépolymérisation du PEHD

##### 4.1. Identification morphologique et biochimique des isolats

Quarante et une souches bactériennes sélectionnées, présentant une activité de dégradation du PEHD, ont été soumises à une série d'analyses culturales, morphologiques et biochimiques afin de déterminer leur identité. L'identification initiale de ces isolats a été réalisée par l'observation microscopique et macroscopique, ainsi que par des tests biochimiques.

##### 4.1.1. Examen microscopique et macroscopique

Les caractéristiques macroscopiques et microscopiques des isolats bactériens sont résumées dans le tableau 5 et l'Annexe 2. La morphologie des colonies, la pigmentation et la réaction de Gram ont révélé une grande diversité entre les isolats. Les colonies variaient de couleur, du rose et de l'orange au jaune et au blanc, et étaient transparentes, de taille allant de petite à relativement grande.

**Tableau 5.** Profil macroscopique et microscopique des isolats bactériens cultivés sur LB

Isolats	Aspect macroscopique	Couleur	Aspect microscopique	Gram	Spore
CDHF31	Colonie moyenne, plate, irrégulière, Crémeuse, opaque, lisse	Crème	Bacilles droits réguliers	+	Sporulé
CDHF30	Colonies lisses, convexes, muqueuses	Beige	Bacilles courts	-	Non sporulé
CDHF4	Colonie bords réguliers visqueuses,	Crème	Bacilles courts	-	Non sporulé
CDHF1	Colonies plates, brillantes, légèrement pigmentées	Jaune verdâtre	Coccobacille palissade.	-	Non sporulé

CDHD2	Colonies rondes, bombées, aux bords réguliers, opaques.	Orange	Bacilles larges	+	Sporulé
EVB8	Colonies plates, rugueuses, mates	Rose blanchâtre	Bacilles réguliers,	+	Sporulé
CDHD7	Colonies plates, brillantes, pigment pyocyanine	Vert-bleuté	Coccobacille	-	Non Sporulé
CDHF25	Colonie ronde convexe	Beige	Bacilles fin en chaîne	+	Sporulé
CDHF15	Colonies arrondies, plates, bords irréguliers.	Crème	Bacilles courts	-	Non sporulé
CDHF29	Moyenne colonie irrégulière, opaque, visqueuse	Jaune claire	Bacilles courts, en chaînes	+	Non sporulé
CDHF22	Colonie, rugueuses, ronde régulière	Blanc	Bacilles allongés	+	Sporulé
CDHF27	Clonie ronde, envahissante, translucide	Transparente	Bacille droit et diplobacilles	-	Non sporulé

CDHF20	Colonies lisses, brillantes	Verte	Bacilles court et fin	-	Non sporulé
CDHD23	Colonie plate irrégulière Translucide, muqueuse	Vert violet	Bacille fin	-	Non sporulé
CDHD9	Petite colonie, ronde régulière bombée Convexes, opaques, aspect légèrement muqueux	Beige	Bacilles en amas	-	Non sporulé
CDHF13	Colonie ronde bord irrégulier, plate, opaque	Rose	Bacilles larges droit isolée ou courte chaîne	+	Sporulé
CDHF10	Colonies opaques, à surface mate, irrégulières, légèrement rugueuses.	Crème	Bacilles long extrémité arrondie	+	Sporulé
CDHF3	Colonie moyenne, ronde, légèrement convexe, aux bords réguliers et à la surface lisse et mate.	Crème	Bacilles larges, droits, isolés ou en courtes chaînes	+	Sporulé
EVB2	Colonie moyenne ronde, lisse à	Blanc crème à jaune pâle	Bacilles fins et allongés, souvent isolés	+	Sporulé

	brillante, convexe				
CDHF6	Petite colonie Ronde, réguliers, bombées, muqueuses, lisses et brillantes.	Beige	Bacilles courts, droits, de petite taille, souvent isolés ou en paires	-	Non Sporulé
CDHF11	Colonie petite plate ronde régulière, à centre surélevé, rugueuse	Crème à jaune pâle	Bacilles courts et fins.	+	Non Sporulé
CDHF28	Petite colonie ronde avec des extrémités régulières bombe, opaque	Beige	Bacilles court en paire	-	Non Sporulé
CDHD5	Petite colonie ronde avec des extrémités régulières, lisse, opaque	Blanc	Bacilles fins et courts	-	Non Sporulé
CDHD8	Colonies plates, brillantes,	Vert-bleuté	Coccobacille	-	Non Sporulé
CDHD12	Colonies moyennes, rondes, légèrement convexes, surface mate à lisse, opaques	Crème	Bacilles larges, droits	+	Sporulé
CDHD18	Colonies moyennes,	Blanche	Bacilles larges, droits,	+	Sporulé

	extrémités rondes et régulières, bombe brillante et visqueuse.		extrémités arrondies		
EV12	Colonie moyenne ronde plate, muqueuse	Crème	Bacilles courts, droits	-	Non Sporulé
PDW52	Moyenne colonie, plate ronde régulière  Crémeuse, opaque, lisse	Jaune pâle	Court bâtonnet	+	Sporulé
PDW32	Colonie moyenne ronde avec extrémités irrégulières, crémeuse	Crème	Bacilles droits	+	Sporulé
PDW24	Colonie moyenne ronde, bord irrégulier, opaque, rugueuse	Blanche	Bacille en courte chaîne	+	Sporulé
PDW28	Colonie moyenne, ronde opaque, lisse	Blanche	Bacille droit	+	Sporulé
PDW19	Moyenne colonie bombe irrégulier, opaque, sèche	Blanche	Bacille long en courte chaîne	+	Sporulé

PDW6	Petite colonie, circulaire, lisse, brillante	Beige	Bacille droit et court	-	Non Sporulé
PDW50	Colonie ronde, moyenne de taille, à mates, aux bords irréguliers et secs.	Blanche	Bacille isolé	+	Sporulé
PDW16	Colonie irrégulier brillante, visqueuse	Verte	Bacille fin et court	-	Non Sporulé
CDP17	Colonies petites, lisses, translucides, brillantes.	Beige	Coccobacille	-	Non Sporulé
CDP20	Moyenne colonie, circulaire, lisse, brillante	Crème	Bacille droit et court isolé.	-	Non Sporulé
CDP5	Colonie ronde régulier, bombe, crémeuse, opaque	Crème	Bacille droit isolée.	-	Non Sporulé
CDP3	Colonie moyenne régulière brillante, lisse	Blanche	Bacilles droits isolés	+	Sporulé
CDP10	Tapie bactérienne brillante, visqueuse	Verte	Bacille fin et court	-	Non Sporulé
CDP16	Colonie ronde, irrégulière,	Beige	Bacille fin	-	Non Sporulé

	plate, translucide, lisse.				
--	----------------------------------	--	--	--	--

Les caractéristiques morphologiques des champignons sont résumées dans le tableau 6 et l'annexe 2. La couleur des colonies fongiques variait du blanc-brun au brun grisâtre et au vert foncé sur la face supérieure, avec une sporulation modérée. La face inférieure des colonies était généralement brun foncé dans la plupart des cultures. Les observations microscopiques comprenaient les conidiophores, les conidies et les phialides. La majorité des champignons appartenait aux genres *Aspergillus* et *Penicillium*, qui partageaient des traits microscopiques tels que les conidies, les conidiophores, les phialides et les vésicules (principalement chez *Aspergillus*).

**Tableau 6.** Profil macroscopique et microscopique des isolats fongiques cultivés sur PDA

CDHC3	Aspect macroscopique	Colonies noires, caractérisées par une couche dense de conidiophores allant du brun foncé au noir, avec un revers jaunâtre. La texture des colonies est généralement poudreuse ou veloutée. La croissance est rapide.
	Aspect microscopique	Les stipes des conidiophores sont longs et lisses. Les phialides sont portées par des métules. Les conidies sont globuleuses et à paroi rugueuse.
CDHC6	Aspect macroscopique	Colonies veloutées, parfois radiales, à texture dense et à croissance modérée. La coloration de la colonie varie du brunâtre au noir, avec un revers de mycélium blanc.
	Aspect microscopique	Hyphes hyalines septées ; conidiophores à paroi lisse ; vésicules subglobuleuses ; têtes conidiales courtes, colonnaires, unisériées ; conidies globuleuses, lisses ou finement rugueuses.
PDWC5	Aspect macroscopique	Colonies de couleur verte, à mycélium blanc, veloutées et de texture douce ; croissance généralement rapide sur le milieu PDA.
	Aspect microscopique	Hyphes septés, conidiophores ramifiés ; métules portant des chaînes de phialides ; conidies lisses, globuleuses ou elliptiques.

PDWC7	Aspect macroscopique	Présentait une couleur rosâtre. Le mycélium était blanc, à texture veloutée, de couleur brun rougeâtre au verso, avec des anneaux concentriques et une sporulation dense.
	Aspect microscopique	Les hyphes sont longs, filamenteux et cloisonnés. Les conidiophores émergent des hyphes en surface et possèdent des stipes à paroi lisse. Ils présentent un motif strictement biverticillé, formant de larges pénicilles aux structures bien développées, ce qui favorise la production de nombreuses conidies asexuées. Ces conidies sont rondes ou ellipsoïdales, à paroi lisse.
PDWC11	Aspect macroscopique	Colonie de couleur cannelle à brun sable, présentant souvent une face arrière jaune ou brun-jaune. Texture veloutée, croissance modérée.
	Aspect microscopique	Les stipes des conidiophores sont hyalins et à paroi lisse. Vésicule globuleuse à hémisphérique, phialide ramifiée droite

#### 4.1.2. Caractérisation biochimique d'isolats bactériens (API 20 E/ API 20 NE)

La caractérisation biochimique des isolats bactériens a été réalisée par une exploration approfondie de leurs propriétés biochimiques, métaboliques et enzymatiques, afin d'appuyer une identification taxonomique précise et une interprétation fonctionnelle rigoureuse. Le système analytique API a servi de dispositif principal pour la mise en œuvre de cette approche analytique permettant l'exécution d'essais biochimiques ciblés tels que la liquéfaction de la gélatine, l'hydrolyse de l'amidon et de la caséine, ainsi que les réactions de Voges–Proskauer et de rouge méthyle, entre autres. Cette approche complète offre une compréhension plus fine des profils biochimiques des bactéries, facilitant leur classification et l'identification de leurs fonctions potentielles (tableau 7).

**Tableau 7.** Résultats de l'identification biochimique des isolats bactériens via les systèmes API 20NE et API 20E

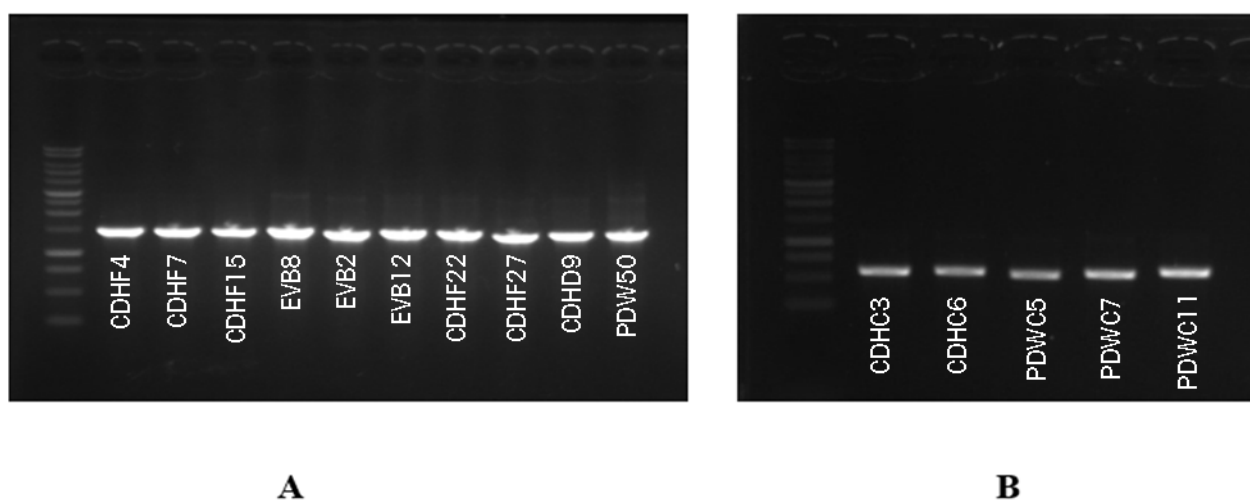
Isolats	Catalase	Oxydase	API 20E	API 20 NE
<b>CDHF31</b>	+	-	<i>Bacillus Licheniformis</i>	
<b>CDHF30</b>	+	-	<i>Enterobacter sakazakii</i>	
<b>CDHF4</b>	+	-	<i>Escherichia hominis</i>	
<b>CDHF1</b>	+	+		<i>Pseudomonas fluorescens</i>
<b>CDHD2</b>	+	-	<i>Bacillus mycoides</i>	
<b>EVB8</b>	+	+	<i>Bacillus lentus</i>	
<b>CDHD7</b>	+	+		<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
<b>CDHF25</b>	+	-	<i>Bacillus cereus</i>	
<b>CDHF15</b>	+	-	<i>Aeromonas hydrophila</i>	
<b>CDHF29</b>	+	-	<i>Bacillus licheniformis</i>	
<b>CDHF22</b>	+	-	<i>Xylasus hominis</i>	
<b>CDHF27</b>	+	-	<i>Proteus vulgaris</i>	
<b>CDHF20</b>	+	+		<i>Burkholderia cepacia</i>
<b>CDHD23</b>	+	+		<i>Pseudomonas luteola</i>

<b>CDHD9</b>	+	-	<i>Serratia odorifera</i>	
<b>CDHF13</b>	+	-	<i>Bacillus licheniformis</i>	
<b>CDHF10</b>	+	-	<i>Bacillus cereus</i>	
<b>CDHF3</b>	+	-	<i>Bacillus amyloliquefaciens</i>	
<b>EVB2</b>	+	+	<i>Brevibacillus agri</i>	
<b>CDHF6</b>	+	+	<i>Enterobacter quasimori</i>	
<b>CDHF11</b>	+	-	<i>Bacillus mycoides</i>	
<b>CDHF28</b>	+	-	<i>Serratia odorifera</i>	
<b>CDHD5</b>	+	+		<i>Burkholderia pseudomallei</i>
<b>CDHD8</b>	+	+		<i>Pseudomonas luteola</i>
<b>CDHD12</b>	+	-	<i>Bacillus amyloliquefaciens</i>	
<b>CDHD18</b>	+	-	<i>Bacillus australimaris</i>	
<b>EVB12</b>	+	-	<i>Aeromonas hydrophila</i>	
<b>PDW52</b>	+	+	<i>Bacillus smithii</i>	
<b>PDW32</b>	+	+	<i>Bacillus amyloliquefaciens</i>	
<b>PDW24</b>	+	+	<i>Bacillus amyloliquefaciens</i>	
<b>PDW28</b>	+	+	<i>Bacillus australimaris</i>	
<b>PDW19</b>	+	-	<i>Bacillus thuringiensis</i>	
<b>PDW6</b>	+	+	<i>Enterobacter ludwigii</i>	
<b>PDW50</b>	+	-	<i>Bacillus thuringiensis</i>	
<b>PDW16</b>	+	+		<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
<b>CDP17</b>	+	-	<i>Escherichia faecalis</i>	

<b>CDP20</b>	+	-	<i>Enterobacter cloacae</i>	
<b>CDP5</b>	+	-	<i>Escherichia faecalis</i>	
<b>CDP3</b>	+	-	<i>Bacillus licheniformis</i>	
<b>CDP10</b>	+	+		<i>Burkholderia cepacia</i>
<b>CDP16</b>	+	-	<i>Serratia odorifera</i>	

#### 4.2. Séquençage et identification moléculaire des isolats sélectionnés : 16S rRNA (bactéries) et ITS1–ITS4 (champignons)

L'identification moléculaire des 46 isolats microbiens a été effectuée par amplification et séquençage du gène 16S rRNA pour 41 souches bactériennes et de la région ITS pour 5 souches fongiques. Toutes les réactions de PCR ont généré des amplicons nets et précis, et les chromatogrammes de séquençage ont révélé des lectures de haute qualité, allant de 800 à 1490 pb pour le 16S rRNA et de 500 pb pour l'ITS. Les produits PCR ont été visualisés par électrophorèse sur gel d'agarose, confirmant le succès de l'amplification (figure 16).



**Figure 16.** Visualisation par gel d'agarose (1,5 %) des produits PCR du 16S rRNA bactérien (A) et des régions ITS fongiques (B)

Les séquences nucléotidiques du gène 16S rRNA chez les bactéries, celles des régions ITS chez les champignons, ainsi que leur identification taxonomique sont présentées dans le tableau 8. Ces données illustrent la diversité phylogénétique des micro-organismes impliqués et montrent que plusieurs genres et espèces, tant bactériens que fongiques, peuvent altérer ou décomposer les polymères plastiques.

Le séquençage et l'analyse BLAST approfondie des amplicons 16S rRNA et d'ITS ont montré que les principaux isolats microbiens capables de dégrader les plastiques appartenaient à trois phyla principaux : Proteobacteria (45,65 %), Firmicutes (39,13 %) et Ascomycota (10,8 %). Au niveau du genre, les isolats bactériens les plus courants et potentiellement actifs comprenaient les genres *Bacillus* (13), *Pseudomonas* (7), *Enterobacter* (6), *Serratia* (3) et *Lysinibacillus* (2). Un seul isolat a été identifié pour chacun des genres suivants : *Klebsiella*, *Kurthia*, *Proteus*, *Microbacterium*, *Alcaligenes*, *Arthrobacter*, *Peribacillus*, *Brucella* et *Escherichia*. Les isolats fongiques étaient principalement regroupés dans les genres *Aspergillus* (3), *Penicillium* (1) et *Talaromyces* (1). Ces répartitions sont caractéristiques des échantillons environnementaux et ont été fréquemment rapportées dans la recherche en écologie microbienne et en biodégradation.

**Tableau 8.** Affiliation taxonomique et similarité des séquences des isolats bactériens et fongiques identifiés par séquençage

Site	Isolats	Taxons	L'identité (%)	Phylum	Genre
S1F	CDHF1	<i>Pseudomonas fluorescens strain IAM 12022</i>	99.99	Proteobacteria	<i>Pseudomonas</i>
	CDHF4	<i>Klebsiella michiganensis W14</i>	99.91	Proteobacteria	<i>Klebsiella</i>
	CDHF30	<i>Enterobacter ludwigii EN-119</i>	99.9	Proteobacteria	<i>Enterobacter</i>
	CDHF31	<i>Bacillus proteolyticus TD42</i>	100	Firmicutes	<i>Bacillus</i>
	CDHC3	<i>Aspergillus niger ATCC 16888</i>	100	Ascomycete	<i>Aspergillus</i>
S1S	CDHD2	<i>Bacillus haikouensis C-89</i>	99.3	Firmicutes	<i>Bacillus</i>
	CDHD7	<i>Pseudomonas aeruginosa ATCC10145</i>	100	Proteobacteria	<i>Pseudomonas</i>
	EVB8	<i>Bacillus velezensis CR-502</i>	100	Firmicutes	<i>Bacillus</i>

S2F	CDHF15	<i>Enterobacter hormaechei subsp.xiangfangensis 10-17</i>	100	Proteobacteria	Enterobacter
	CDHF20	<i>Pseudomonas sp. DSM 50071</i>	99.89	Proteobacteria	Pseudomonas
	CDHF22	<i>Lysinibacillus macroides LMG 18474</i>	99.07	Firmicutes	Lysinibacillus
	CDHF25	<i>Bacillus subtilis IAM 12118</i>	100	Firmicutes	Bacillus
	CDHF27	<i>Proteus mirabilis ATCC 29906</i>	99.91	Proteobacteria	Proteus
	CDHF29	<i>Kurthia gibsonii VIT-AKS</i>	99.69	Firmicutes	Kurthia
S2S	CDHD9	<i>Serratia surfactantfaciens YD25</i>	99.9	Proteobacteria	Serratia
	CDHD23	<i>Pseudomonas lalkuanensis strain PE08</i>	99.43	Proteobacteria	Pseudomonas
S3F	CDHF3	<i>Bacillus australimaris MCCC 1A05787</i>	99.9	Firmicutes	Bacillus
	CDHF6	<i>Enterobacter sichuanensis WCHECL1597</i>	99.81	Proteobacteria	Enterobacter
	CDHF10	<i>Bacillus cereus ATCC 14579</i>	100	Firmicutes	Bacillus
	CDHF13	<i>Bacillus infantis SMC 4352-1</i>	99.6	Firmicutes	Bacillus
	CDHF28	<i>Serratia marcescens ATCC 13880</i>	99.91	Proteobacteria	Serratia
	EVB2	<i>Brevibacillus parabrevis IFO 12334</i>	100	Firmicutes	Brevibacillus

	CDHD5	<i>Alcaligenes faecalis</i> NBRC 13111	99.63	Proteobacteria	Alcaligenes
S3S	CDHD8	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> . NBRC 12689	99.65	Proteobacteria	Pseudomonas
	CDHD12	<i>Bacillus velezensis</i> strain CBMB205	99.82	Firmicutes	Bacillus
	CDHD18	<i>Bacillus amyloliquefaciens</i> strain MPA 1034	99.91	Firmicutes	Bacillus
	EVB12	<i>Enterobacter quasihormaechei</i> WCHEs 1200003	99.81	Proteobacteria	Enterobacter
	CDHC6	<i>Aspergillus foetidus</i> CBS 121.	99.82	Ascomycete	Aspergillus
	PDW6	<i>Enterobacter cloacae</i> JM11	99.9	Proteobacteria	Enterobacter
		PDW16	<i>Pseudomonas sp.</i>	99.64	Proteobacteria
S4					
	PDW24	<i>Bacillus siamensis</i> KCTC 13613	99.8	Firmicutes	Bacillus
	PDW28	<i>Bacillus safensis</i> FO-36b	100	Firmicutes	Bacillus
	PDW32	<i>Bacillus haikouensis</i> strain C-89	99.9	Firmicutes	Bacillus
	PDW50	<i>Peribacillus frigiditolerans</i>	99	Firmicutes	Peribacillus
	PDWC5	<i>Penicillium rubens</i> CBS 129667	100	Ascomycete	Penicillium
	PDWC7	<i>Talaromyces pratensis</i> NRRL 62170	98	Ascomycete	Talaromyces
	PDWC11	<i>Aspergillus sp</i>	99.65	Ascomycete	Aspergillus

	CDP3	<i>Lysinibacillus capsici</i> PB300	99.54	Firmicutes	Lysinibacillus
	CDP5	<i>Escherichia hominis</i> NSJ-73	99.44	Proteobacteria	Escherichia
S5	CDP10	<i>Pseudomonas sp.</i>	99.3	Proteobacteria	Pseudomonas
	CDP16	<i>Serratia</i> <i>nematodiphila</i> DZO503SBS1	99.3	Proteobacteria	Serratia
	CDP17	<i>Brucella</i> <i>pseudogrignonensis</i> CCUG 30717	99.9	Proteobacteria	Brucella
	CDP20	<i>Enterobacter</i> <i>hormaechei</i> LMG 27195	99.8	Proteobacteria	Enterobacter

#### 4.3. Représentation phylogénétique des isolats sélectionnés

Pour confirmer l'identification taxonomique, les relations évolutives entre les isolats et leurs taxons proches ont été analysées à l'aide d'arbres phylogénétiques basés sur la méthode du maximum de vraisemblance (ML), avec 1000 réplifications de bootstrap. L'analyse phylogénétique basée sur le gène 16S rRNA a identifié trois principaux clades, bien soutenus, correspondant aux genres bactériens prédominants, avec des valeurs de bootstrap généralement supérieures à 50 %. De même, l'arbre phylogénétique construit à partir de la région ITS a montré une séparation nette entre les genres fongiques, la majorité des isolats étant étroitement regroupés avec des souches de référence bien caractérisées. L'arbre phylogénétique des isolats du genre *Bacillus* (figure 17) présente des valeurs de bootstrap comprises entre 63 % et 100 %, ce qui indique une structuration évolutive solide et des regroupements taxonomiques cohérents.

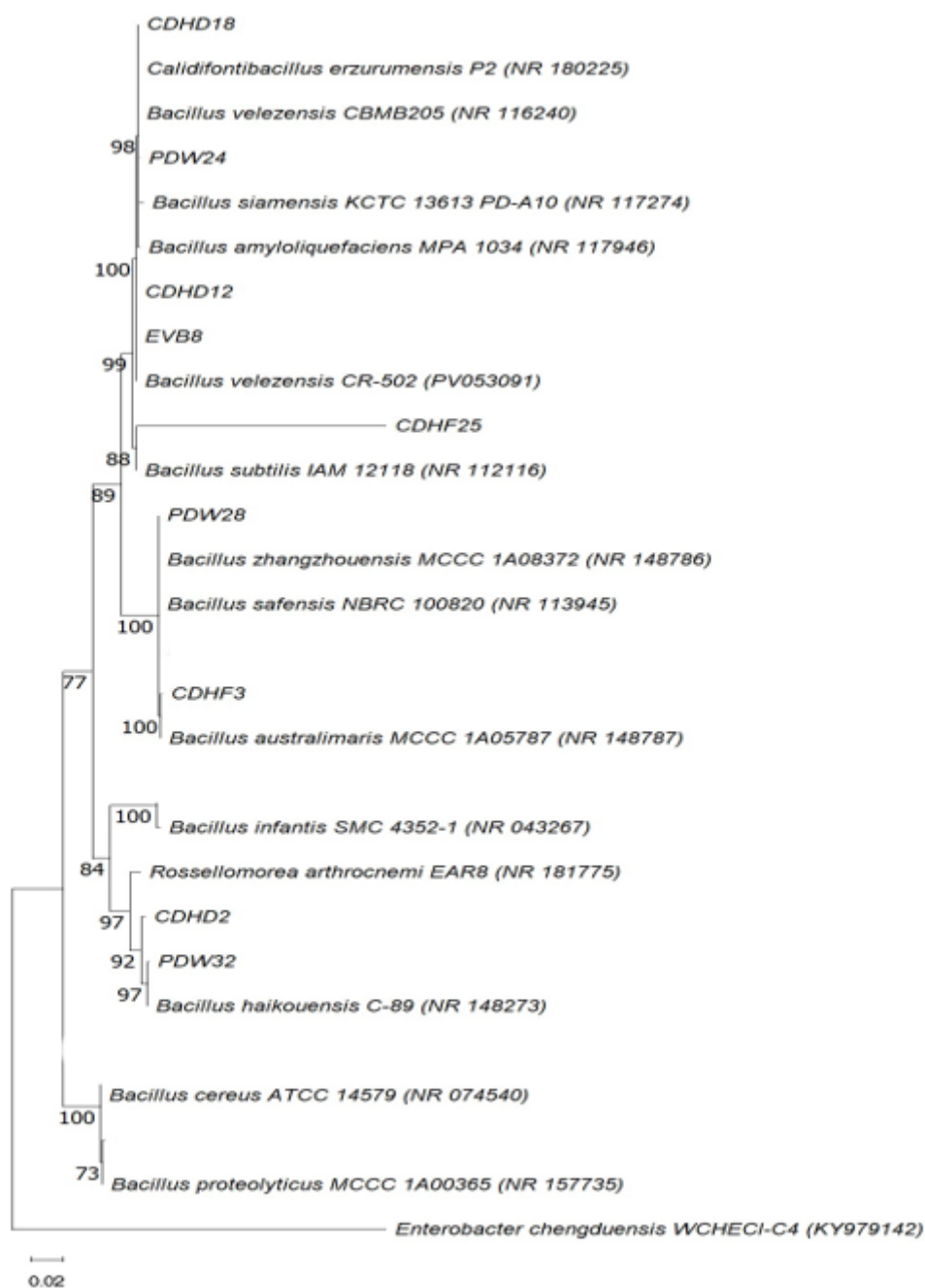
La souche CDHF25 a affiché une identité de 100 % dans la base de données BLAST, avec une couverture complète de la séquence (Query coverage) lors de la comparaison avec *Bacillus subtilis* IAM 12118. Elle se situe au sein du clade de *B. subtilis*, formant un nœud bien soutenu avec une valeur de bootstrap de 88.

CDHF31 a montré une identité de 100 % et une couverture complète avec *Bacillus proteolyticus* TD42, qui se regroupe avec une valeur de nœud de 73.

La souche EVB8 a montré une couverture de séquence de 100 % et s'est regroupée avec *Bacillus velezensis* CR-502 (PV053091), formant un cluster étroit avec la souche type du complexe *B. velezensis* / *B. amyloliquefaciens*, soutenu par une valeur de bootstrap > 99.

La souche PDW28 a présenté une identité et une couverture de 100 % avec *Bacillus safensis* FO-36b, s'intégrant au clade *B. safensis*, ce qui a été confirmé par un nœud de bootstrap supérieur à 99.

Les autres isolats affiliés au genre *Bacillus* (CDHF22, PDW32, PDW24) ont montré des identités comprises entre 99,3 % et 99,9 %, avec des couvertures variant de 98 % à 100 %. Chacun d'eux s'est regroupé dans le clade correspondant à son espèce la plus proche, ce qui confirme une assignation taxonomique cohérente aux niveaux du genre et de l'espèce.



**Figure 17.** L'analyse évolutive moléculaire des séquences du rRNA 16S du genre *Bacillus* a été réalisée à l'aide de la méthode du maximum de vraisemblance (ML). Les valeurs de bootstrap, basées sur 1000 répétitions, sont indiquées pour les nœuds soutenus à plus de 50 %. La barre d'échelle représente 0,02 substitutions par site nucléotidique. *Enterobacter chengduensis* WCHECI-C4 a été utilisé comme outgroup pour enracer l'arbre phylogénétique.

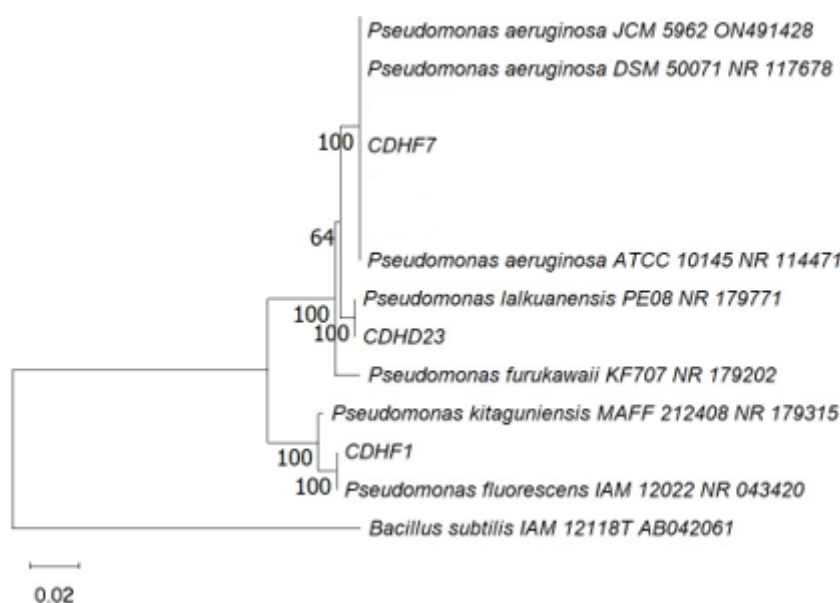
L'arbre phylogénétique des *Pseudomonas* (figure 18) a révélé un regroupement très robuste, avec des valeurs de nœuds de 100 %, ce qui indique un soutien phylogénétique fort.

La souche CDHD7 a présenté une identité de 100 % et une couverture de 100 % avec *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 10145, se regroupant directement dans le lignage de *P. aeruginosa* avec un soutien de 100 %.

La souche CDHF1 a montré une identité de 99,99 % et une couverture de 100 % par rapport à *Pseudomonas fluorescens* IAM 12022, formant un cluster clairement défini avec le groupe *P. fluorescens*, également à 100 %.

La souche DHD23 a partagé 99,43 % d'identité et une couverture de 100 % avec *Pseudomonas lalkuanensis* PE08, se positionnant dans le clade correspondant, avec un soutien supérieur à 99 %, confirmant son affiliation taxonomique.

Enfin, les isolats PDW16, CDHF20 et CDP10, avec des identités comprises entre 99,3 % et 99,8 % et une couverture  $\geq 96$  %, ont été intégrés dans un grand clade de *P. aeruginosa*, soutenu par des valeurs de similarité  $\geq 99$  %, confirmant leur position au sein du genre *Pseudomonas*.

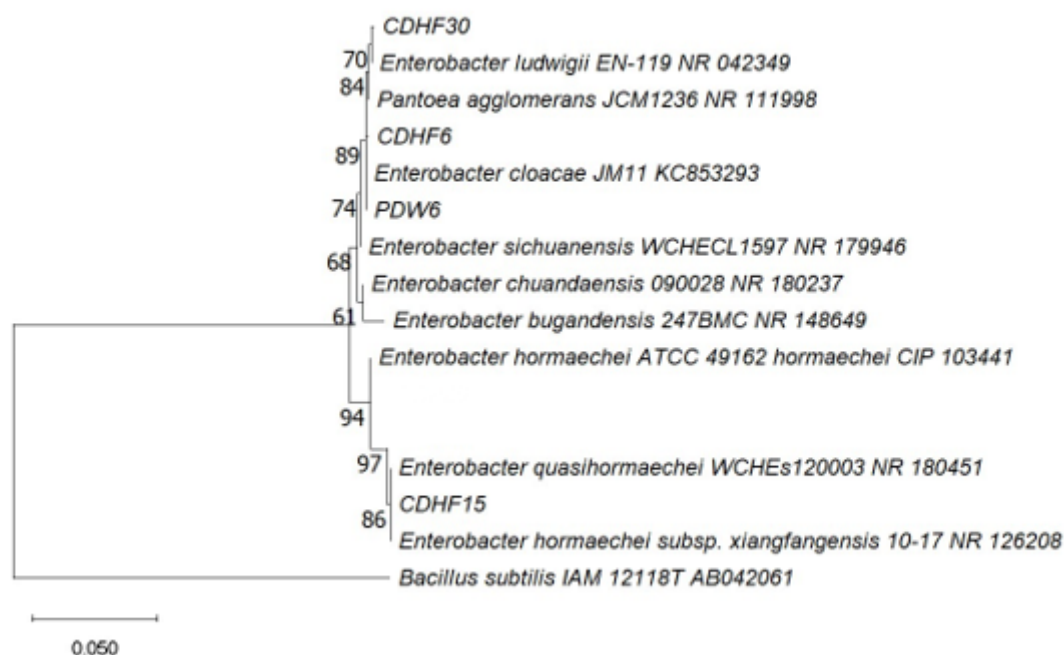


**Figure 18.** L'arbre phylogénétique illustre la position des isolats du genre *Pseudomonas*. La reconstruction a été effectuée par la méthode du maximum de vraisemblance (ML). Les valeurs de bootstrap, obtenues sur 1 000 réplicats, sont indiquées pour les nœuds dont la valeur est supérieure à 50 %. La barre d'échelle représente 0,02 substitutions par site nucléotidique. *Bacillus subtilis* IAM 1118T a été utilisé comme outgroup.

L'arbre phylogénétique des isolats du genre *Enterobacter* (figure 19) montre un regroupement fortement supporté, avec un bootstrap de 100 %, indiquant un appui solide à cette relation. CDHF15

présente une identité et une couverture de 100 % avec *Enterobacter hormaechei* subsp. *xiangfangensis* 10-17, formant un groupe fortement soutenu (>80) au sein du lignage de cette souche.

Les isolats CDHF30 (*Enterobacter ludwigii* EN-119) et PDW6 (*Enterobacter cloacae* JM11) ont montré des identités comprises entre 70 % et 97 %, avec des couvertures comprises entre 90 % et 100 %. Tous ont été regroupés de manière cohérente au sein du complexe *Enterobacter cloacae*, avec des valeurs de nœuds comprises entre 70 % et 97 %, ce qui confirme leur classification taxonomique.

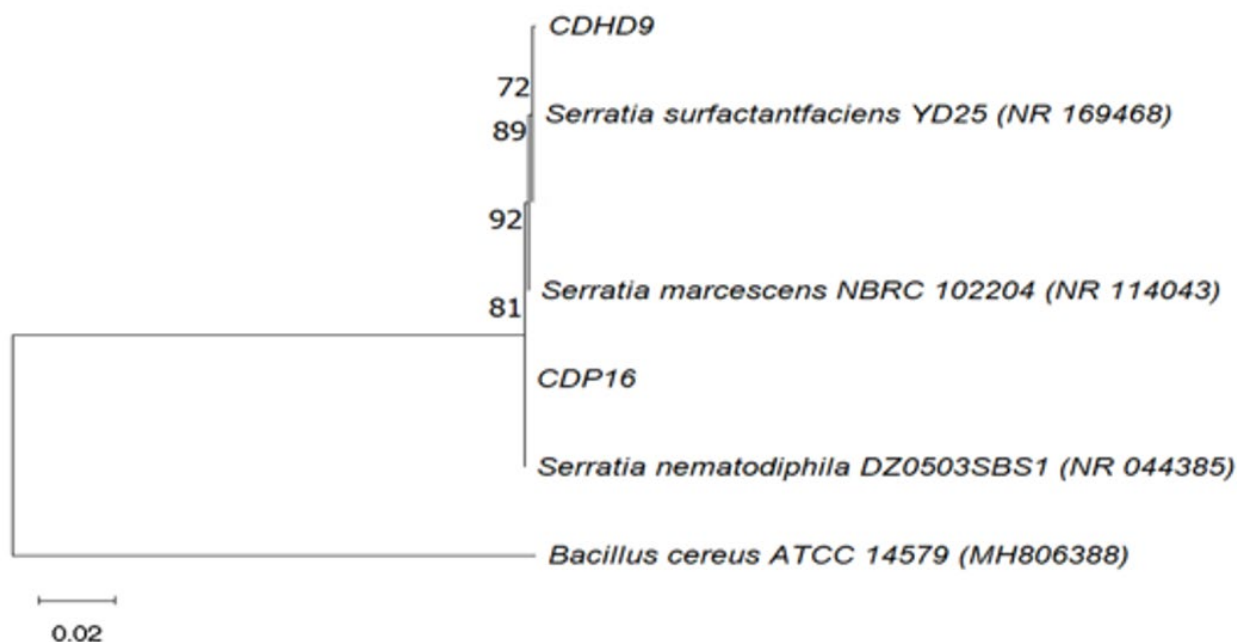


**Figure 19.** L'arbre phylogénétique montre la position des isolats du genre *Enterobacter*. Sa construction a été réalisée à l'aide de la méthode du maximum de vraisemblance (ML). Les valeurs de bootstrap, basées sur 1 000 répliqués, sont indiquées pour les nœuds dont la valeur est supérieure à 50 %. La barre d'échelle correspond à 0,05 substitutions par site nucléotidique. *Bacillus subtilis* IAM 1118T a servi d'outgroup.

Le regroupement phylogénétique des isolats du genre *Serratia* a révélé une structuration robuste des relations au sein de chaque espèce, avec des valeurs de bootstrap généralement supérieures à 90 % (figure 20).

CDHD9 présentait une identité de 89,9 % et une couverture de 100 % avec *Serratia surfactantifaciens* YD25, se regroupant étroitement avec la souche de référence au sein d'un nœud de 72.

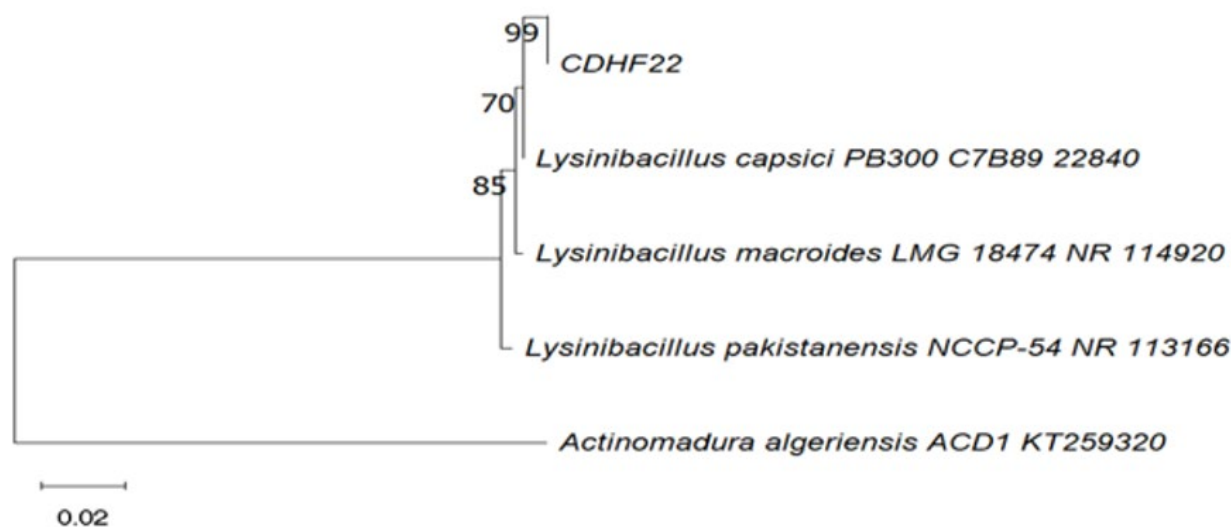
La souche CDP16 présentait une identité de 99,7 % et une couverture de 100 % avec *Serratia nematodiphila* DZO503SBS1, et se situait dans un cluster robuste (bootstrap 81) représentant le même lignage.



**Figure 20.** L'arbre phylogénétique montre la position des isolats du genre *Serratia*. Sa construction a été réalisée à l'aide de la méthode du maximum de vraisemblance (ML). Les valeurs de bootstrap, basées sur 1 000 répliqués, sont indiquées pour les nœuds dont la valeur est supérieure à 50 %. La barre d'échelle correspond à 0,02 substitutions par site nucléotidique. *Bacillus cereus* ATCC 14579 a été utilisé comme outgroup.

L'analyse phylogénétique du genre *Lysinibacillus* a confirmé un regroupement clair avec des valeurs de nœuds supérieures à 90, ce qui est cohérent avec des scores d'identité élevés (figure 21).

CDHF22 partage une identité de 99,07 % et une couverture  $\geq 95$  % avec *Lysinibacillus macroides* LMG 18474, formant un groupe à un nœud de 99,07 %.



**Figure 21.** L'arbre phylogénétique montre la position des isolats du genre *Lysinibacillus*. Sa construction a été réalisée à l'aide de la méthode du maximum de vraisemblance (ML). Les valeurs de bootstrap, basées sur 1 000 répliqués, sont indiquées pour les nœuds dont la valeur est supérieure à 50 %. La barre d'échelle correspond à 0,02 substitutions par site nucléotidique. *Actinomadura algeriensis* ACD1 a été utilisée comme outgroup.

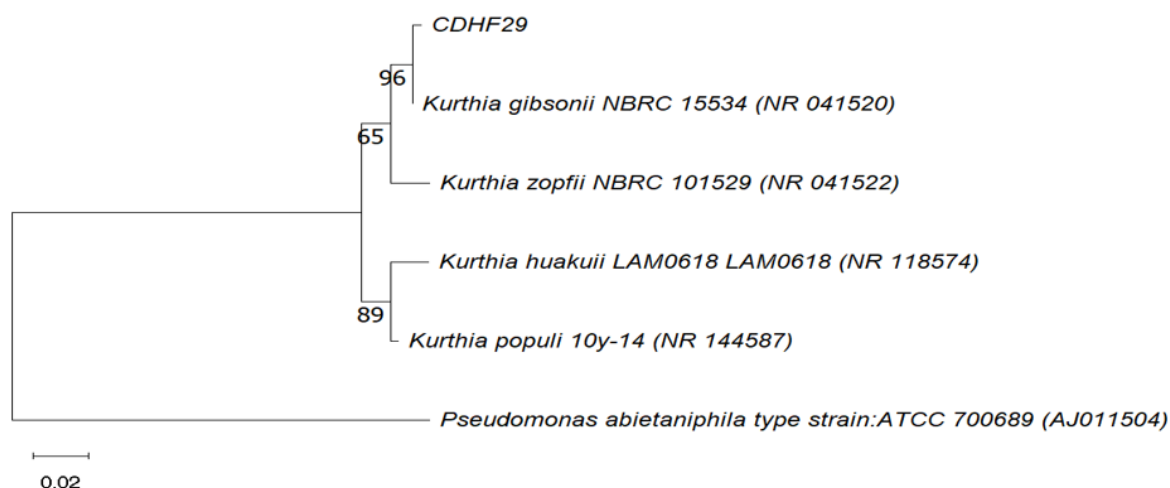
La souche CDHF27 a démontré une identité de 99,9 % et une couverture de 98 % avec *Proteus* sp., formant un cluster fortement soutenu, avec un nœud de 83,5 %, ce qui confirme l'identification au niveau de l'espèce (Annexe 9.1).

La souche CDHF4 présente une identité de 99,9 % et une couverture de 100 % avec *Klebsiella* sp., formant un cluster solidement soutenu (bootstrap = 93), ce qui confirme son identification au niveau spécifique (Annexe 9.2).

La souche CDHD5 a présenté une identité de 99,6 % et une couverture de 99 à 100 % avec *Alcaligenes* sp, se positionnant précisément au sein de son lignage de référence, avec un bootstrap de 78 (Annexe 9.3).

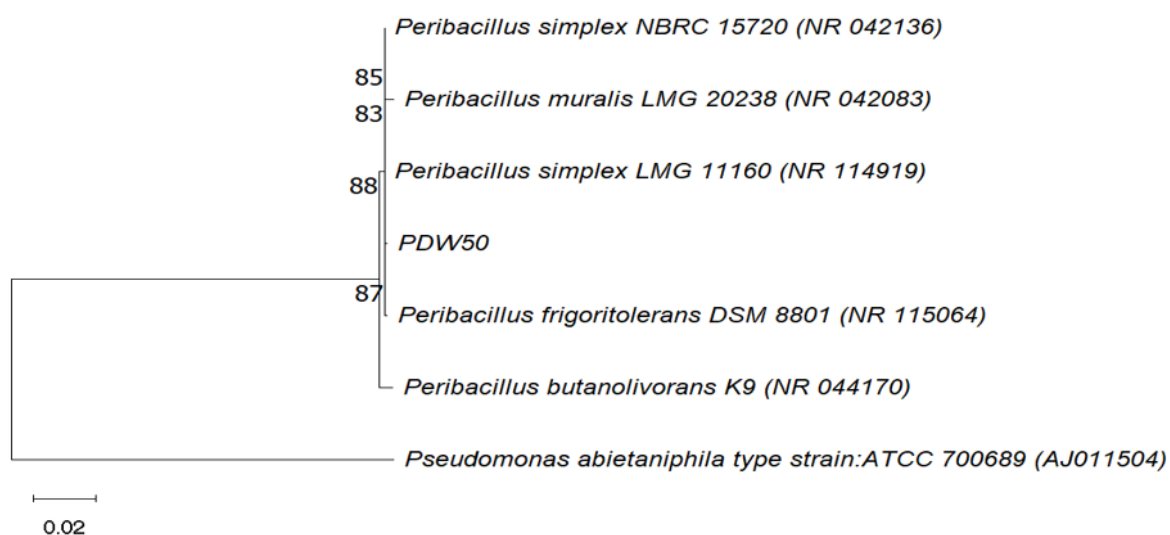
La souche CDP5 présente une identité de 99,4 % et une couverture de 100 % avec *Escherichia hominis* formant un groupe fortement supporté avec *Escherichia coli* Y10, avec un bootstrap de 93 (Annexe 9.4).

La souche CDHF29 présente une identité de 99,69 % et une couverture de 98 % avec *Kurthia gibsonii* VIT-AKS, formant un clade avec cette dernière au sein du lignage *Kurthia* (nœud 96), ce qui permet une classification précise au niveau du genre (figure 22).



**Figure 22.** L'arbre phylogénétique illustre la position des isolats du genre *Kurthia*. La reconstruction a été effectuée par la méthode du maximum de vraisemblance (ML). Les valeurs de bootstrap, obtenues sur 1 000 réplicats, sont indiquées pour les nœuds dont la valeur est supérieure à 50 %. La barre d'échelle représente 0,02 substitutions par site nucléotidique. *Pseudomonas abietaniphila* ATCC 700689 a été utilisé comme outgroup.

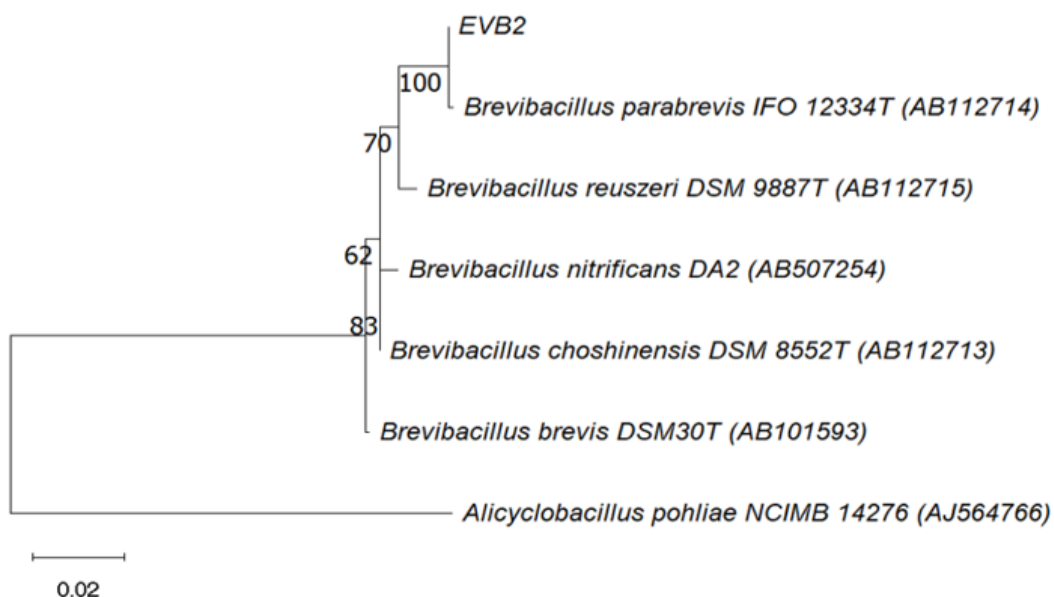
La souche PDW50 a présenté une identité de 99,0 % et une couverture de 92 % avec *Peribacillus frigoritolerans* DSM 8801, se regroupant avec sa souche de référence sous un support bootstrap de 87 %, ce qui valide son identification à l'échelle de l'espèce (figure 23).



**Figure 23.** L'arbre phylogénétique illustre la position des isolats du genre *Peribacillus*. La reconstruction a été effectuée par la méthode du maximum de vraisemblance (ML). Les valeurs de bootstrap, obtenues à partir de 1 000 réplicats, sont indiquées pour les nœuds dont la valeur est

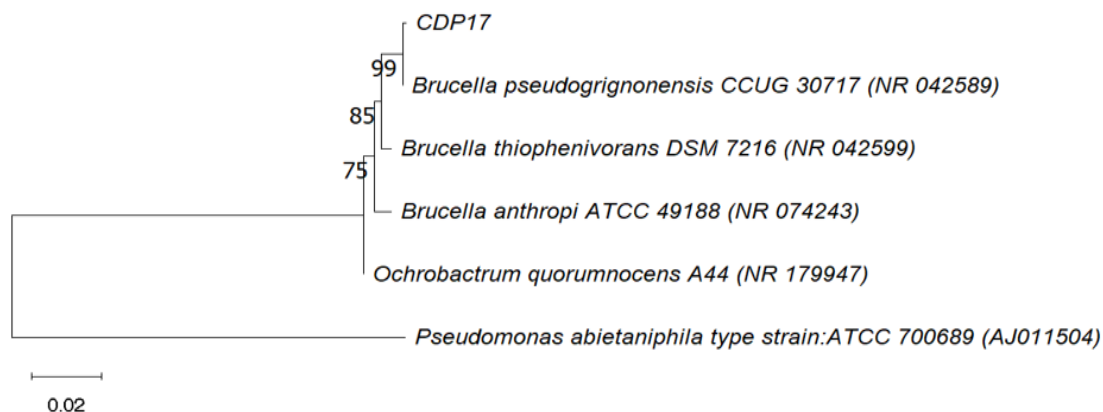
supérieure à 50 %. La barre d'échelle représente 0,02 substitutions par site nucléotidique. *Pseudomonas abietaniphila* ATCC 700689 a été utilisé comme outgroup.

L'analyse phylogénétique a révélé que la souche EVB2 se regroupe avec *Brevibacillus parabrevis* IFO 12334, avec une couverture de séquence de 100 %, formant un cluster étroit qui reflète une forte similarité génétique (figure 24).



**Figure 24.** L'arbre phylogénétique montre la position des isolats du genre *Brevibacillus*. Sa construction a été réalisée à l'aide de la méthode du maximum de vraisemblance (ML). Les valeurs de bootstrap, basées sur 1 000 répliqués, sont indiquées pour les nœuds dont la valeur est supérieure à 50 %. La barre d'échelle correspond à 0,02 substitutions par site nucléotidique. *Alicyclobacillus pohliae* a servi d'outgroup.

L'analyse phylogénétique a montré que la souche CDP17 est très proche de *Brucella pseudogrignonensis* CCUG 30717, avec 99,9 % de similarité, une couverture de séquence de 100 % et un nœud de bootstrap de 99, formant un cluster étroit indiquant une forte affinité génétique (figure 25).



**Figure 25.** L'arbre phylogénétique illustre la position des isolats du genre *Brucella*. La reconstruction a été effectuée par la méthode du maximum de vraisemblance (ML). Les valeurs de bootstrap, obtenues sur 1 000 répliqués, sont indiquées pour les nœuds dont la valeur est supérieure à 50 %. La barre d'échelle représente 0,02 substitutions par site nucléotidique. *Pseudomonas abietaniphila* ATCC 700689 a été utilisé comme outgroup.

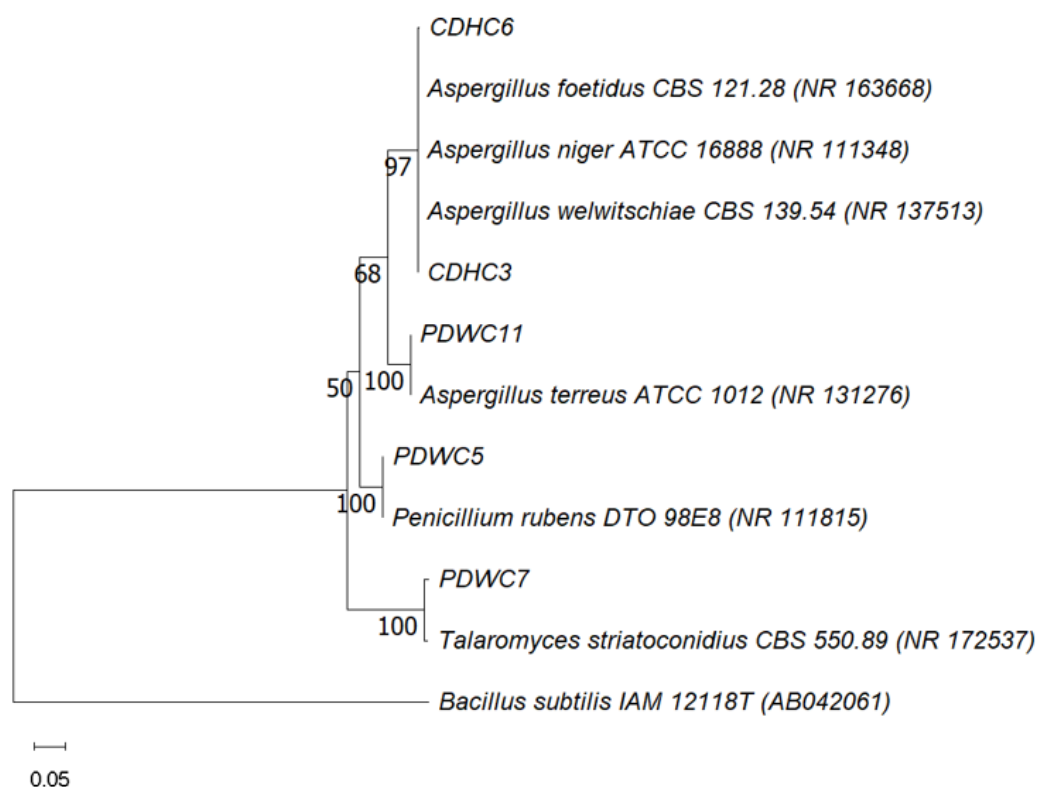
La séquence ITS de l'isolat fongique CDHC3 présentait une identité de 100 % avec *Aspergillus niger* ATCC 16888, *Aspergillus sp* et *Aspergillus sp*. L'arbre phylogénétique basé sur l'ITS et le CDHC3 s'est fortement regroupé autour de ces trois espèces, formant un clade fortement soutenu (bootstrap de 97 %). La couverture de séquence était de 100 % pour *A. niger* et de 89 % pour *A. foetidus* et *A. welwitschiae*.

De même, les isolats fongiques CDHC6, PDWC11, PDWC5 et PDWC7 se sont positionnés au sein de leurs genres respectifs (*Aspergillus*, *Penicillium* et *Talaromyces*), avec des valeurs d'identité comprises entre 98 % et 100 %, confirmant ainsi leur assignation correcte (figure 26).

La souche CDHC6 a présenté une identité de 99,8 % et une couverture  $\geq 98$  % avec *Aspergillus foetidus* CBS 121, se regroupant étroitement avec sa souche type au sein d'un clade soutenu par un bootstrap  $> 95$ .

PDWC5 a révélé une identité et une couverture de 100 % avec *Penicillium rubens* CBS 129667, se positionnant directement avec sa souche de référence, avec un bootstrap de 100 %.

Enfin, PDWC7 a présenté une identité de 98 % et une couverture de 100 % avec *Talaromyces sp.*, lequel se regroupe au sein du genre *Talaromyces* avec un bootstrap de 100 %.



**Figure 26.** L'arbre phylogénétique montre la position des isolats fongiques. Sa construction a été réalisée à l'aide de la méthode du maximum de vraisemblance (ML). Les valeurs de bootstrap, basées sur 1 000 répliqués, sont indiquées pour les nœuds dont la valeur est supérieure à 50 %. La barre d'échelle correspond à 0,05 substitutions par site nucléotidique. *Bacillus subtilis* IAM 1118T a servi d'outgroup.

Le profil microbien obtenu dans cette étude est cohérent avec les études précédentes, indiquant que de nombreux micro-organismes capables de dégrader le polyéthylène sont des bactéries à Gram négative. Par exemple, des membres des genres *Proteus*, *Pseudomonas* et *Salmonella* ont été identifiés par Kyaw et al. (2012) et Patel et al. (2024) comme des décomposeurs efficaces de films en PEHD après des périodes d'incubation prolongées. De plus, une étude récente montre que plusieurs genres, peu documentés dans ce contexte et isolés à partir d'environnements contaminés par des plastiques, tels que *Proteus*, *Escherichia*, *Serratia*, *Klebsiella*, *Paenibacillus*, *Lysinibacillus*, ont déjà été associés à la biodégradation du polyéthylène, notamment du PEBD (Ramos et al. 2024). La prédominance des genres *Bacillus*, *Pseudomonas* et *Aspergillus* parmi les isolats analysés est cohérente avec de nombreuses études mettant en évidence le rôle prépondérant de ces taxons dans la biodégradation du polyéthylène (Mendoza et al. 2024; Radhi et Zaaen 2025). Les espèces de *Bacillus* sont bien connues pour la sécrétion d'un large spectre d'hydrolases extracellulaires, capables d'initier la rupture oxydative et hydrolytique des chaînes polymériques. De manière similaire, les *Pseudomonas spp.* sont

reconnus pour leur capacité à dégrader des polymères hydrophobes et synthétiques, y compris le PEHD, par la production d'enzymes oxydatives et de biosurfactants (Gates et Crook 2024 ; Uwakwe et al. 2025 ; Vellaiperumal et al. 2025 ; Thakur et al. 2025). Plusieurs genres identifiés dans cette étude, *Proteus*, *Escherichia*, *Serratia*, *Klebsiella*, *Peribacillus*, *Lysinibacillus*, *Brucella*, *Brevibacillus* et *Alcaligenes*, sont peu documentés dans la littérature. Ils ont été très rarement rapportés et n'ont pas été considérés comme des acteurs de la biodégradation du PEHD. Cela met en évidence la nouveauté et la diversité de la communauté microbienne observée dans le cadre de cette étude. La plupart des souches ont été isolées à partir de bouse de vache, qu'elle soit fraîche ou séchée, un substrat qui semble abriter un réservoir riche et peu exploré de micro-organismes interagissant avec ces polymères.

Bien que plusieurs souches sélectionnées appartiennent à des genres déjà identifiés comme dégradeurs efficaces du PEHD, une minorité relève de taxons non encore documentés dans la littérature comme capables de dégrader le PEHD. La présence de dégradeurs connus et de taxons récemment signalés ou inédits met en évidence l'originalité des résultats et le potentiel de la bouse de vache comme source pertinente pour la découverte de micro-organismes capables de dégrader les polymères plastiques.

## **5. Optimisation des paramètres influençant la biodégradation du PEHD par les micro-organismes sélectionnés**

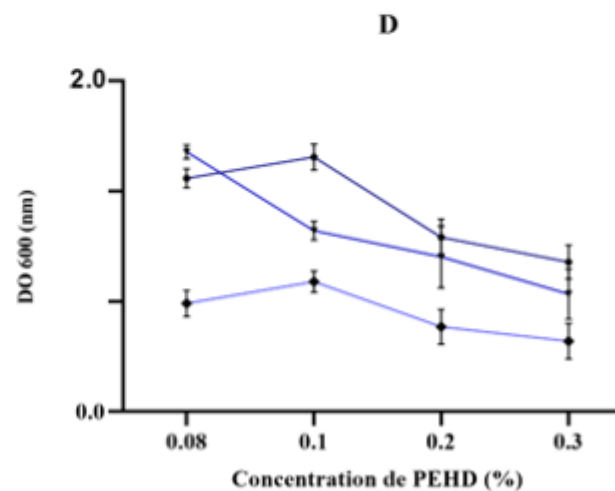
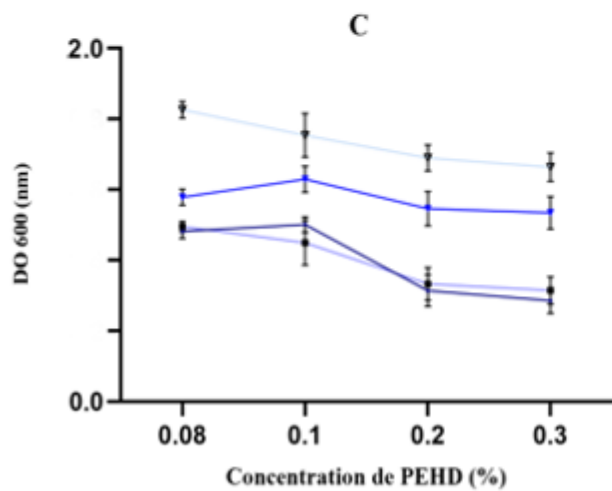
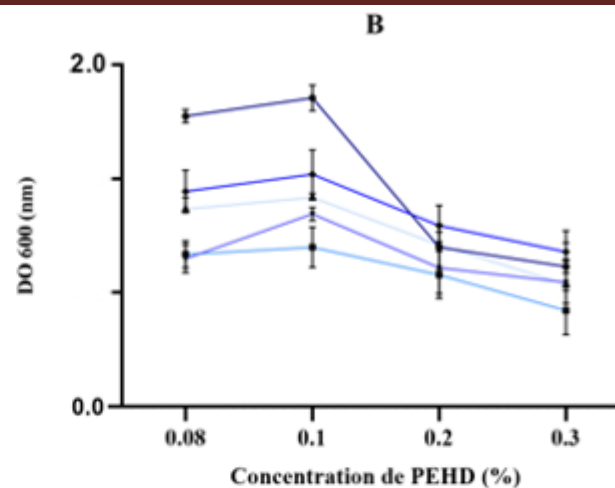
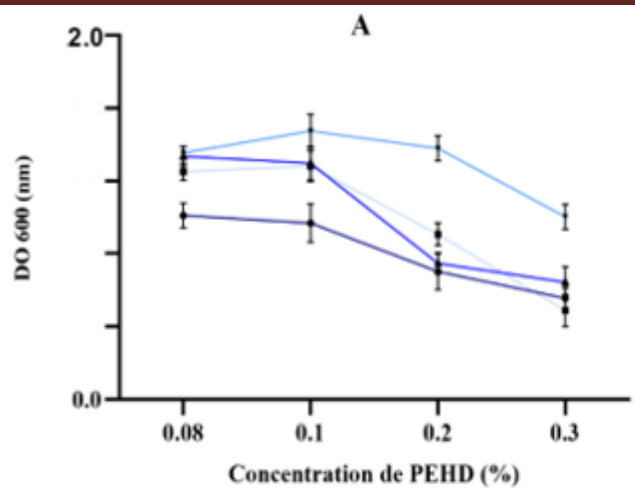
L'étude a été réalisée à l'aide d'isolats bactériens et fongiques sélectionnés en présence de PEHD, afin d'évaluer l'influence de divers paramètres physico-chimiques sur le processus de biodégradation, et de déterminer les conditions optimales de dégradation du PEHD à partir des mesures de densité optique et de perte de masse après 30 jours d'incubation.

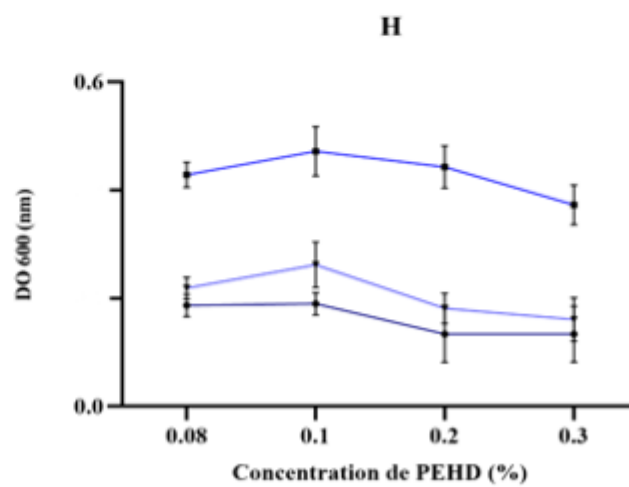
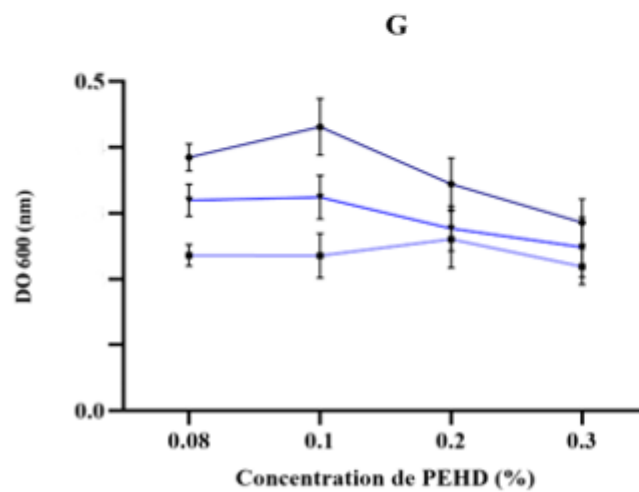
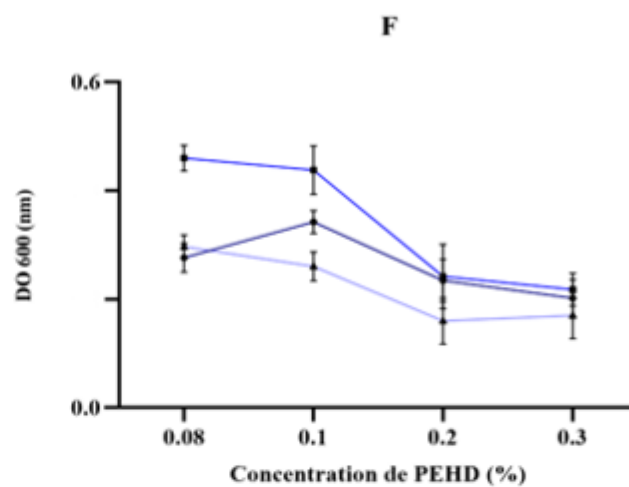
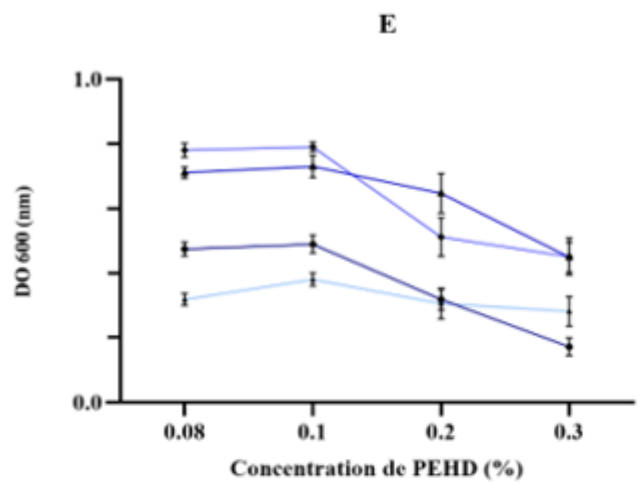
### **5.1. Effet de différentes concentrations de film PEHD sur la croissance et le taux de dégradation des isolats microbiens sélectionnés**

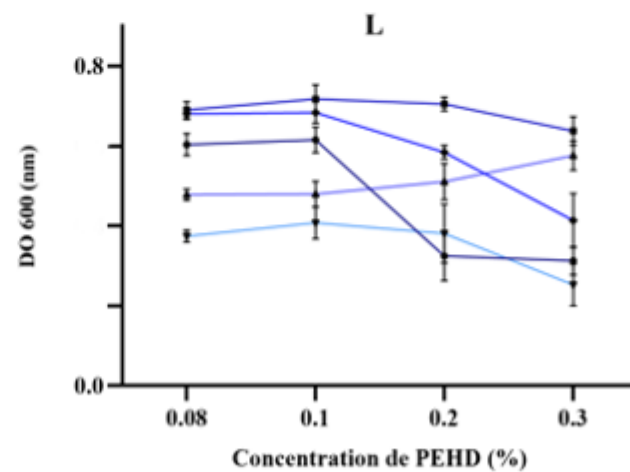
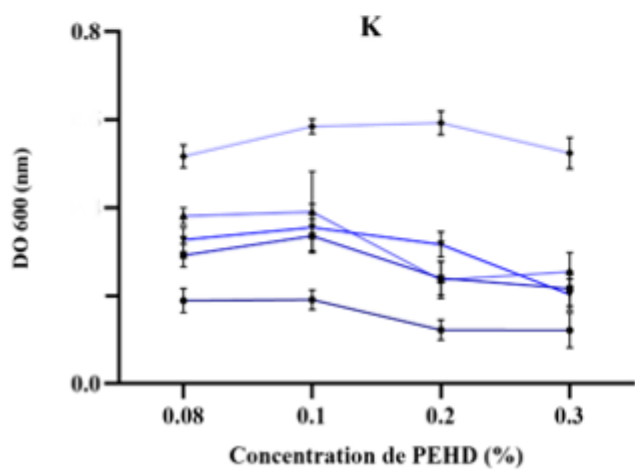
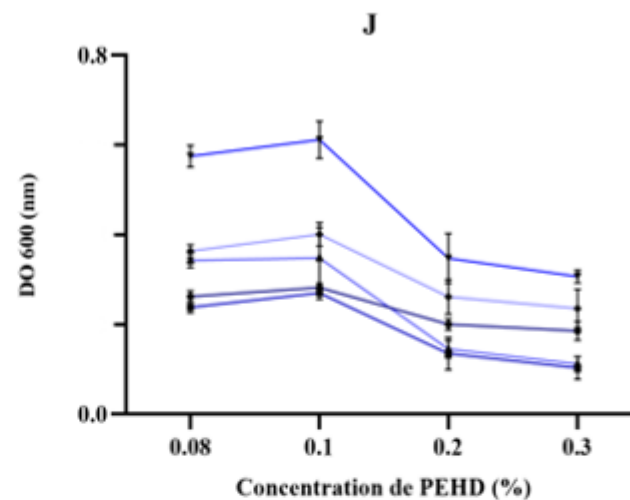
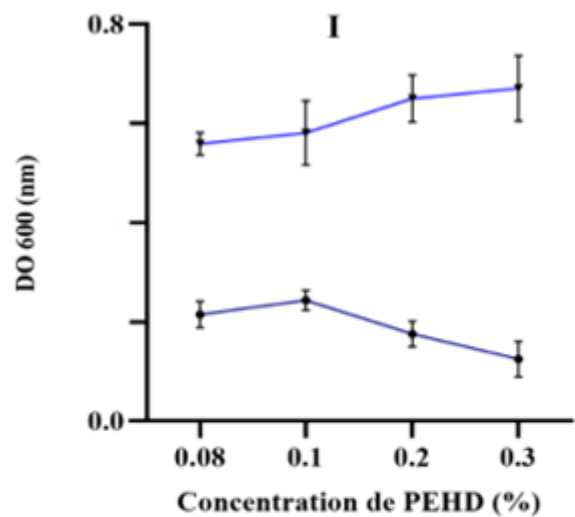
Afin d'étudier l'influence de la concentration en PEHD sur l'efficacité de la dégradation microbienne, les isolats sélectionnés ont été inoculés dans un milieu MMS enrichi à différentes concentrations de PEHD (0,08 %, 0,1 %, 0,2 % et 0,3 % p/v). Le pourcentage de perte de poids du PEHD et la croissance microbienne, exprimée en densité optique à 600 nm, ont été mesurés après 30 jours d'incubation. Les résultats obtenus sont présentés dans la figure 27 et montrent que la croissance de la majorité des isolats microbiens atteint son maximum pour des concentrations de PEHD comprises entre 0,08 % et 0,1 %. Ces concentrations se sont révélées les plus favorables à la fois à la prolifération microbienne et à l'activité de biodégradation du PEHD. Par ailleurs, les valeurs de perte de masse présentées dans l'Annexe 3 confirment cette tendance, en indiquant que les taux de dégradation les plus élevés ont été

observés dans le même intervalle de concentrations, ce qui met en évidence une corrélation étroite entre la croissance microbienne et la dégradation du PEHD.

Les isolats CDHF6, CDHF15, CDHD7 et PDW28 ont présenté les valeurs les plus élevées en DO et en activité de dégradation à une concentration de 0,08 %, suivies d'une diminution notable à 0,1 %. En revanche, les isolats CDHF11, PDW50 et CDHC3 ont maintenu une performance élevée dans un intervalle compris entre 0,08 et 0,2 %, ce qui indique une tolérance accrue au substrat. Par ailleurs, les isolats CDP5, CDP3 et PDWC5 ont présenté une croissance et une biodégradation stables jusqu'à 0,3 %, témoignant d'une meilleure adaptation aux conditions riches en polymère. Les résultats confirment l'effet significatif de la concentration en PEHD sur l'activité métabolique des micro-organismes étudiés. Les faibles concentrations (0,08–0,1 %) semblent favoriser l'adhésion cellulaire et stimuler les systèmes enzymatiques impliqués dans la biodégradation du polymère. En contrepartie, des concentrations plus élevées en PEHD entraînent une accumulation de particules, réduisant la surface d'interaction effective et limitant la diffusion de l'oxygène ainsi que le transfert de nutriments, ce qui se traduit par une baisse significative de la croissance et de l'efficacité de la dégradation des isolats (Zeenat et al. 2021; Cai et al. 2023; Newrick et al. 2025). Ce comportement a également été confirmé par les travaux d'Al-Jailawi et al. (2015), qui ont étudié la biodégradation du polyéthylène par *Pseudomonas putida S3A* à des concentrations croissantes du polymère. Cette étude a montré que la croissance bactérienne augmentait progressivement jusqu'à atteindre une concentration optimale de 0,5 % (p/v), puis diminuait nettement au-delà de cette concentration. De même, Hossain et al. (2019) ont caractérisé des souches bactériennes isolées à partir de sols contaminés par des déchets plastiques, capables de dégrader le polyéthylène, et ont observé une croissance maximale à des concentrations comprises entre 100 et 250 mg/250 ml. Ces résultats suggèrent que des concentrations de polymère trop élevées peuvent exercer un effet inhibiteur, limitant à la fois la croissance microbienne et l'efficacité de la biodégradation.







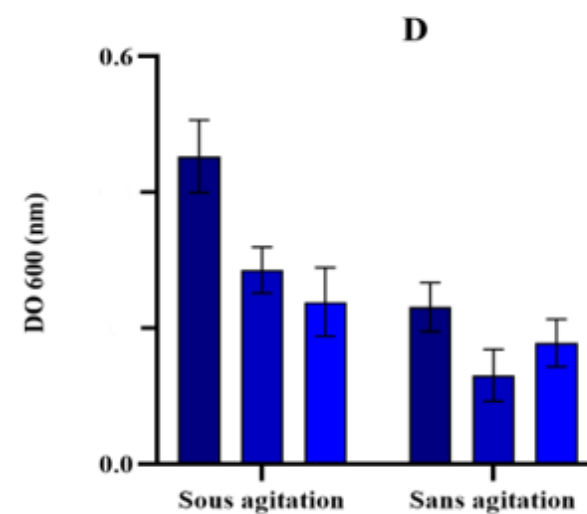
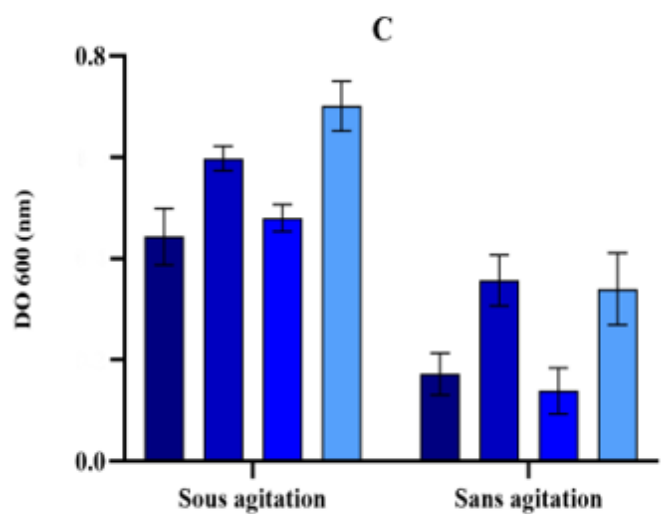
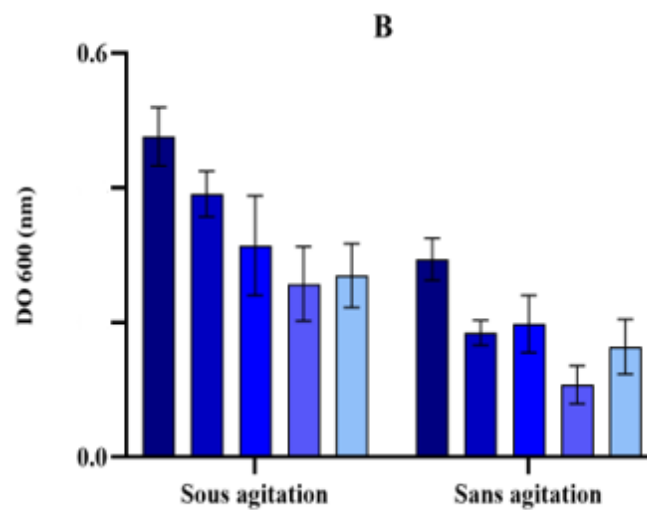
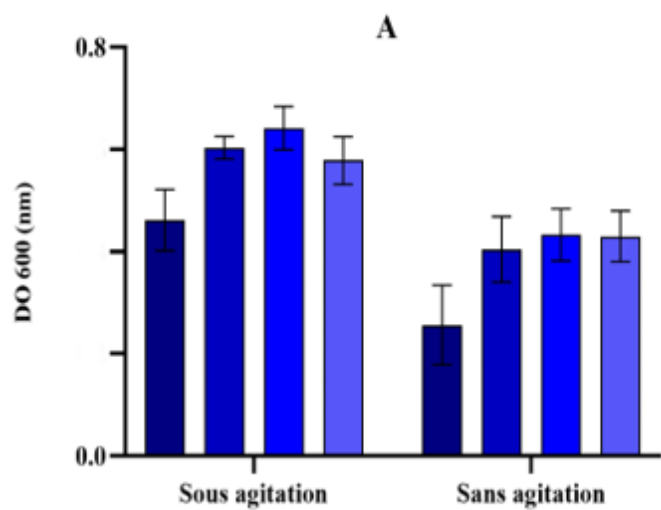
**Figure 27.** Effet de différentes concentrations de PEHD sur la croissance microbienne pour les groupes suivants : Bacillus (A–C), Pseudomonas (D–E), Enterobacter (F–G), Serratia (H), Lysinibacillus (I), groupe de bactéries Gram négatives (J), groupe de bactéries Gram positives (K) et isolats fongiques (L)

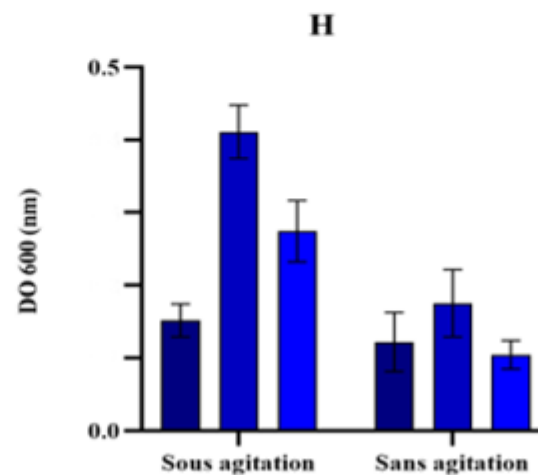
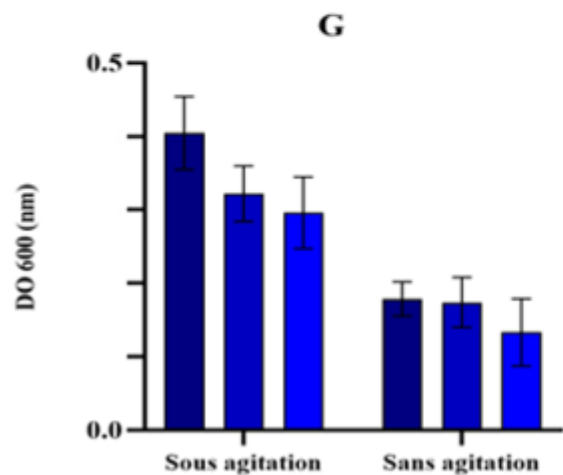
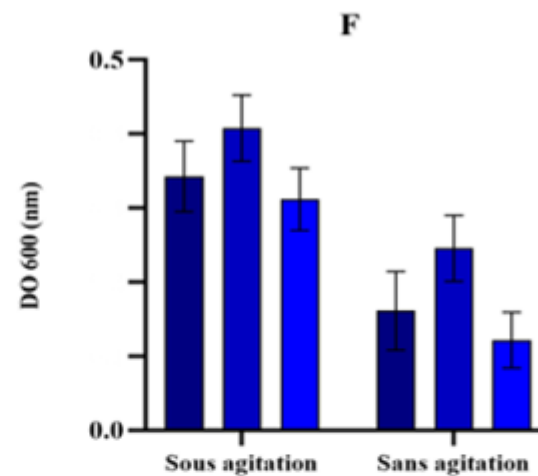
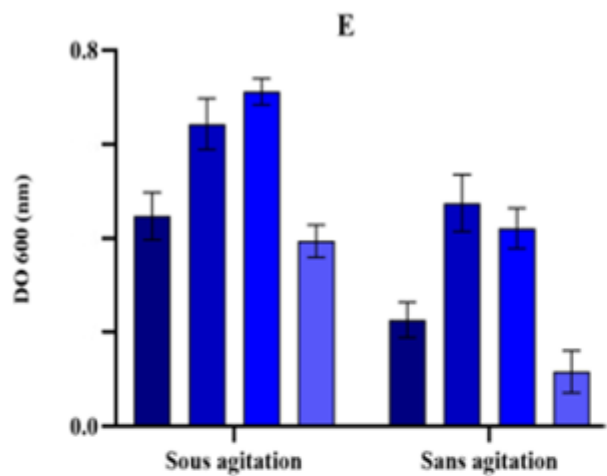
## 5.2. Effet des conditions agitées et statiques

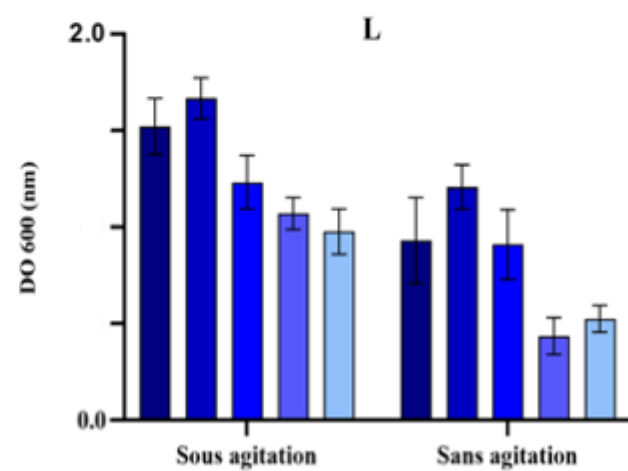
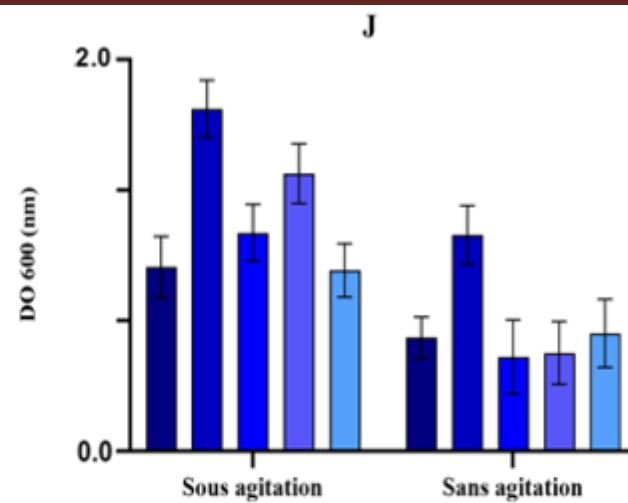
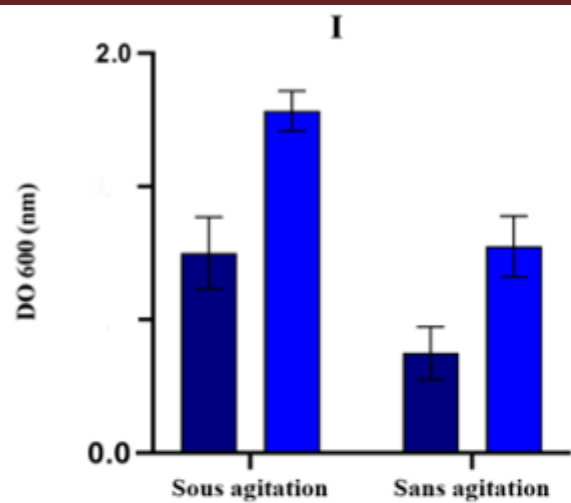
L'évaluation de la biodégradation des films en PEHD par les isolats microbiens sélectionnés a été réalisée en conditions statiques et sous agitation pendant 30 jours. Cette évaluation repose sur la perte de masse et la croissance microbienne (voir l'Annexe 3 et la figure 28). Les résultats obtenus indiquent que la majorité des souches a montré une dégradation accrue en présence d'agitation, ce qui suggère que cette condition optimise à la fois la colonisation microbienne et l'activité enzymatique à la surface du polymère. Parmi les isolats testés, la souche PDW32 a démontré la plus grande efficacité dégradative, atteignant une perte de masse de  $3,91 \pm 0,36$  % sous agitation, contre  $1,72 \pm 0,63$  % en conditions statiques.

Il est particulièrement remarquable que plusieurs isolats, dont PDWC5, EVB2, CDP17, aient maintenu une activité significative dans les deux conditions, ce qui indique une capacité de dégradation stable et indépendante de l'aération. En particulier, PDWC5 a enregistré la perte de poids la plus importante, atteignant  $3,67 \pm 0,77$  % en agitation. Cette constance de performances souligne sa grande adaptabilité métabolique ainsi que son potentiel en tant que dégradeur performant du PEHD.

En synthèse, ces données démontrent clairement que des conditions d'agitation favorisent la croissance microbienne ainsi que l'activation des réactions enzymatiques, en particulier l'oxydation, qui jouent un rôle dans la dégradation des plastiques. Cette constatation souligne l'importance d'une aération adéquate pour optimiser l'efficacité de la biodégradation.









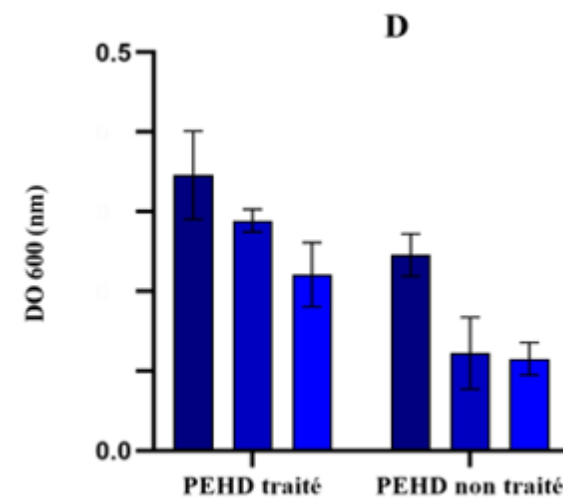
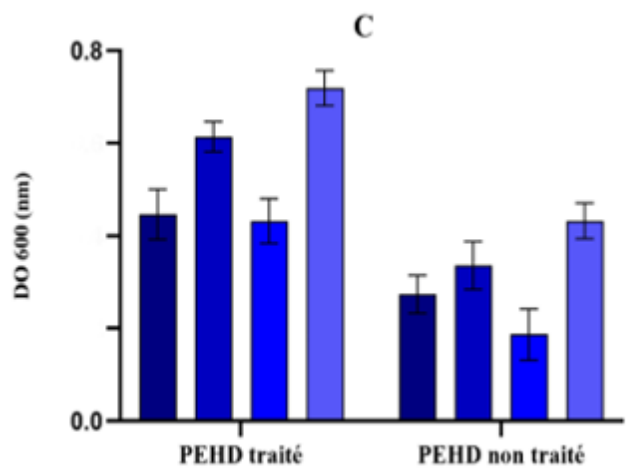
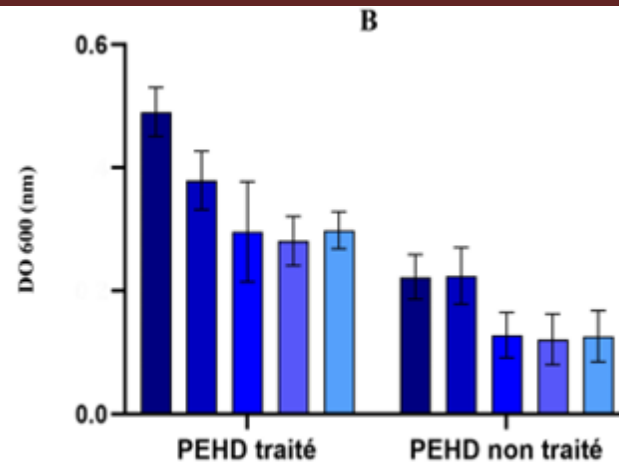
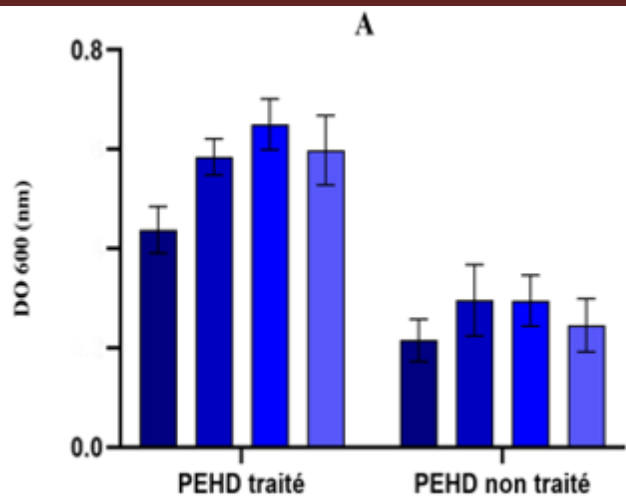
**Figure 28.** Effet des conditions agitées et statiques sur la dégradation du PEHD par les groupes microbiens : Bacillus (A–C), Pseudomonas (D–E), Enterobacter (F–G), Serratia (H), Lysinibacillus (I), groupes de bactéries Gram négatives (J), groupes de bactéries Gram positives (K) et isolats fongiques (L)

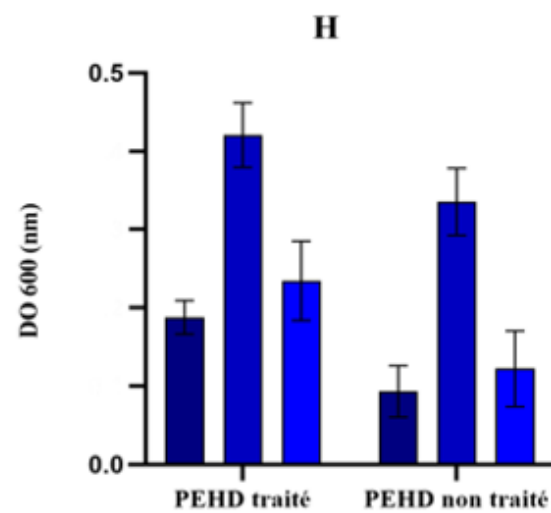
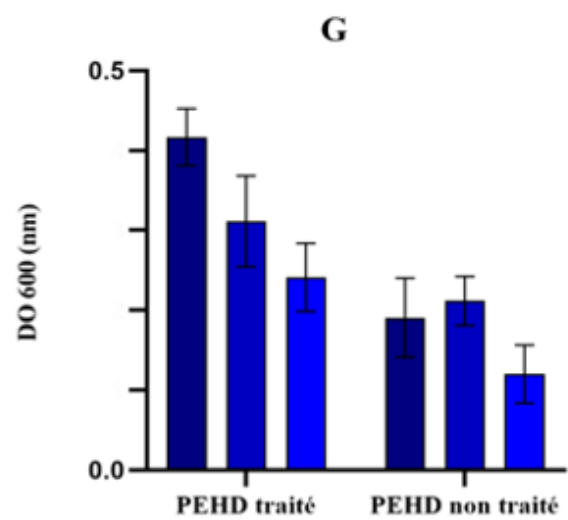
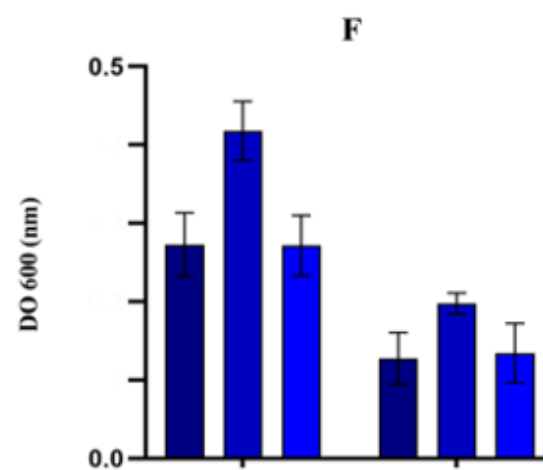
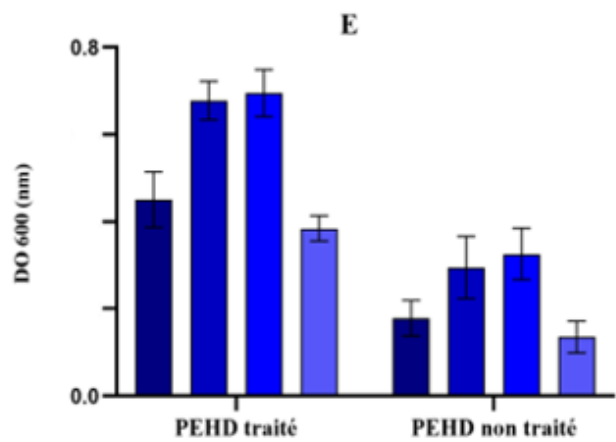
### 5.3. Influence du prétraitement sur le taux de dégradation du PEHD

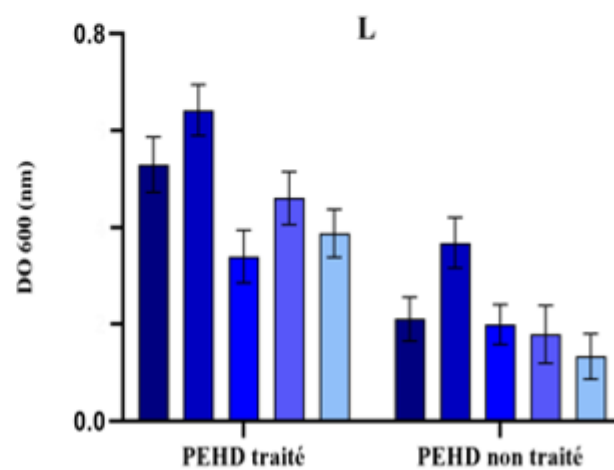
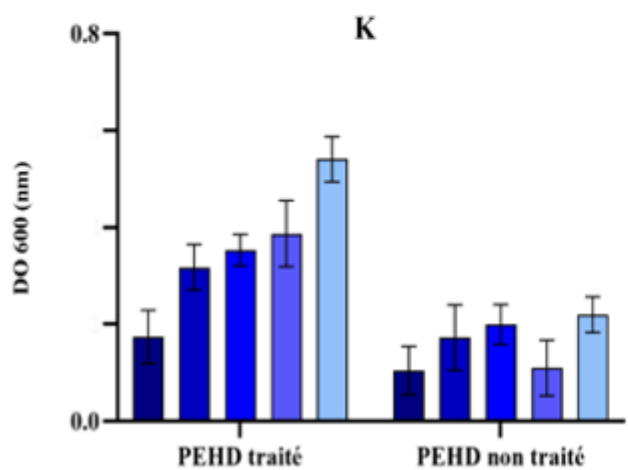
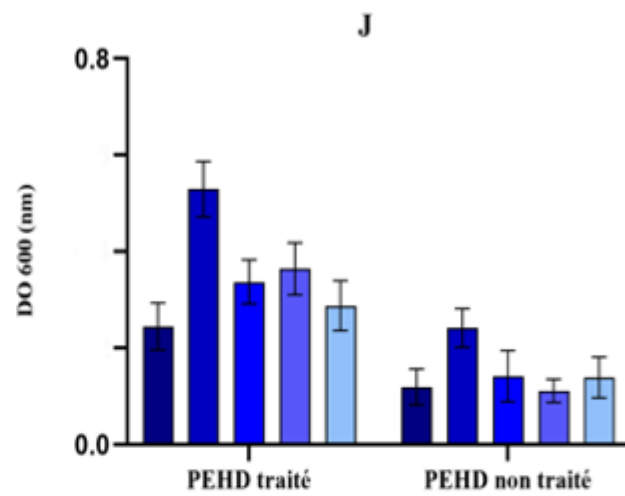
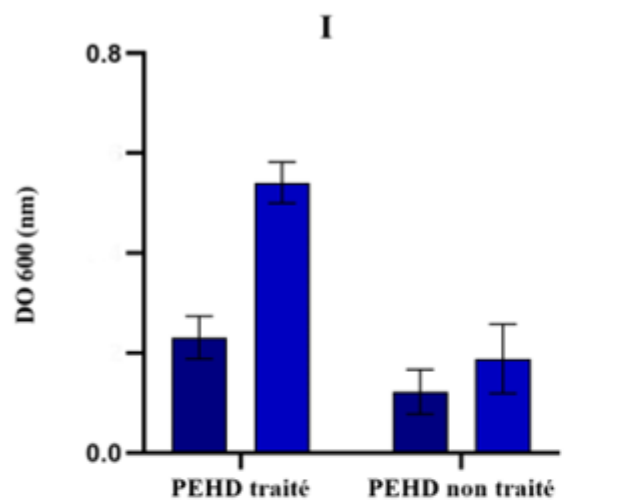
Le film de PEHD a été prétraité à l'aide d'une solution de Tween 80, un tensioactif non ionique, pendant 120 minutes, ce qui a entraîné la plus forte dégradation du polymère. Ce prétraitement a favorisé une dégradation et une croissance microbienne supérieures à celles observées pour le film non traité, comme l'illustre la figure 29 et comme le quantifie la perte de masse présentée dans l'Annexe 3. La souche CDHD9 a montré la perte de poids la plus importante pour le PEHD prétraité, avec un taux de dégradation de  $2,82 \pm 0,8 \%$ , contre  $1,02 \pm 0,27 \%$  pour le film non traité. Des études antérieures ont notamment montré que des prétraitements, tels que celui au Tween 80, améliorent la dégradation des polymères en augmentant l'accessibilité de la surface, notamment en renforçant leur hydrophilie. Ce mécanisme peut contribuer à réduire la tension superficielle, à favoriser l'adhésion microbienne et la formation de biofilms (Albertsson et al. 1993; Kumari et al. 2009; Cheng et al. 2022; Giyahchi et Moghimi 2024). Cette augmentation de l'adhésion facilite la sécrétion d'enzymes extracellulaires et accélère la dégradation oxydative des chaînes polymériques, rendant ainsi le substrat plus accessible aux attaques microbiennes (Montazer et al. 2018). Toutefois, les films de PEBD non traités ont montré une colonisation microbienne limitée, probablement due à leur hydrophobicité intrinsèque et à leur masse moléculaire élevée, ce qui réduit la pénétration des enzymes et ralentit le processus de biodégradation. Les principales contraintes à la dégradation biologique des plastiques résultent de leur masse moléculaire élevée, de l'absence de groupes fonctionnels propices à la dégradation et de leur forte cristallinité. Par conséquent, un traitement abiotique préalable, tel que l'hydrolyse ou l'oxydation, pourrait surmonter ces limites et rendre la masse du polymère plus accessible à l'attaque biologique (Crystal Thew et al. 2024 ; Blesa Marco et al. 2024).

Des résultats similaires ont été rapportés par Chaudhary et Vijayakumar (2020), qui ont observé que des méthodes de prétraitement telles que l'exposition à un tensioactif, l'oxydation par UV ou le traitement thermique augmentent le taux de biodégradation du PEHD en introduisant des groupes fonctionnels qui servent de sites d'adhésion pour les micro-organismes.

En synthèse, il est établi que le prétraitement du polymère accroît nettement l'efficacité de la dégradation microbienne du PEHD en favorisant l'adhésion bactérienne et le développement du biofilm, deux facteurs cruciaux pour l'initiation de la biodégradation des polymères.







**Figure 29.** Effet du prétraitement et du non-prétraitement du PEHD sur la croissance microbienne et le potentiel de biodégradation des groupes microbiens suivants : Bacillus (A–C), Pseudomonas (D–E), Enterobacter (F–G), Serratia (H), Lysinibacillus (I), groupes de bactéries Gram négatives (J), groupes de bactéries Gram positives (K) et isolats fongiques (L)

#### 5.4. Effet de la concentration de l'inoculum sur la dégradation du PEHD

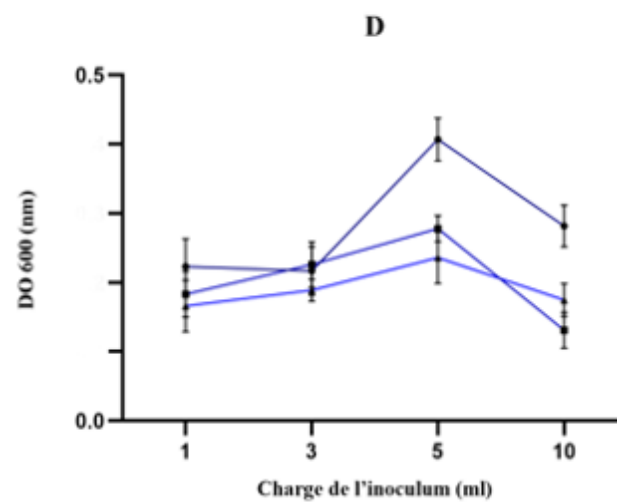
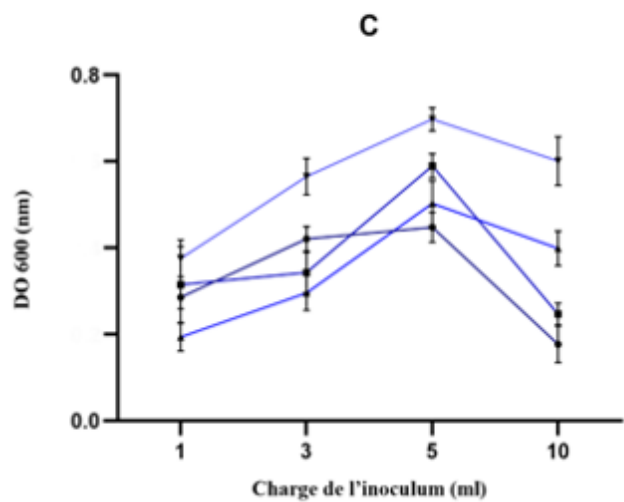
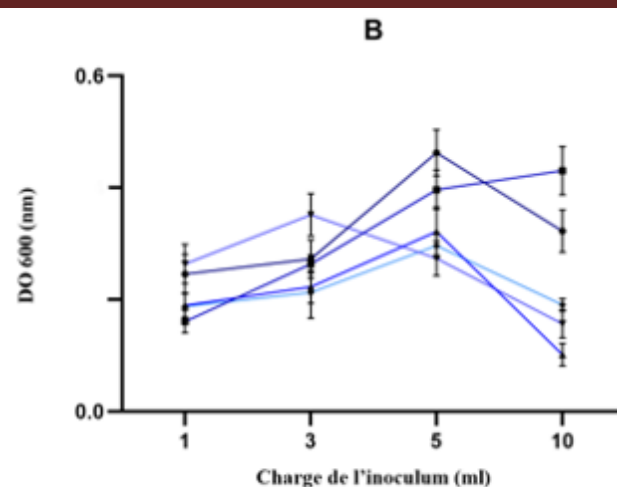
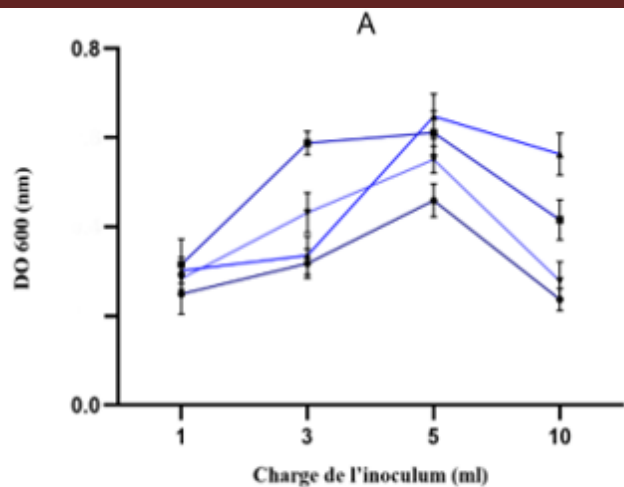
La concentration de l'inoculum constitue un paramètre crucial dans le cadre des études de biodégradation, en raison de son impact direct sur la dynamique de croissance microbienne et sur l'efficacité du processus de dégradation. Des travaux antérieurs ont montré une variabilité significative, avec des volumes d'inoculum compris entre 1 % et 10 % du volume total de culture, ces proportions se révélant efficaces pour la dégradation des hydrocarbures et des composés présentant une structure similaire. Cependant, une taille d'inoculum inadéquate peut compromettre le processus, une concentration d'inoculum insuffisante peut ralentir la croissance microbienne et la dégradation du polymère, tandis qu'un excès d'inoculum peut inhiber le métabolisme par le biais de mécanismes de quorum sensing (Wolski et al. 2006 ; Sharma et al. 2022a ; Otiniano et al. 2022). Dans ce contexte, la présente étude vise à évaluer l'impact de la concentration d'inoculum sur la biodégradation du PEHD par des souches microbiennes sélectionnées, afin d'identifier la proportion optimale d'inoculum à utiliser dans de futures recherches sur la biodégradation des plastiques.

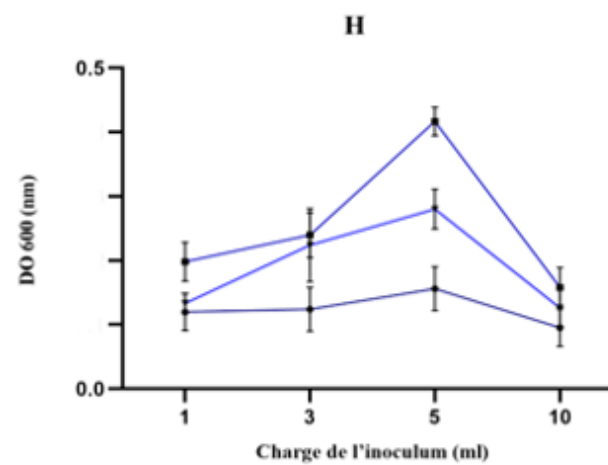
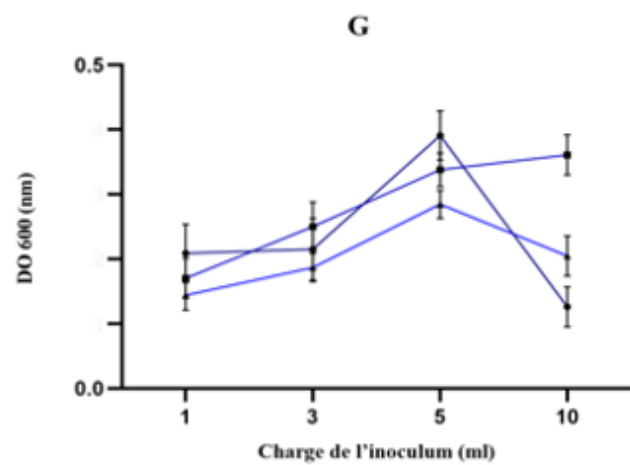
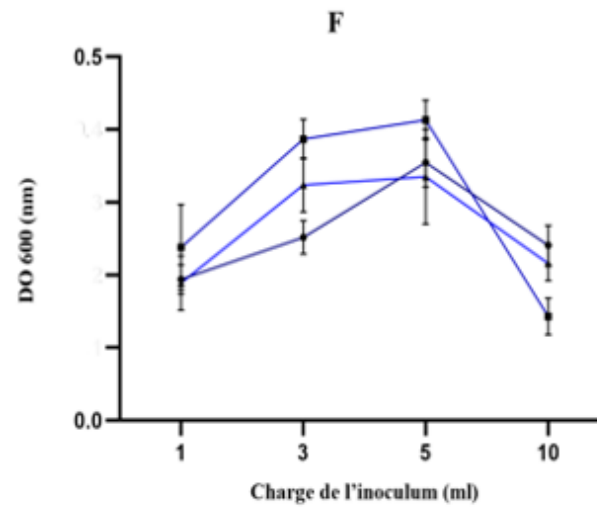
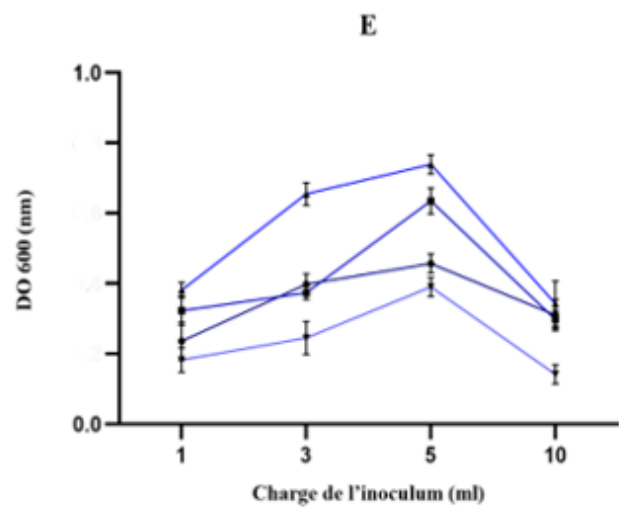
Les résultats illustrés dans la figure 30 et l'Annexe 3 démontrent que la taille d'inoculum la plus efficace pour le processus de biodégradation des films de PEHD était de 5 % pour les souches bactériennes et comprise entre 3 et 5 % pour les souches fongiques. Ces volumes ont permis d'obtenir les pertes de poids et de densité optique les plus élevées, par rapport aux inocula de moins de 3 ml ou de plus de 10 %. Les souches bactériennes ayant présenté de légères différences de densité optique ont montré une activité optimale pour des volumes d'inoculum compris entre 5 et 10 %, la perte de poids maximale étant toutefois enregistrée à 5 % pour les souches CDHD9, CDHF3 et CDHD12. Un profil de croissance similaire a été observé avec PDW50, CDHF13, CDHD18, CDHF15 et CDHD23, dont la croissance et la dégradation optimales ont été notées entre 3 et 5 %. La souche PDW50 a enregistré la perte de poids la plus élevée ( $2,62 \pm 0,55$  %) à 5 %, contre  $1,45 \pm 0,08$  % à 3 ml. Par ailleurs, la souche PDW32 a présenté une densité optique et une perte de poids maximales à 3 ml ( $0,63 \pm 0,44$  %), tandis que les souches PDW6 et CDP3 ont atteint leurs pertes de poids maximales à 10 ml, soit  $1,97 \pm 0,57$  % et  $1,91 \pm 0,14$  %, respectivement.

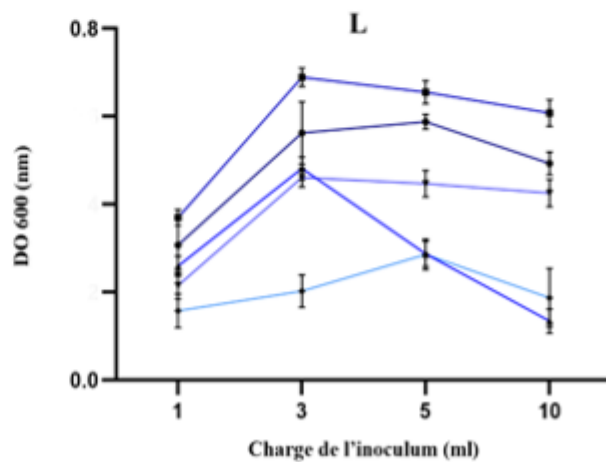
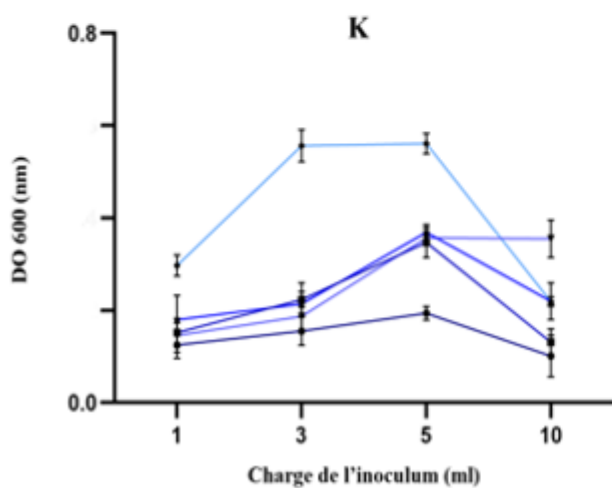
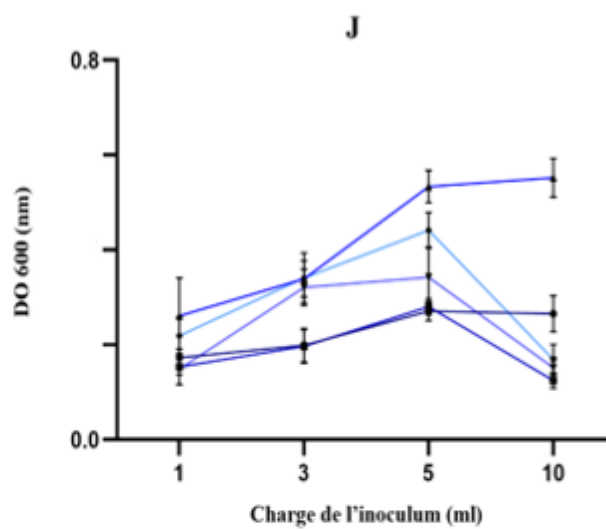
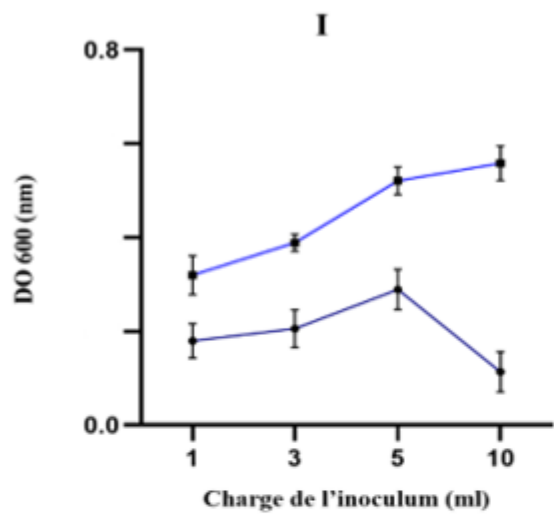
Les résultats ont également révélé une influence variable de la taille de l'inoculum sur la croissance et le potentiel de biodégradation des isolats fongiques. Les souches CDHC6 et PDWC5 ont montré une

augmentation de la croissance jusqu'à un inoculum de 3 %, suivie d'un léger déclin à 10 %. En revanche, la souche CDHC3 a présenté une augmentation progressive de la densité optique entre 3 et 5 %, suivie d'une forte baisse à 10 %. La croissance de PDWC11 a été favorisée uniquement à 3 %, avec une diminution marquée à des volumes d'inoculum plus élevés. Notamment, la souche PDWC7 a présenté la plus forte densité optique et la perte de poids la plus significative à 5 %, surpassant les autres souches fongiques, dont l'efficacité maximale de biodégradation a été observée à 3 %.

De fait, des effets d'inhibition associés à une augmentation de la taille de l'inoculum ont été rapportés pour la dégradation du polyéthylène par des souches bactériennes, où un inoculum de 2 % constituait la taille optimale pour atteindre un taux élevé de dégradation, par rapport à la diminution significative du pourcentage de perte de poids observée avec des tailles d'inoculum supérieures (Burd 2008; Nehal et Singh 2023). Une étude similaire portant sur la biodégradation du PEBD par des souches fongiques et bactériennes a également mis en évidence un taux maximal de dégradation pour une taille d'inoculum comprise entre 2 et 4 ml (Ali et al. 2022; Nehal et Singh 2023; El-Naggar et al. 2024).







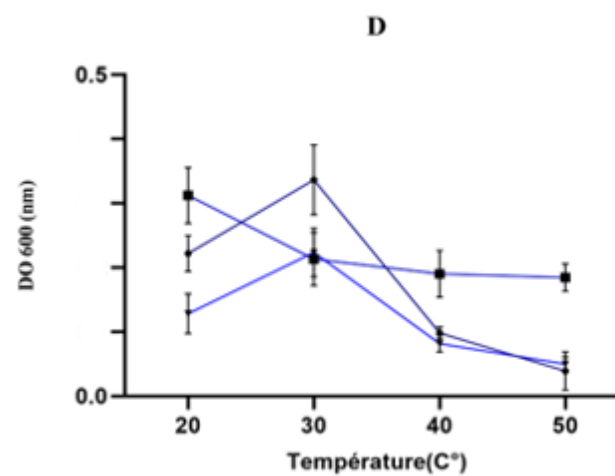
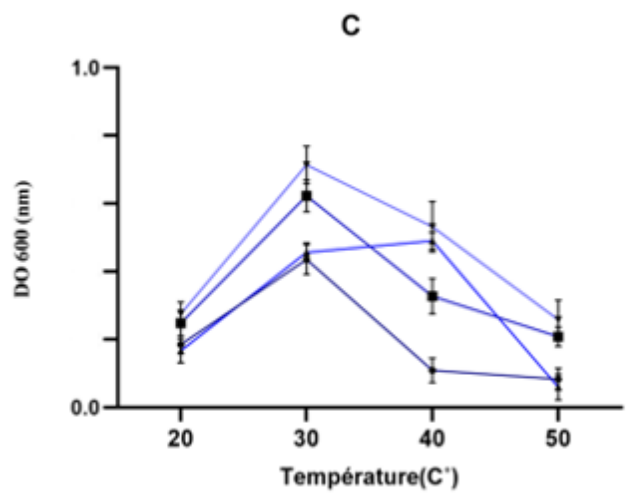
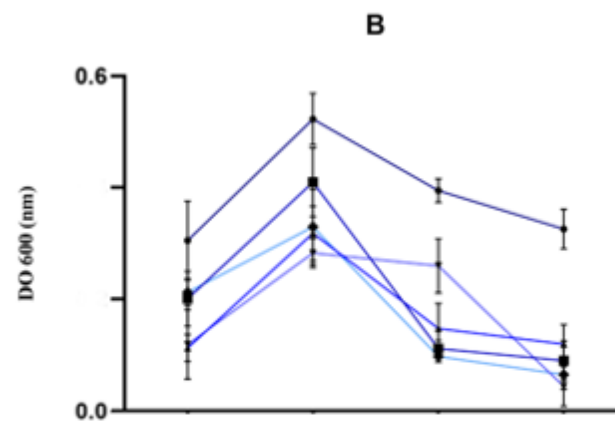
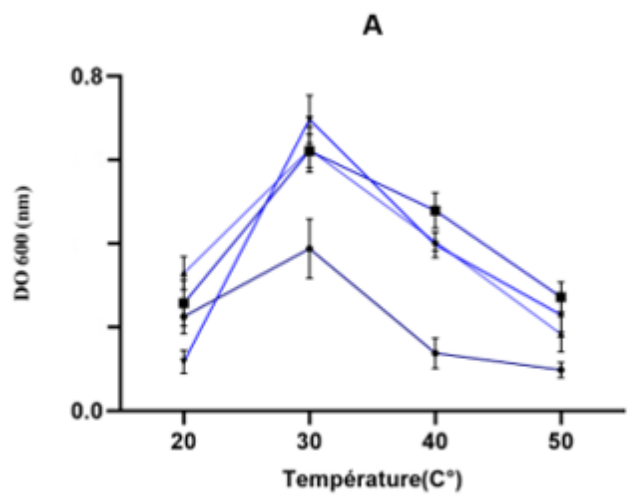
**Figure 30.** Effet de la variation de la taille de l'inoculum sur la croissance microbienne et le potentiel de dégradation du PEHD pour les différents groupes microbiens : Bacillus (A–C), Pseudomonas (D–E), Enterobacter (F–G), Serratia (H), Lysinibacillus (I), groupe de bactéries Gram négatives (J), groupe de bactéries Gram positives (K) et isolats fongiques (L)

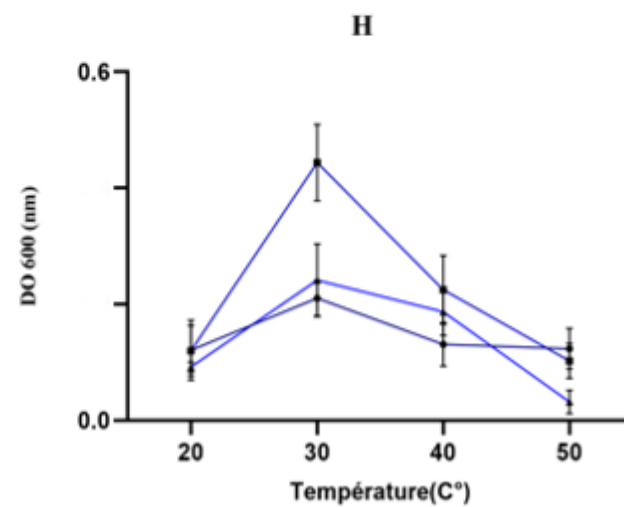
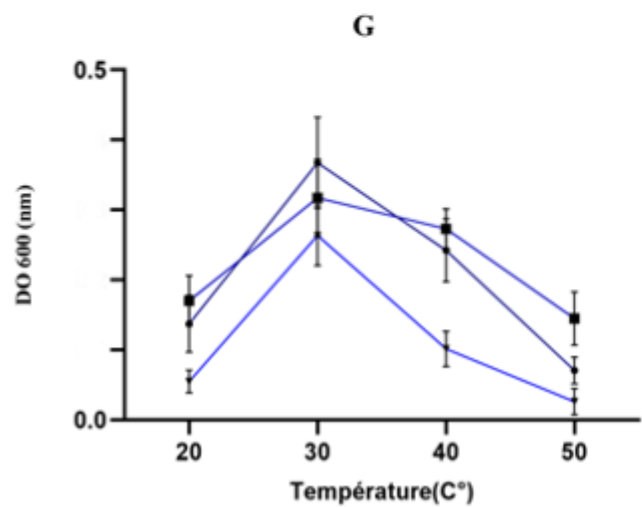
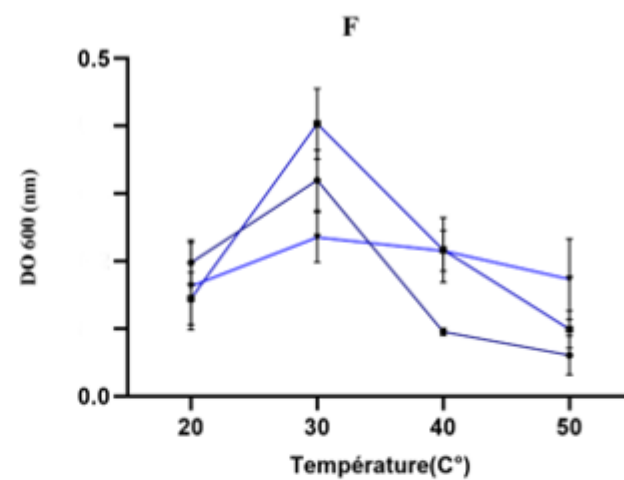
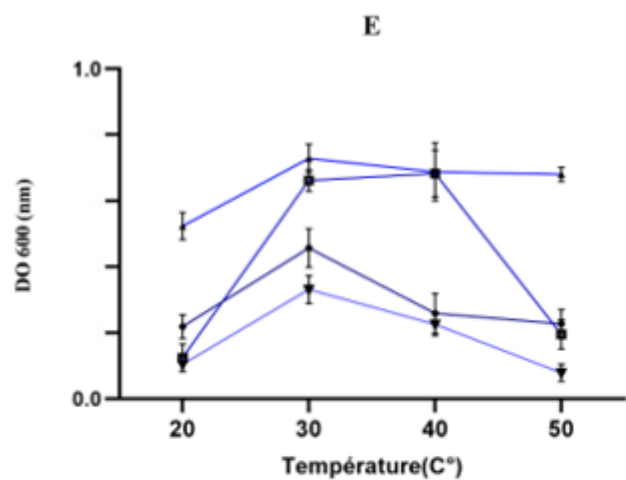
### 5.5. Effet de la température sur la biodégradation du PEHD

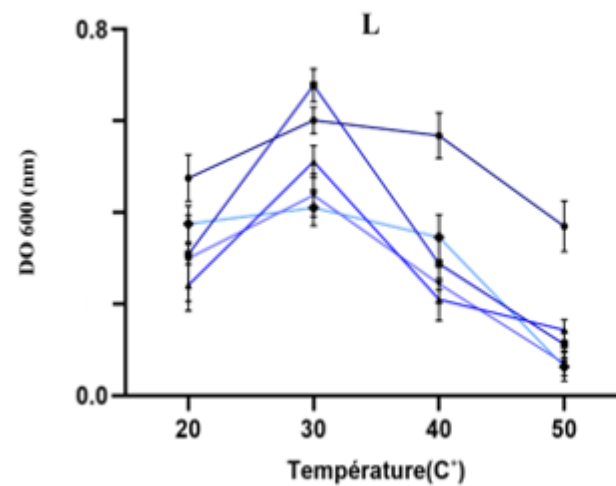
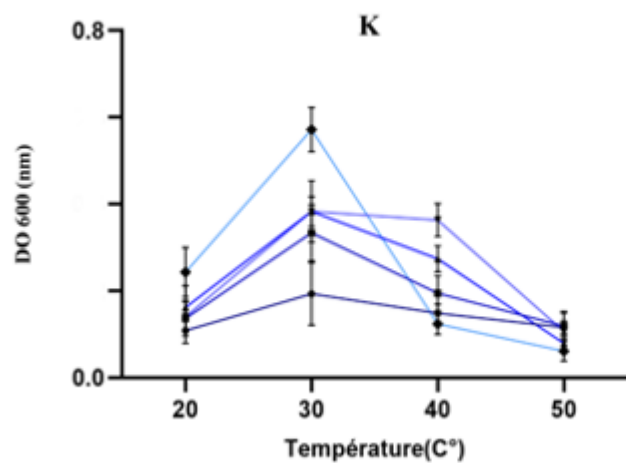
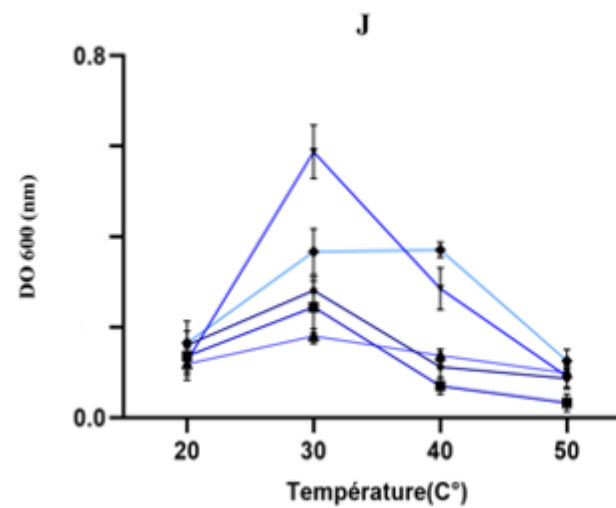
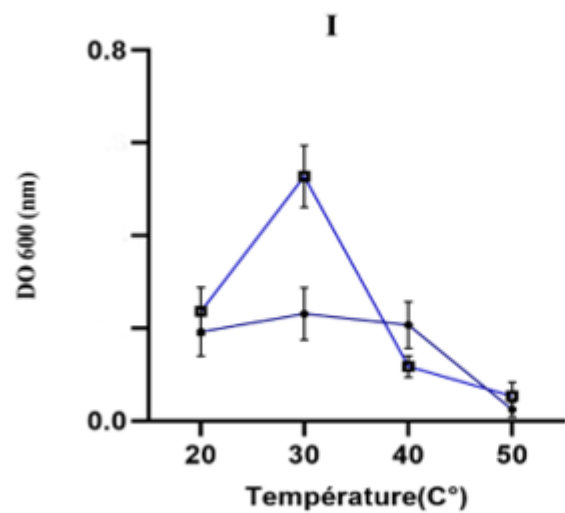
L'effet de la température sur la croissance microbienne ainsi que sur la dégradation du PEHD a été évalué à 20, 30, 40 et 50 °C (voir l'annexe 3 et la figure 31). La température constitue un facteur déterminant qui influe fortement sur les taux de dégradation microbienne des plastiques.

Les souches étudiées ont montré une densité optique et une perte de poids maximales à 30 °C, ce qui suggère que cette température offre les conditions les plus propices au métabolisme microbien et à l'activité enzymatique impliqués dans la dégradation du polymère. Une diminution importante de l'efficacité de la croissance et de la dégradation a été observée à des températures plus élevées (40-50 °C), en raison d'une inhibition thermique des enzymes ou d'une réduction de la croissance microbienne. Une dégradation modérée a été observée entre 30 et 40 °C pour les souches CDP5, PDW52, PDW32, PDW28, PDW6 et PDW16, tandis que l'activité était minimale à 20 °C, ce qui indique que les basses températures ralentissent les réactions métaboliques. Parmi les isolats bactériens, CDP17, CDHF29, CDHF15, CDHD7 et CDP10 ont démontré les meilleures performances entre 30 et 50 °C, tandis que l'isolat CDP3 était le plus actif entre 20 et 40 °C. Parmi les isolats fongiques, PDWC5 a montré la dégradation la plus élevée entre 20 et 40 °C, suivi de CDHC3, qui est resté actif à toutes les températures testées, avec une légère diminution à 50 °C. De même, CDHC6, PDWC11 et PDWC7 ont montré une dégradation optimale à 30 °C, puis une diminution à des températures plus élevées.

Les micro-organismes préfèrent environ 30 °C pour dégrader le plastique, car cette température optimise leur croissance et leur activité enzymatique, notamment celle des estérases, des lipases et des oxydases, sans dénaturation ni ralentissement, ce qui favorise une biodégradation efficace. En outre, cette température favorise la formation de biofilms, la colonisation microbienne et l'augmentation de la production de CO<sub>2</sub>, ce qui indique une décomposition active du polymère (Kamarudin et al. 2021; Cai et al. 2023; Tirkey et Upadhyay 2025). Nos résultats sont cohérents avec des travaux antérieurs faisant état d'une biodégradation maximale du plastique à des températures mésophiles par diverses souches bactériennes et fongiques (Nasrabadi et al. 2023; Safdar et al. 2024; Widiyanti et al. 2025; Chen et al. 2025).







**Figure 31.** Effet de la température sur la croissance microbienne pour les groupes suivants : *Bacillus* (A–C), *Pseudomonas* (D–E), *Enterobacter* (F–G), *Serratia* (H), *Lysinibacillus* (I), groupe de bactéries Gram négatives (J), groupe de bactéries Gram positives (K) et isolats fongiques (L)

### 5.6. Effet du pH sur l'efficacité de la biodégradation du PEHD

Le pH est un paramètre clé qui contrôle la croissance microbienne et, par conséquent, l'efficacité de la biodégradation du PEHD. L'influence du pH sur la capacité de dégradation des isolats microbiens a été examinée en utilisant une gamme de pH de 3,5, 6,5, 7, 9 et 11 (Annexe 3, figure 32).

Les résultats obtenus, présentés dans la figure 5 et le tableau 5, indiquent que la croissance optimale ainsi que la perte maximale de masse (exprimée en pourcentage) ont été observées pour la quasi-totalité des isolats bactériens à pH 6,5. Ces résultats sont suivis d'une activité modérée à pH 7. La croissance devient minimale à pH 9 et s'avère négligeable, voire nulle, aux pH extrêmes de 3,5 et 11. Les pertes de masse les plus importantes ont été enregistrées à pH 6,5, avec une valeur de  $3,80 \pm 0,7$  % pour la souche la plus performante, CDHD9.

Dans la présente étude, les isolats bactériens (CDHF3, CDHF20, EVB8, CDHD1 et CDHF22) ont présenté une biodégradation optimale du PEHD dans une plage de pH comprise entre 6,5 et 9, avec des pertes de poids maximales respectives de  $1,70 \pm 0,7$  %,  $1,39 \pm 0,27$  % et  $0,96 \pm 0,13$  % observées à pH 9.

Les isolats fongiques (PDWC7, PDWC5) ont présenté la plus forte dégradation du PEHD dans la gamme de pH comprise entre 3,5 et 6,5.

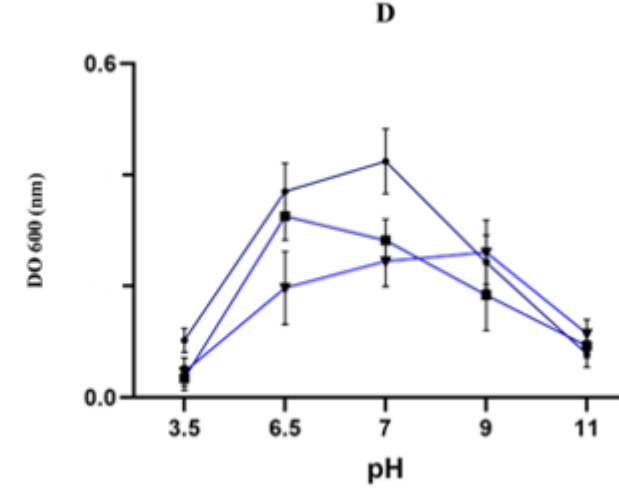
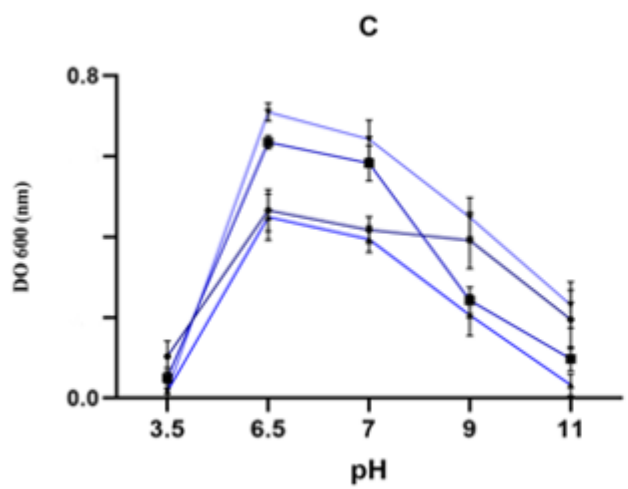
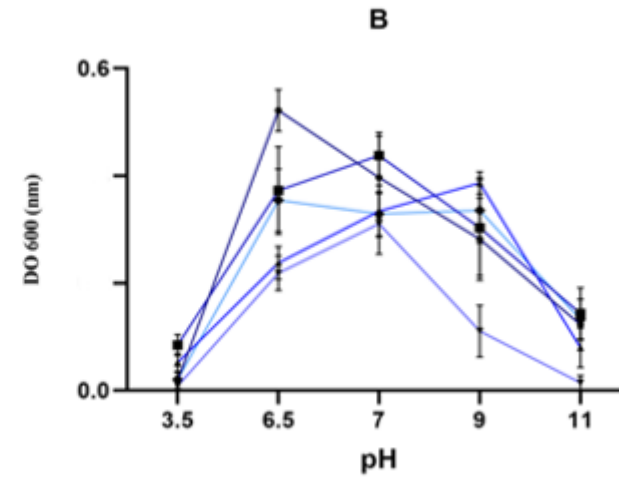
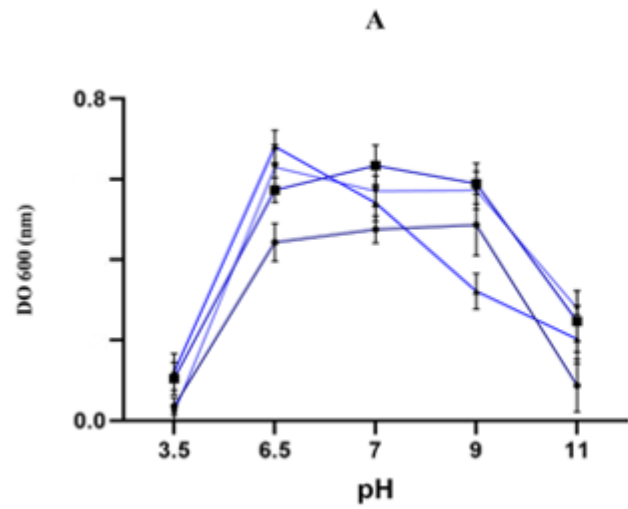
La dégradation la plus élevée du PEHD a été observée pour la culture inoculée PDWC5, avec une perte de poids de  $3,08 \pm 0,6$  % à pH 6,5, tandis que la croissance fongique diminuait aux pH plus élevés. Par ailleurs, la souche fongique CDHC6 a présenté une perte de masse de  $2,28 \pm 0,3$  % à pH 7, tandis que la souche CDHC3 a présenté de légères variations de croissance et de pourcentage de dégradation dans la plage de pH comprise entre 6,5 et 9, avec des pertes de poids de  $2,12 \pm 0,3$  %,  $2,04 \pm 0,32$  % et  $1,97 \pm 0,58$  % aux pH 6,5, 7 et 9, respectivement.

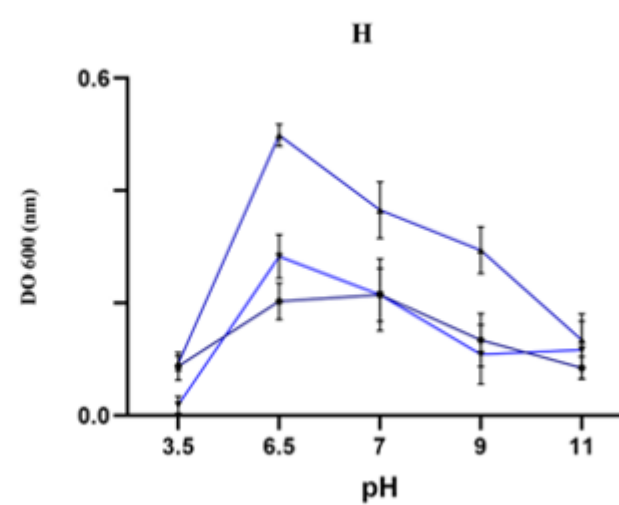
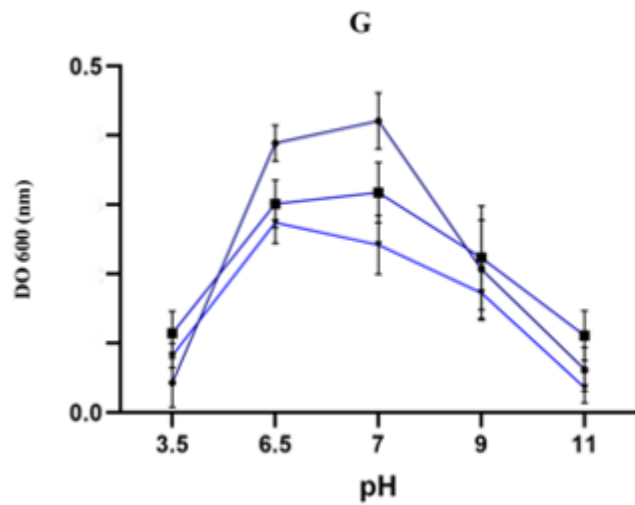
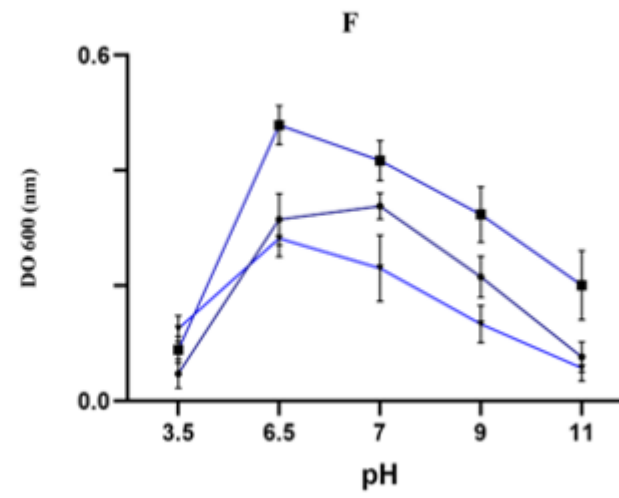
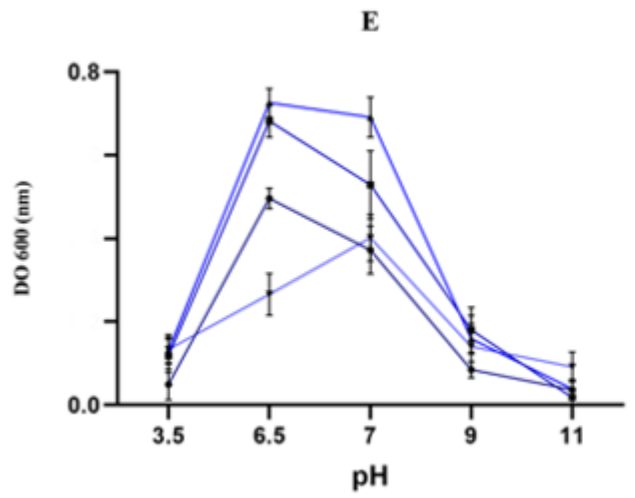
Ces résultats confirment que des conditions de pH légèrement acides à neutres favorisent la croissance microbienne ainsi que l'activité enzymatique impliquée dans la dégradation des polymères. En effet, le pH constitue un paramètre essentiel qui influence la conformation des enzymes, leur affinité pour le substrat, ainsi que la biodisponibilité des intermédiaires de dégradation, ce qui affecte la cinétique globale de la dépolymérisation du polymère. La diminution de l'efficacité de la dégradation observée dans des milieux fortement acides ou alcalins pourrait être imputable à une dénaturation partielle des

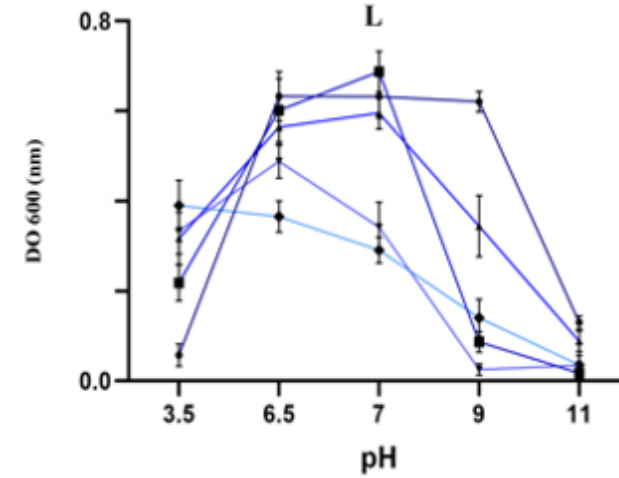
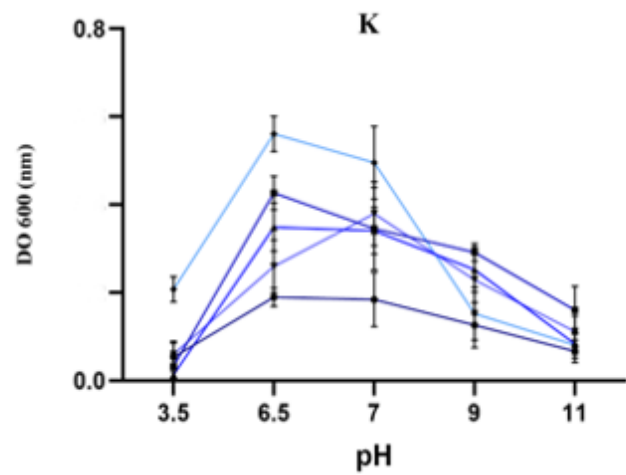
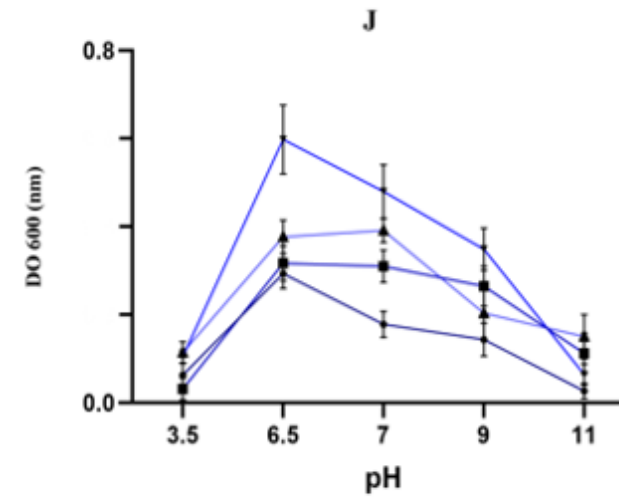
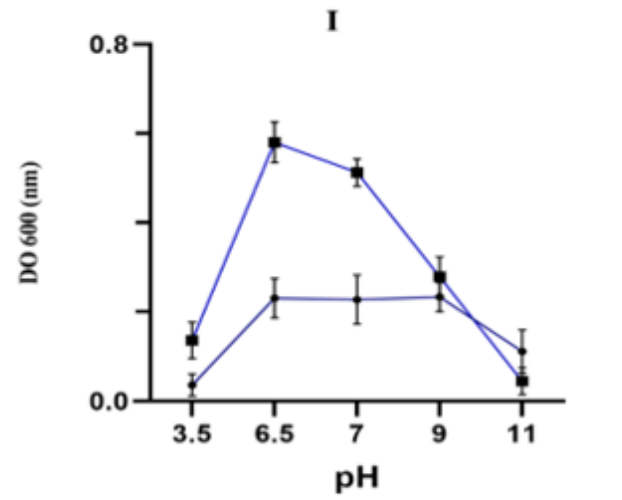
enzymes ou à une altération de la perméabilité membranaire, ce qui limite, par conséquent, la colonisation microbienne et l'adhésion à la surface du polymère (Lv et al. 2024; Nguyen et al. 2025; Suresh et al. 2025; Gupta et al. 2025).

Des observations similaires ont été rapportées par Zhang et al. (2024), qui a constaté une biodégradation optimale du polyéthylène par *Microbacterium esteraromaticum* SW3 à un pH proche de la neutralité (6,5). Cela souligne que la concentration protonique équilibrée favorise l'activité des hydrolases et des oxydases, responsables de la dépolymérisation du plastique. De même, Zade et al. (2023) ont montré que *Penicillium sp.* et *Aspergillus sp.* atteignent une dégradation maximale du polyéthylène dans des milieux légèrement acides (pH compris entre 5 et 6), ce qui confirme les résultats de la présente étude.

En conclusion, nos résultats démontrent que le maintien du pH du milieu de culture dans une plage quasi-neutre, spécifiquement entre 6,5 et 7, établit des conditions physico-chimiques optimales pour la colonisation microbienne et la dégradation enzymatique du PEHD, tandis que des pH extrêmes inhibent fortement ces mécanismes.







**Figure 32.** Effet du pH sur la croissance microbienne pour les groupes suivants : Bacillus (A–C), Pseudomonas (D–E), Enterobacter (F–G), Serratia (H), Lysinibacillus (I), groupe de bactéries Gram négatives (J), groupe de bactéries Gram positives (K) et isolats fongiques (L)

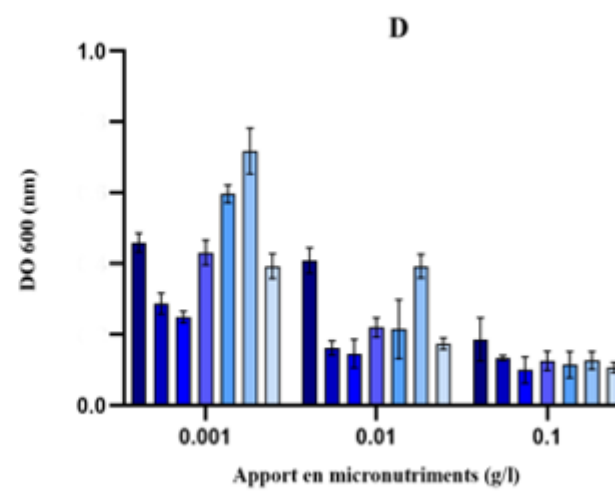
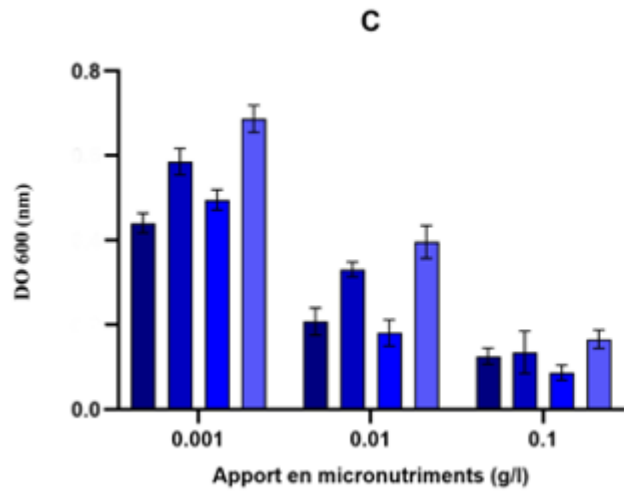
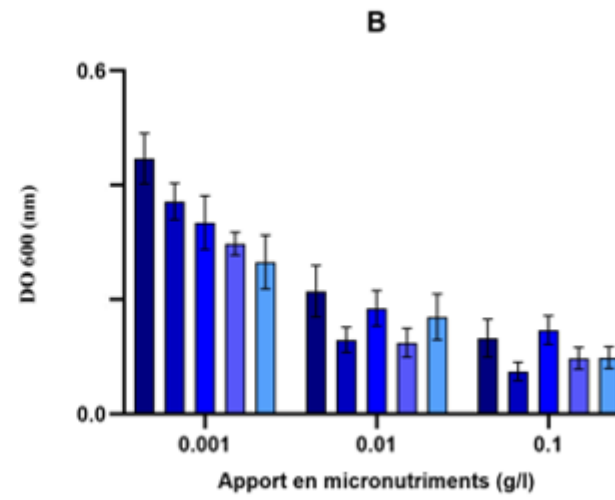
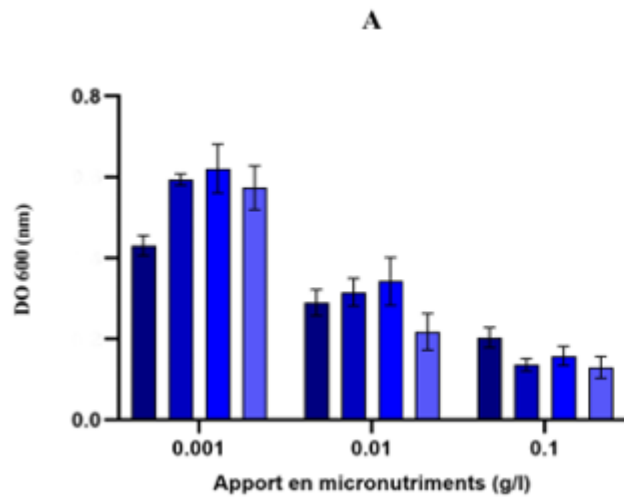
### 5.7. Influence des concentrations en micronutriments sur la dynamique microbienne et l'efficacité de la biodégradation du PEHD

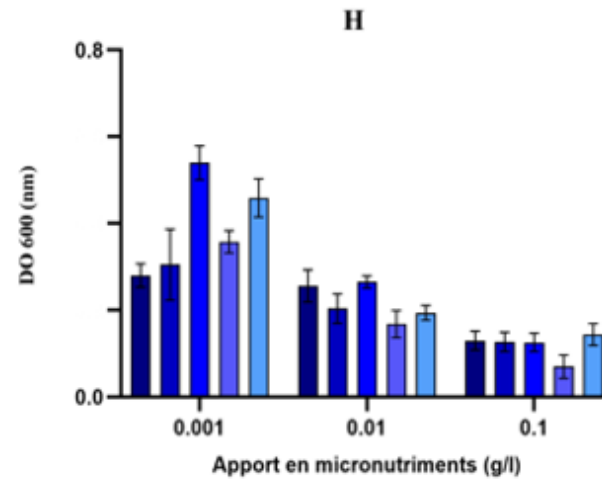
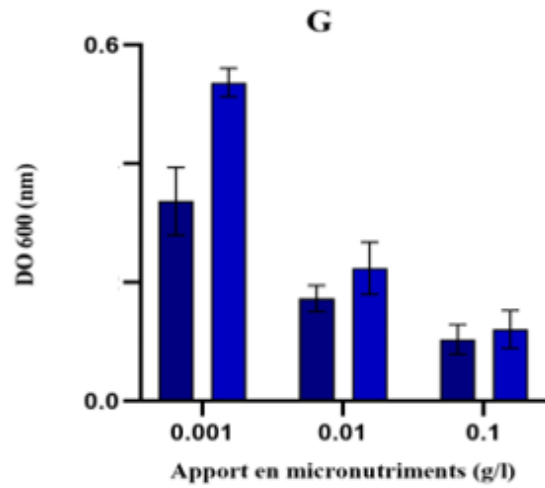
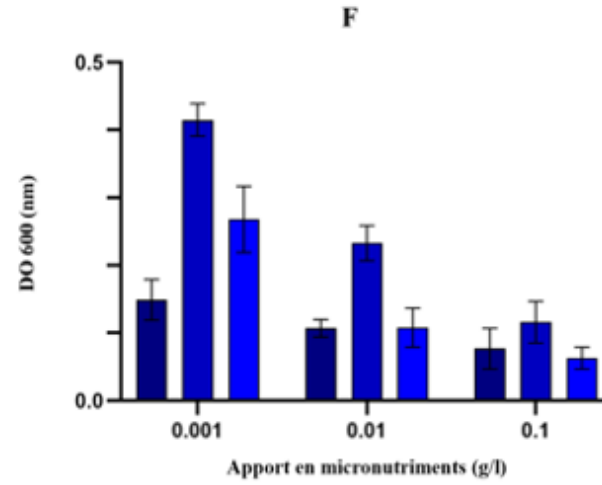
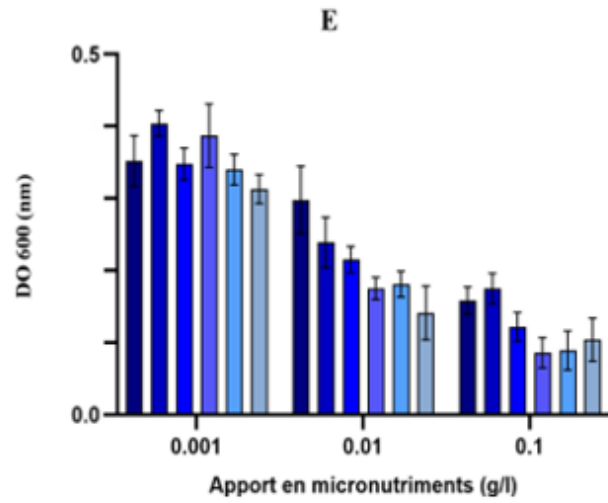
Les micronutriments sont des oligo-éléments indispensables, requis en faibles quantités, pour stimuler et réguler le métabolisme microbien et l'activité enzymatique de diverses enzymes impliquées dans les processus de dégradation biologique. L'ajout de ces oligo-éléments aux milieux de culture, même à de très faibles concentrations (en traces), est susceptible d'affecter de manière significative la prolifération microbienne et, par conséquent, d'impacter l'efficacité des mécanismes de biodégradation des polymères. Dans cette étude, l'effet de la concentration de quatre micronutriments, le  $Mn^{2+}$ , le  $Cu^{2+}$ , le  $Fe^{2+}$  et le  $Zn^{2+}$ , sur la croissance des souches microbiennes ainsi que sur le taux de biodégradation des films PEHD a été examiné. Chaque élément a été incorporé dans le milieu MMS, aux concentrations de 0,001, 0,01 et 0,1 g/l. Après 30 jours d'incubation, la densité optique, servant d'indicateur de la croissance microbienne, ainsi que le pourcentage de perte de poids des films PEHD, ont été évalués.

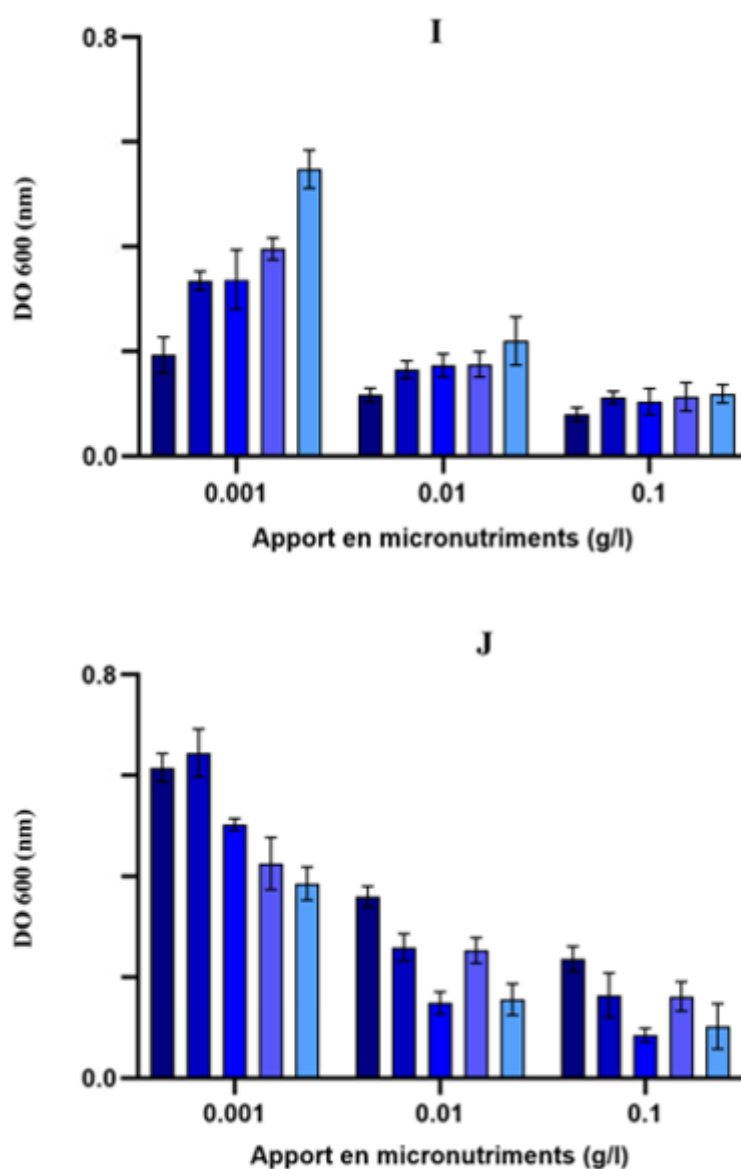
Les résultats présentés dans la figure 33 et l'annexe 3 ont montré que de faibles concentrations de micronutriments (0,001 g/l) amélioreraient de manière significative la croissance microbienne ainsi que le taux de biodégradation, par rapport à des concentrations plus élevées. La souche bactérienne PDWC5, la plus performante parmi celles évaluées, a démontré la plus forte capacité de dégradation, avec une perte de masse de  $2,56 \pm 0,39$  % à la concentration de 0,001 g/l. En revanche, des concentrations élevées en micronutriments ont entraîné une diminution notable tant de la croissance que de l'activité de dégradation. Une faible teneur en micronutriments active les systèmes enzymatiques impliqués dans les processus oxydatifs et hydrolytiques de dégradation du PEHD, tandis que des concentrations élevées peuvent exercer un effet toxique ou inhibiteur sur le métabolisme microbien (Gorghiu et al. 2004 ; Velázquez-Fernández et al. 2024).

Il convient de souligner que la majorité des recherches antérieures portant sur la biodégradation des polymères ont adopté une concentration de micronutriments de  $0,001 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$  dans un milieu minimal, teneur considérée comme optimale pour stimuler le métabolisme microbien. En effet, à ce niveau, ces éléments agissent comme cofacteurs des enzymes clés de la dégradation (Peng et al. 2022b ; Ali et al. 2023 ; Cabeza-Vásquez et al. 2025).

Conformément aux observations rapportées par Kiran et Kanchi (2015), selon lesquelles des concentrations inappropriées ou excessives de micronutriments entravent la biodégradation du PEBD par les isolats fongiques, les résultats de cette étude confirment que le maintien de faibles concentrations de micronutriments est essentiel pour préserver l'activité microbienne et optimiser l'efficacité de la dégradation du PEHD.







**Figure 33.** Effet de différentes concentrations de micronutriments sur la croissance microbienne lors de la dégradation du PEHD pour les groupes suivants : Bacillus (A–C), Pseudomonas (D), Enterobacter (E), Serratia (F), Lysinibacillus (G), groupe de bactéries Gram négatives (H), groupe de bactéries Gram positives (I) et isolats fongiques (J)

### 5.8. Effet des différentes sources de carbone sur la croissance microbienne et l'efficacité de biodégradation des isolats sélectionnés

L'influence de diverses sources de carbone supplémentaires (glucose, mannitol, saccharose et amidon, chacune à 1 %) sur la croissance microbienne et le taux de biodégradation du PEHD a été évaluée dans un milieu MMS, avec le PEHD comme substrat polymérique principal.

Les résultats obtenus (Annexe 3) montrent que le taux maximal de dégradation du PEHD n'a pas été amélioré par aucune source de carbone supplémentaire chez l'ensemble des souches testées. En revanche, la croissance microbienne a été significativement stimulée par l'ajout d'une seconde source de carbone (Dioxine) (figure 34).

Le profil de croissance des seize souches étudiées (CDHF3, CDHF3, CDHF27, PDW32, CDHF30, CDHD15, CDP17, CDHC3, CDHF20, CDP16, CDHD9 et CDP3) a été amélioré par l'apport de glucose. La souche CDHF10 a présenté l'absorbance (densité optique) la plus élevée dans le milieu contenant du PEHD et du glucose, avec une valeur optimale de  $0,685 \pm 0,041$ .

Des augmentations plus modérées de la croissance ont également été observées dans les milieux supplémentés en amidon ( $0,606 \pm 0,032$ ), en saccharose ( $0,546 \pm 0,031$ ) et en mannitol ( $0,472 \pm 0,049$ ), par rapport au milieu ne contenant que le PEHD comme unique source de carbone ( $0,391 \pm 0,055$ ).

Les souches microbiennes CDHF25, CDHD12, PDW6, et CDHF13 dépendent du saccharose comme principale source d'énergie et de carbone. La souche CDHF13 a montré une croissance optimale, avec la plus haute densité optique (DO) ( $0,814 \pm 0,029$ ) dans un milieu enrichi en saccharose, combiné à un film de PEHD. Cette valeur est supérieure à celles observées avec d'autres substrats : mannitol ( $0,773 \pm 0,031$ ), glucose ( $0,741 \pm 0,036$ ) et amidon ( $0,563 \pm 0,099$ ). Ces résultats sont nettement supérieurs à ceux obtenus lorsque le PEHD était utilisé comme seule source de carbone ( $0,349 \pm 0,028$ ).

Le mannitol constitue une source de carbone essentielle pour l'amélioration de la croissance des isolats suivants : CDP17, EVB2, PDW50, CDHF10, EVB8, CDHF6, CDHD7, PDW16 et CDHF28. Parmi ces souches, la souche la plus pertinente est PDW16, qui a montré une absorbance de  $1,063 \pm 0,15$ , supérieure à celle du glucose ( $0,853 \pm 0,031$ ), de l'amidon ( $0,712 \pm 0,020$ ), du PEHD ( $0,616 \pm 0,015$ ) et du saccharose ( $0,543 \pm 0,033$ ).

L'utilisation d'amidon comme source supplémentaire de carbone pour le PEHD a stimulé la croissance des isolats suivants : CDHD2, CDHF29, PDW24, CDHF22, PDW28. La croissance la plus marquée a été observée pour la souche PDW28, avec une absorbance maximale de  $0,727 \pm 0,035$ . Ce résultat

dépasse celui obtenu avec le mannitol ( $0,686 \pm 0,090$ ), le glucose ( $0,596 \pm 0,031$ ), le saccharose ( $0,527 \pm 0,035$ ) et le PEHD seul ( $0,401 \pm 0,014$ ).

Les souches fongiques ont présenté un profil de croissance plus diversifié, globalement amélioré par l'ensemble des sources de carbone additionnelles par rapport au PEHD, utilisé comme seule source de carbone.

La souche CDHC3 a montré une croissance accrue en présence de glucose et de saccharose, avec des densités optiques de  $0,747 \pm 0,034$  et  $0,768 \pm 0,011$ , respectivement. La souche CDHC6 a présenté l'absorbance la plus élevée, atteignant  $1,125 \pm 0,143$  en présence de saccharose comme source de carbone supplémentaire.

En ce qui concerne les souches PDWC5, PDWC7 et PDWC11, elles ont présenté un profil de croissance similaire, la stimulation la plus marquée étant obtenue avec l'amidon, atteignant des densités optiques de  $0,790 \pm 0,040$ ,  $0,607 \pm 0,031$  et  $0,694 \pm 0,047$ , respectivement.

Néanmoins, l'analyse comparative du taux de biodégradation de l'ensemble des souches, réalisée à la fois dans des milieux enrichis en sources de carbone exogènes et dans ceux utilisant le PEHD comme unique source de carbone, a révélé que toutes les souches évaluées présentaient la perte de masse la plus significative dans la condition où le PEHD constituait le seul substrat carboné. La souche PDW16 a enregistré la perte de poids la plus importante, atteignant  $3,15 \pm 0,54$  %, par rapport aux milieux supplémentés en PEHD + glucose ( $1,06 \pm 0,13$  %), PEHD + saccharose ( $0,35 \pm 0,14$  %), PEHD + mannitol ( $1,49 \pm 0,26$  %) et PEHD + amidon ( $0,70 \pm 0,07$  %).

Cette divergence entre la stimulation de la croissance microbienne en présence de substrats carbonés facilement assimilables et la dégradation maximale observée lorsque le polymère constitue la seule source de carbone reflète probablement un effet lié à la dynamique métabolique de l'utilisation des nutriments et à la régulation des voies enzymatiques impliquées dans la dégradation du PEHD.

Lorsqu'une source de carbone facilement assimilable est présente, il est probable que les micro-organismes privilégient l'exploitation de ces substrats rapidement biodisponibles pour soutenir leur croissance, plutôt que d'engager leur capacité métabolique à dégrader le polymère.

Il était en effet prévisible que le glucose et d'autres substrats riches en carbone simple favorisent la prolifération cellulaire et conduisent à une augmentation de la densité microbienne. Toutefois, cette stimulation de la croissance cellulaire n'a pas été accompagnée d'une amélioration proportionnelle du taux de dégradation du PEHD, ce qui suggère que la croissance cellulaire et la biodégradation du polymère sont des processus métaboliques distincts et non nécessairement corrélés (Kowalczyk et al.

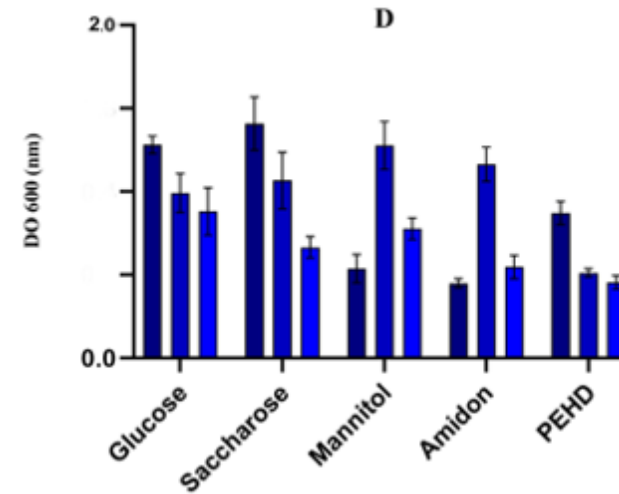
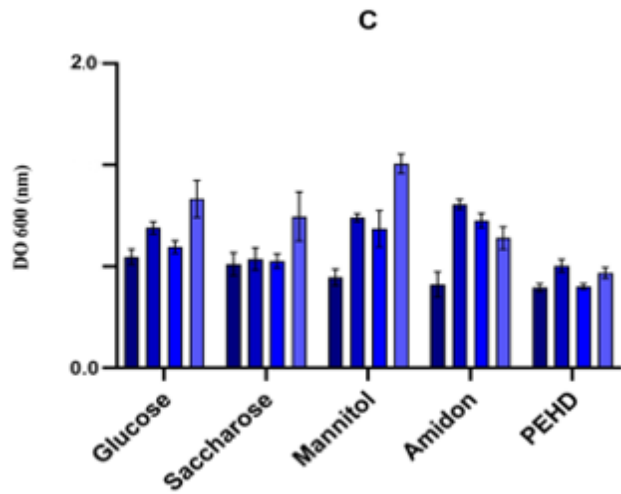
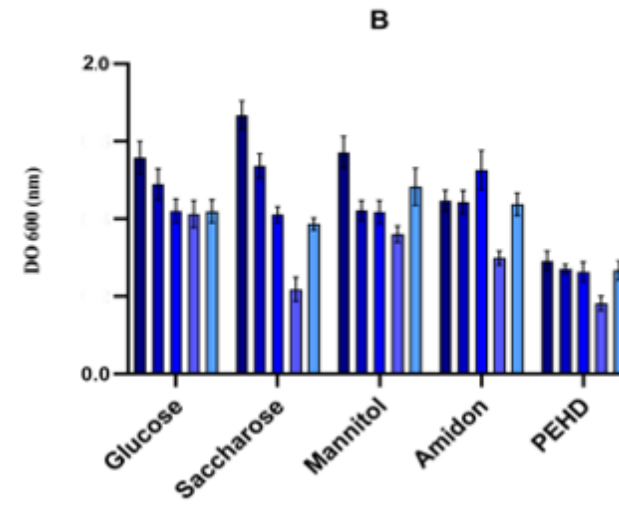
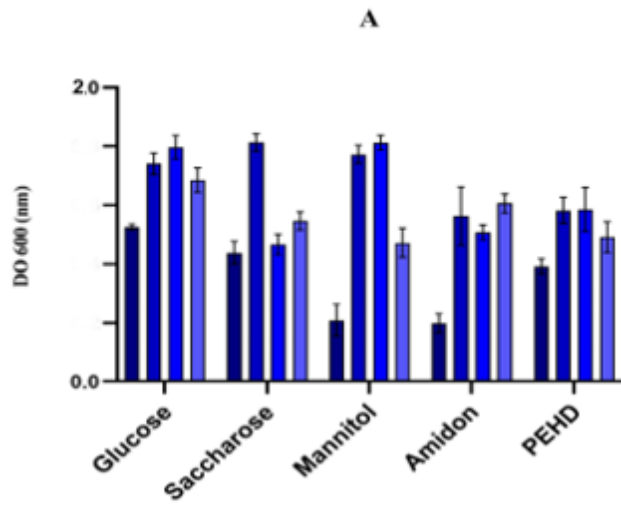
2016). Cependant, cette préférence métabolique est susceptible de réduire la dépendance des micro-organismes au polymère plus récalcitrant, ce qui se traduit par une perte de masse du PEHD relativement plus faible. À l'inverse, lorsque le PEHD constitue l'unique source de carbone, les micro-organismes sont susceptibles d'activer des voies de dégradation enzymatique plus intensives, spécifiquement ciblées sur le polymère, afin de subvenir à leurs besoins énergétiques et en carbone, ce qui se traduit par une perte de masse du polymère plus élevée, malgré une biomasse globale moindre.

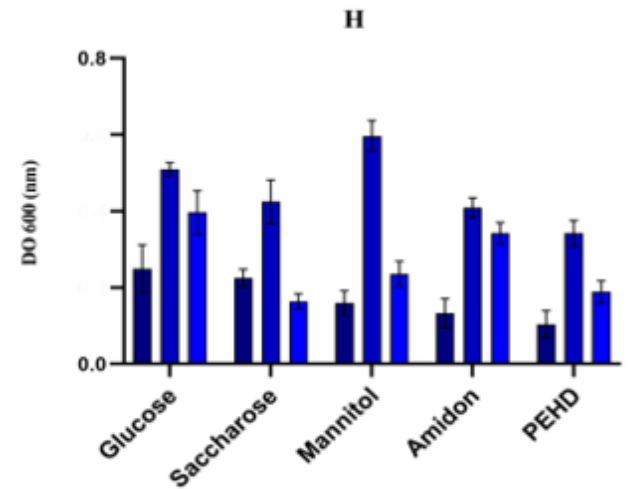
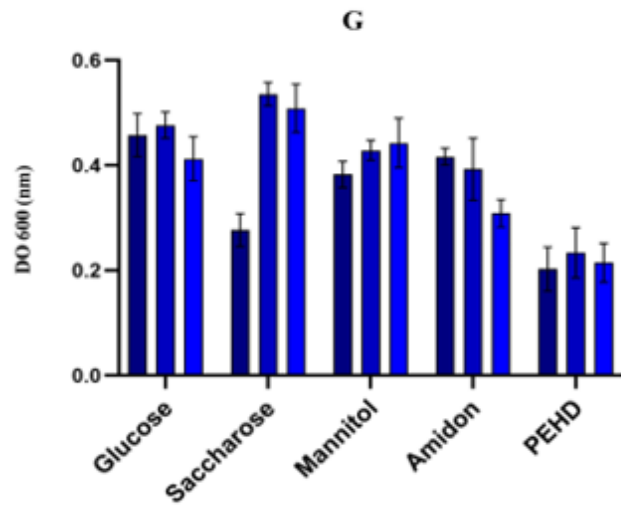
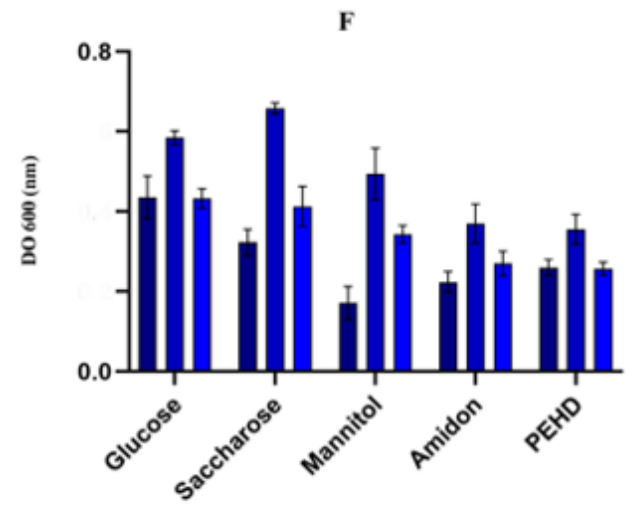
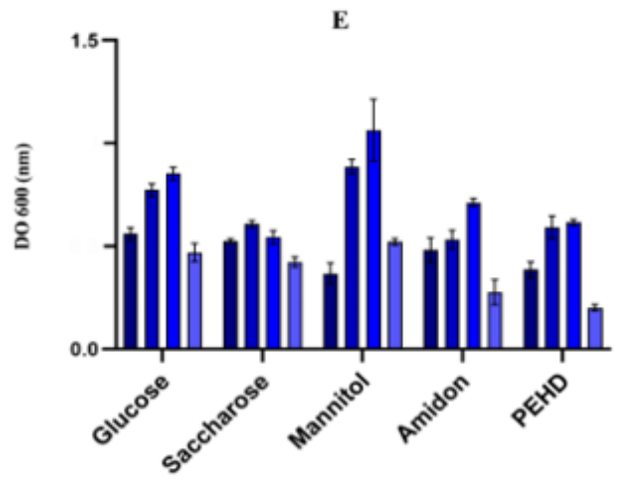
En conséquence, l'enrichissement du milieu en sources de carbone facilement assimilables ne semble pas améliorer l'efficacité de la biodégradation, mais plutôt favoriser la croissance et la prolifération microbienne, ce qui traduit un compromis entre la production de biomasse et l'activité de dégradation du polymère (Kowalczyk et al. 2016 ; Dey et al. 2020 ; Withana et al. 2025).

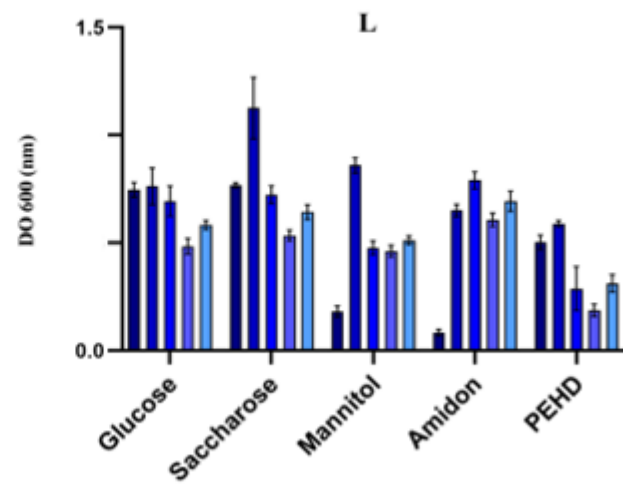
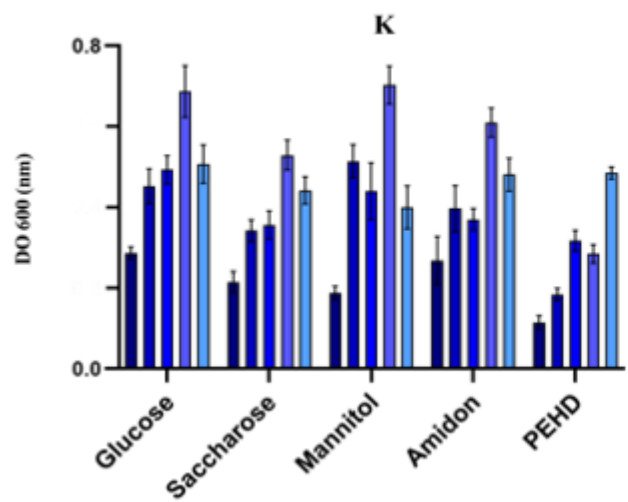
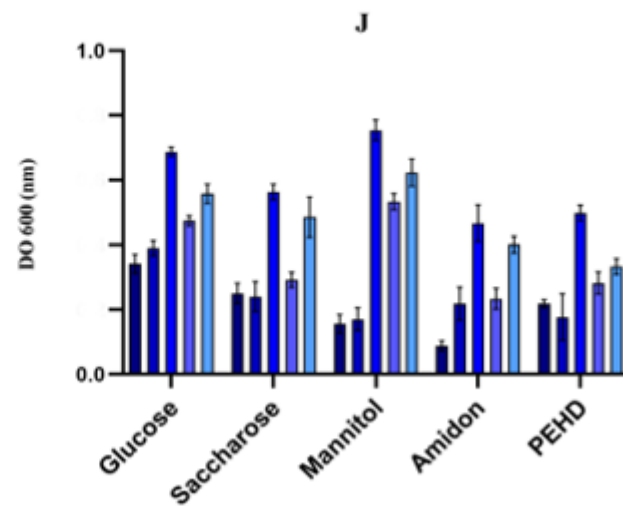
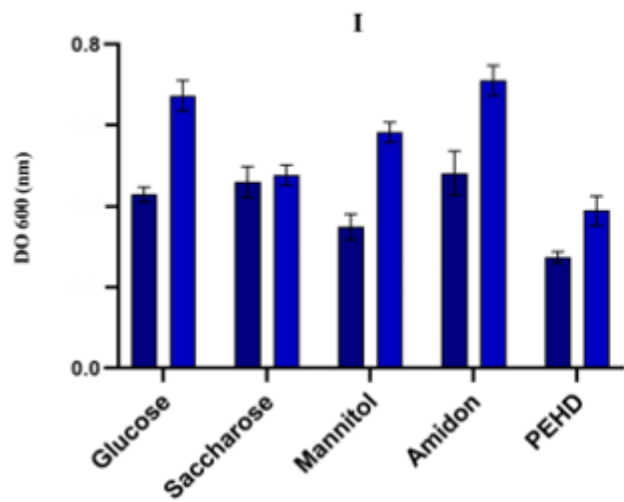
En outre, différents polymères peuvent présenter des comportements distincts en présence d'une source riche en carbone. Certains polymères biodégradables peuvent se dégrader plus rapidement et se fragmenter plus facilement en présence de glucose, tandis que d'autres peuvent se dégrader plus lentement ou voir leur dégradation inhibée. Cette variabilité peut être attribuée aux propriétés spécifiques et à la composition chimique des polymères (Jang 2002).

Nos résultats sont cohérents avec l'étude de Kowalczyk et al. (2016) qui a mis en évidence que l'ajout de glucose, en tant que source de carbone supplémentaire, parallèlement au PEBD durant la dégradation, favorisait la croissance de la souche *Achromobacter xylosoxidans* par rapport aux profils sans glucose. Cela démontre clairement que les souches ont dégradé le PEBD avec une efficacité accrue dans le cas sans apport de glucose que dans celui avec un apport de glucose et de PEBD.

Une étude sur la dégradation du plastique lors du compostage a également montré que l'apport de glucose, bien qu'il stimule la croissance microbienne en tant que substrat facilement métabolisable, réduit la vitesse de dégradation du polymère. Celle-ci était en effet plus élevée dans le traitement où le polymère était la seule source de carbone que lors d'une supplémentation en glucose à 5 % (Jang et al. 2002). Conformément à ces résultats, une autre étude a montré que la présence de glucose réduit le taux de biodégradation du polymère. Cette inhibition est attribuée à la préférence métabolique des communautés microbiennes pour le glucose, une source de carbone plus facilement assimilable que le plastique (Muthukumar et Veerappapillai 2015).







**Figure 34.** Effet de la source de carbone sur la dégradation du PEHD par différents groupes microbiens : Bacillus (A–C), Pseudomonas (D–E), Enterobacter (F–G), Serratia (H), Lysinibacillus (I), groupes de bactéries Gram négatives (J), groupes de bactéries Gram positives (K) et isolats fongiques (L)

### 5.9. Effet des différentes sources d'azote sur la croissance microbienne et l'efficacité de la biodégradation des isolats sélectionnés

Des recherches récentes ont démontré que la biodégradation des polymères synthétiques non biodégradables dépend étroitement de divers facteurs exogènes, notamment de la disponibilité de la source d'azote et des conditions de culture, qui jouent un rôle crucial. L'optimisation de la croissance et de la capacité de dégradation des souches microbiennes a ainsi été déterminée en fonction de l'apport de divers suppléments azotés, comprenant 1 % de peptone, d'extrait de levure et de  $\text{NH}_4\text{NO}_3$  (Figure 35, annexe 3). La dégradation maximale du PEHD par la plupart des souches a été observée en présence d'un extrait de levure. La souche PDWC5 a présenté le taux de biodégradation le plus élevé (3,7 %), suivie des milieux supplémentés en peptone (2,89 %), en PEHD seul (2,37 %) et en nitrate d'ammonium ( $\text{NH}_4\text{NO}_3$ ) (1,02 %). Ces résultats confirment le rôle prépondérant de l'extrait de levure en tant que source azotée et/ou facteur de croissance essentiel à l'efficacité de la biodégradation du PEHD par les souches microbiennes isolées.

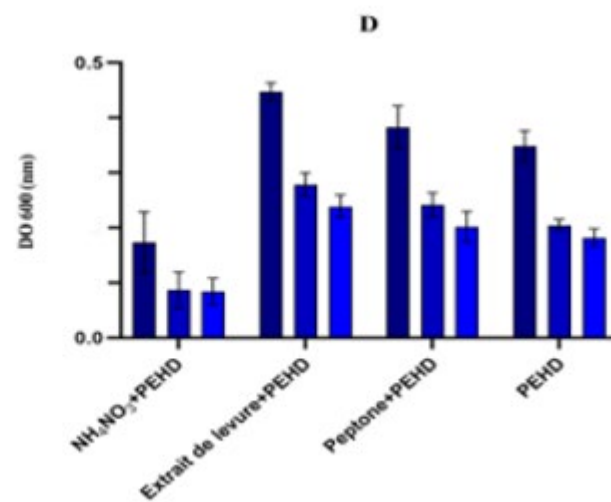
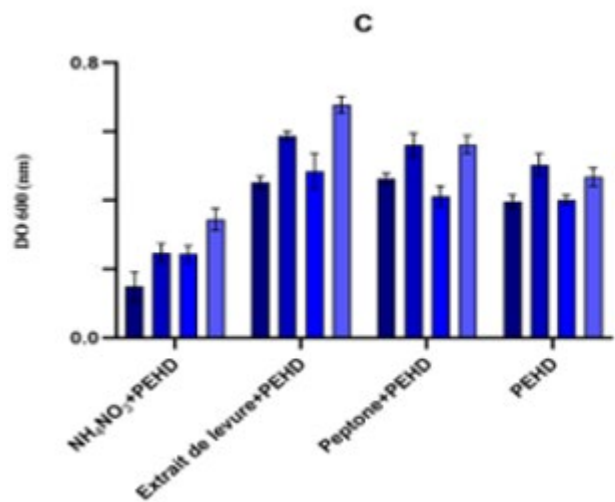
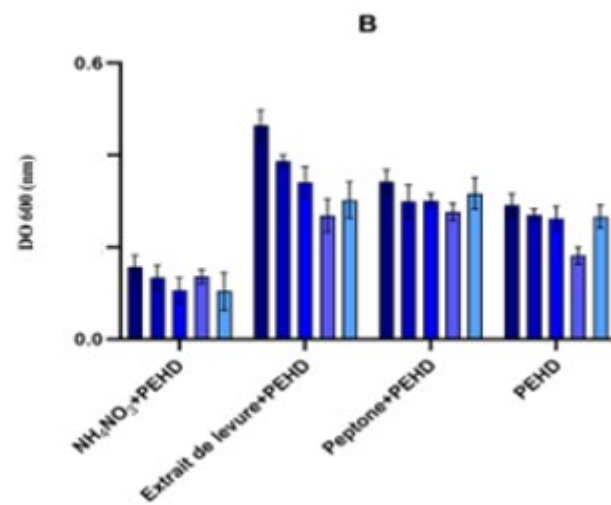
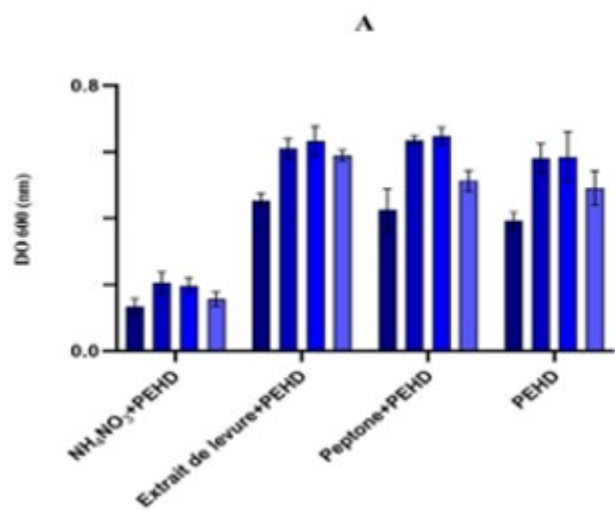
En présence de peptone, une augmentation de la perte de masse du PEHD a été observée chez tous les isolats. Les taux de dégradation obtenus étaient de  $1,05 \pm 0,24$  % pour PDW32,  $1,36 \pm 0,48$  % pour EVB12,  $1,60 \pm 0,63$  % pour CDHF13,  $1,64 \pm 0,48$  % pour EVB8,  $1,92 \pm 0,78$  % pour CDHF30,  $2,23 \pm 0,51$  % pour CDHF10 et atteignaient un maximum de  $3,40 \pm 0,89$  % pour la souche PDW16.

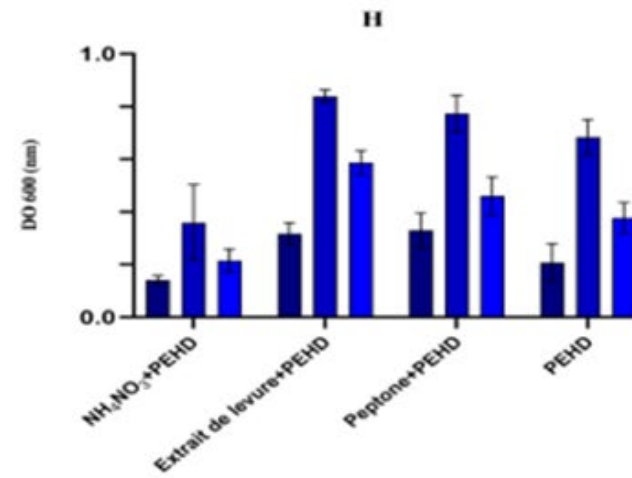
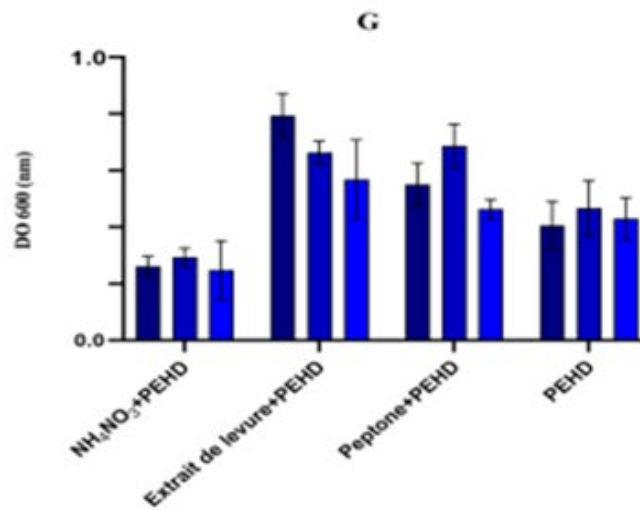
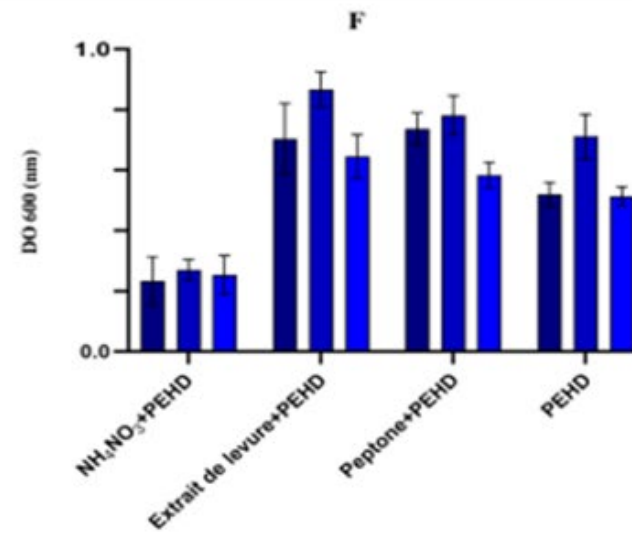
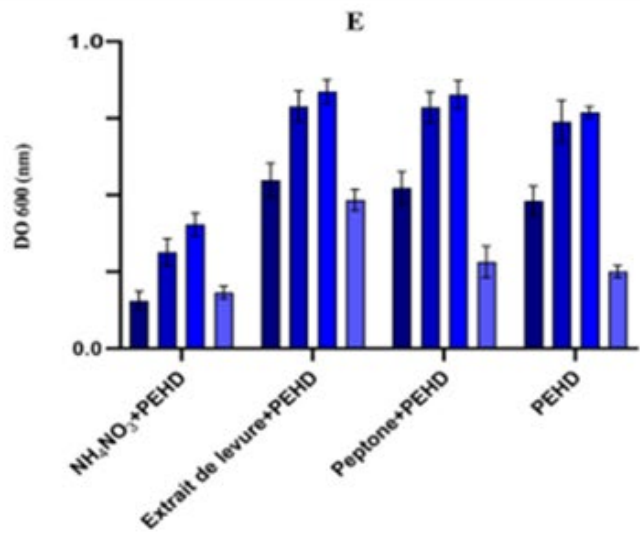
Les sources azotées jouent un rôle essentiel dans le métabolisme et la production d'énergie des micro-organismes, en tant que constituants majeurs des acides aminés, des nucléotides et des coenzymes. Ces composés sont indispensables à la croissance cellulaire et à la synthèse enzymatique, et agissent comme principaux catalyseurs des processus de biodégradation (Dzurendova et al. 2020 ; Christwardana et al. 2025). La composition du milieu de culture, notamment sa teneur en azote et en carbone, est un déterminant essentiel du maintien de la croissance microbienne et de la régulation de son activité métabolique (Batista et al. 2013 ; Pu et al. 2025). Les résultats obtenus ont montré que les milieux contenant de l'extrait de levure favorisent une croissance microbienne plus élevée et une dégradation du polymère plus importante que les milieux contenant uniquement du PEHD, ce qui suggère que le rapport azoté constitue un facteur clé dans la régulation à la fois de la prolifération microbienne et de l'efficacité de la dégradation (Hegazy et al. 2024). Des observations similaires ont été rapportées par d'autres études, indiquant que l'extrait de levure et les peptones stimulent plus

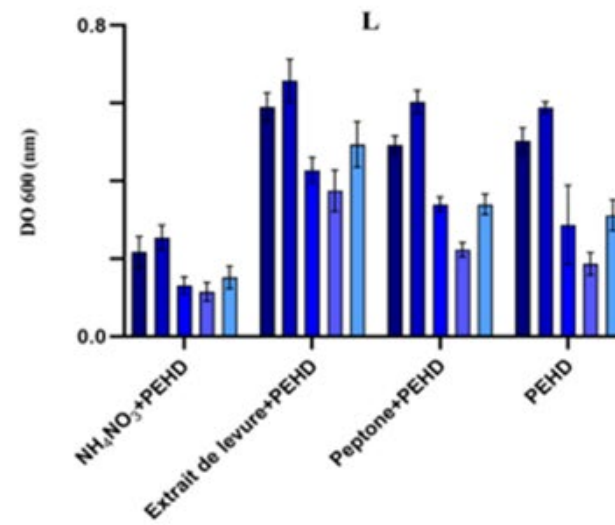
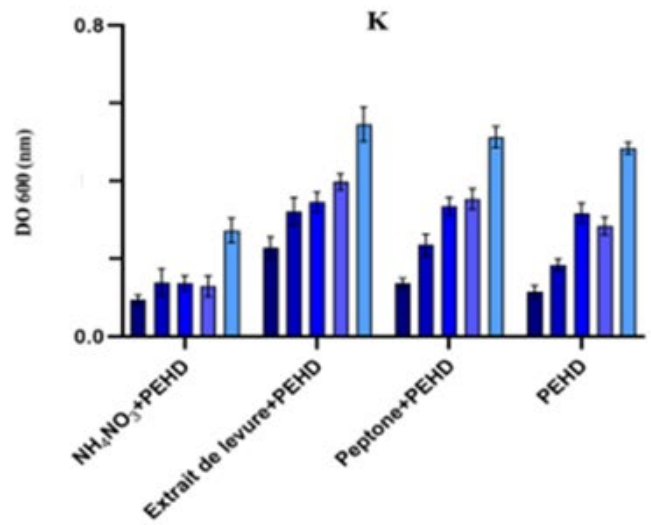
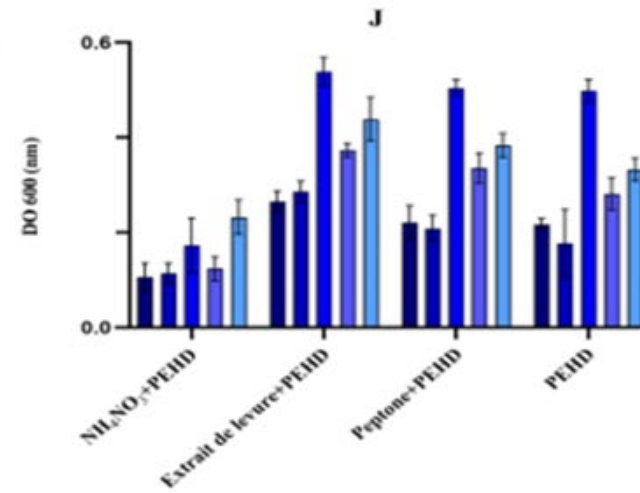
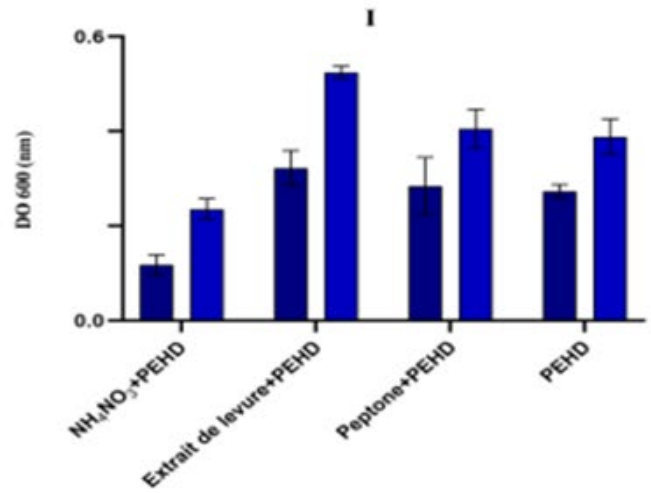
efficacement la croissance microbienne que d'autres sources d'azote (Batista et al. 2013). L'étude de Hegazy et al. (2024), portant sur la biodégradation des hydrocarbures, a également confirmé que la présence d'extrait de levure et de glucose favorise une formation accrue de biomasse et, par conséquent, améliore l'efficacité de la dégradation en raison de la disponibilité de facteurs de croissance et de coenzymes. De plus, l'extrait de levure peut servir à la fois de source d'azote et de phosphore, éliminant ainsi la nécessité d'un supplément de phosphore inorganique (Dzurendova et al. 2020). En soutien à ces observations, l'étude de Hamzah et Wong (2015) a démontré que *Bacillus megaterium* PIM-11 privilégie l'utilisation de l'extrait de levure comme source d'azote pour stimuler la croissance bactérienne et accélérer la dégradation du méthyl tert-butyl éther (MTBE), probablement en raison de l'absence d'accumulation de nitrites, généralement induite par la nitrification. Par ailleurs, cette étude a indiqué que d'autres espèces de *Bacillus* effectuent une nitrification aérobie sans générer d'intermédiaires d'oxyde nitreux, soulignant que non seulement la présence, mais aussi la forme de l'azote jouent un rôle fondamental dans l'efficacité de la biodégradation.

Enfin, l'hypothèse proposée par Bandopadhyay et al. (2023) soutient cette interprétation, en suggérant que l'apport en azote favorise la biodégradation du film de plastique en atténuant la limitation azotée, ce qui améliore l'activité microbienne et les processus de nitrification.

Enfin, ces résultats montrent que la nature et la biodisponibilité des sources azotées, notamment les sources organiques telles que l'extrait de levure et la peptone, constituent des paramètres cruciaux pour favoriser le métabolisme microbien ainsi que l'expression des enzymes responsables de la dégradation des polymères. Le rôle prédominant de l'extrait de levure, qui agit à la fois comme nutriment et comme activateur métabolique, se traduit par une augmentation de la biomasse microbienne et une amélioration notable de l'efficacité de la dégradation des polymères.







**Figure 35.** Effet de la source d'azote sur la dégradation du PEHD par les groupes microbiens : *Bacillus* (A–C), *Pseudomonas* (D–E), *Enterobacter* (F–G), *Serratia* (H), *Lysinibacillus* (I), groupe de bactéries Gram négatives (J), groupe de bactéries Gram positives (K) et isolats fongiques (L)

#### **6. Quantification du potentiel de dégradation du PEHD par les isolats sélectionnés, en mesurant la variation en pourcentage du poids du film**

Sur la base de la formation de zones claires autour des colonies et de leur degré d'hydrophobicité, 41 isolats bactériens et 5 isolats fongiques ont été sélectionnés pour une étude approfondie de leur potentiel de dégradation du PEHD sur 90 jours. La perte de poids est un paramètre largement utilisé dans le domaine de la biodégradation et constitue un indicateur clé pour évaluer l'efficacité de la dégradation d'un polymère (Montazer et al. 2020; Napoli et al. 2023).

La modification des propriétés physiques du polymère au cours de la biodégradation est associée à l'adhérence microbienne à sa surface. Comme la dégradation microbienne commence fréquemment à la surface et que la perte de masse du polyéthylène est proportionnelle à l'étendue de l'érosion enzymatique ainsi qu'à la fragmentation à cette interface, une réduction mesurable du poids indique une dégradation progressive de la chaîne carbonée du polymère (Das et Kumar 2015; Samanta et al. 2020; Biki et al. 2021). En l'absence de nutriments riches dans le milieu de culture, les souches microbiennes ont dû s'adapter à des conditions de croissance limitées et activer un système enzymatique capable de dépolymériser le PEHD en composés de plus faible poids moléculaire. Ce mécanisme leur a permis d'utiliser le milieu, enrichi en PEHD, comme seule source de carbone et d'énergie (Annamalai et Nallamuthu 2011; Devi et al. 2019; Montazer et al. 2020).

De plus, les micro-organismes augmentent leur biomasse par prolifération et accumulation à la surface du polymère, ce qui favorise l'altération progressive de son intégrité structurelle et entraîne finalement une réduction mesurable de son poids (Montazer et al. 2020).

Les isolats microbiens ont été mis en contact individuellement avec des films de polyéthylène, placés dans des flacons contenant le milieu MMS, pendant 90 jours. L'essai de biodégradation a consisté à mesurer la perte de masse des films de PEHD traités à intervalles de 15 jours.

PDW28 a présenté le taux de biodégradation le plus significatif après 90 jours, avec une perte de masse de 13,27 %. De plus, des niveaux modérés de biodégradation, caractérisés par une perte de masse comprise entre 5,64 % et 8,96 %, ont été observés pour les souches bactériennes EVB8 et CDHF25. Par ailleurs, l'isolat PDW32 a présenté la plus faible réduction de masse au sein du groupe *Bacillus*, avec 1,79 %.

De plus, la constante de vitesse d'élimination ( $K$ ) du PEHD par jour a été déterminée en supposant une cinétique de dégradation de premier ordre, ainsi que la demi-vie ( $t_{1/2}$ ) correspondante (Annexe 4). La souche présentant la plus forte perte de masse, EVB2, a montré une constante de  $0.0014 \text{ jour}^{-1}$ , correspondant à une demi-vie d'environ 498.1 jours, tandis que PDW32 a présenté une vitesse d'élimination de  $0,0003 \text{ jour}^{-1}$ , avec une demi-vie de 2297,7 jours.

Le genre *Pseudomonas* est largement reconnu pour sa capacité à métaboliser et décomposer divers polymères synthétiques. Les figures 36 D–E illustrent la perte de masse du PEHD induite par ce genre, avec une réduction comprise entre 4,97 % et 10,90 %. L'isolat CDHD7 a montré une augmentation progressive de la perte de masse entre le jour 15 (1,16 %) et le jour 45, suivie d'une accélération significative, atteignant une valeur maximale de 8.66% après 90 jours. En revanche, la souche CDHD23 a présenté un profil de dégradation plus lent, avec la plus faible perte de masse, soit 4,55 %. Les constantes de vitesse d'élimination étaient de  $0,0019 \text{ jour}^{-1}$  pour CDHD7 et de  $0,0006 \text{ jour}^{-1}$  pour CDHD23, correspondant à des demi-vies de 360,2 et 1077,7 jours, respectivement.

La figure 36F présente la perte de masse du PEHD dégradé par le genre *Enterobacter*, qui a montré des pertes de masse comprises entre 3,87 % et 9,31 %. Les isolats de ce groupe présentent un comportement de dégradation similaire. Toutefois, l'isolat CDHF15 se distingue par une progression plus marquée dès le 15<sup>e</sup> jour, avec une perte initiale de 1,88 % de la masse du polymère, qui atteint 5.48 % au 60<sup>e</sup> jour. Cette dynamique est suivie d'un ralentissement modéré, la dégradation maximale atteignant 7.05 % au bout de 90 jours. La constante de vitesse d'élimination correspondante est estimée à  $0.0012 \text{ jour}^{-1}$ , soit une demi-vie d'environ 568.8 jours.

Le groupe du genre *Serratia*, comprenant deux souches présentant des taux de dégradation de 2,18 % pour CDP16 et de 2,98 % pour CDHD9, a augmenté régulièrement au cours de la période étudiée (figure 36G).

Le genre *Lysinibacillus* demeure l'un des moins étudiés dans le domaine de la biodégradation des polymères synthétiques. Dans la présente étude, deux isolats de ce genre ont néanmoins démontré une capacité notable à dégrader le PEHD sur une période de 90 jours, tout en présentant des profils cinétiques contrastés. L'isolat CDP3 a enregistré la perte de poids la plus élevée, avec une progression modérée mais régulière de la dégradation du 15<sup>e</sup> au 90<sup>e</sup> jour. À l'inverse, la souche CDHF22 a montré une cinétique de dégradation particulièrement faible, avec une progression limitée de la perte de masse du PEHD, passant de 0,81 % à 2,54 % au bout de 90 jours d'exposition (figure 36 H). Les constantes de vitesse d'élimination calculées étaient d'environ  $0,0015 \text{ jour}^{-1}$  pour CDP3 et  $0,0004 \text{ jour}^{-1}$  pour CDHF22, correspondant à des demi-vies de 463,0 et 1612,5 jours, respectivement.

Un groupe de diverses bactéries Gram négatives (figure 36 I) a montré une capacité de dégradation du PEHD, comprise entre 3,2 % et 7,2 %. L'isolat CDHF4 a présenté la plus forte vitesse de dégradation, avec une perte de masse passant de 0,8 % au 15<sup>e</sup> jour à 10,2 % après 90 jours d'incubation. Cette dynamique indique une constante de vitesse d'élimination d'environ  $0,0018 \text{ jour}^{-1}$ , avec une demi-vie estimée à 390,2 jours.

Le groupe fongique se compose de trois genres distincts, *Aspergillus*, *Penicillium* et *Talaromyces*, dont les comportements métaboliques et les capacités de dégradation diffèrent (figure 36 K). Les souches fongiques ont entraîné une perte de poids du PEHD nettement plus importante que celle observée avec les souches bactériennes, ce qui indique une performance de dégradation plus marquée.

La souche CDHC3 a montré une diminution régulière du poids du PEHD jusqu'à 13,59 %, tandis que la souche CDHC6 a dégradé le film de PEHD jusqu'à 11,07 %. Les taux d'élimination correspondants étaient d'environ  $0,0027 \text{ jour}^{-1}$ ,  $0,0024 \text{ jour}^{-1}$  et  $0,0019 \text{ jour}^{-1}$ , pour des demi-vies respectives de 254,5, 284,8 et 355,5 jours.

La souche *Talaromyces sp.* PDWC5 a également provoqué une perte de poids notable après 90 jours, avec un taux d'élimination d'environ  $0,0026 \text{ jour}^{-1}$  et une demi-vie de 266,4 jours. Enfin, *Penicillium sp.* PDWC7 a entraîné une réduction plus 10 %, associée à un taux d'élimination de  $0,0023 \text{ jour}^{-1}$  et à une demi-vie de 307,3 jours.

Les variations observées dans les profils de dégradation au fil du temps reflètent les capacités adaptatives et enzymatiques distinctes des micro-organismes testés. Les souches présentant une réduction rapide de la masse du polymère semblent disposer de systèmes enzymatiques particulièrement efficaces et de biofilms bien établis, ce qui favorise une meilleure accessibilité au substrat (Howard et McCarthy 2023 ; Badzinski et al. 2025). À l'inverse, les isolats dont la dégradation est lente ou quasi constante pourraient exprimer une activité enzymatique plus faible, une colonisation limitée de la surface du polymère ou une affinité réduite pour les fractions plus cristallines et résistantes du matériau, ce qui se traduit par des pertes de masse régulières mais plus modestes (Restrepo-Flórez et al. 2014 ; Mohanan et al. 2020).

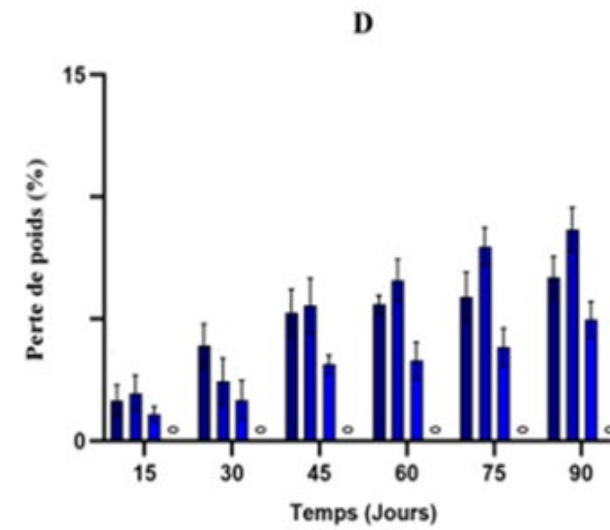
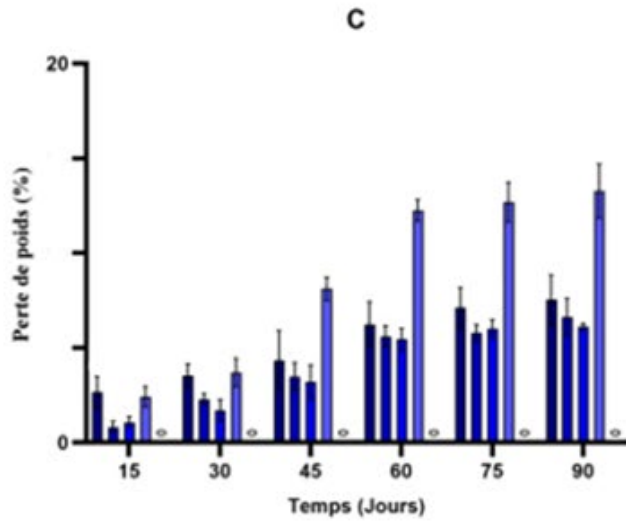
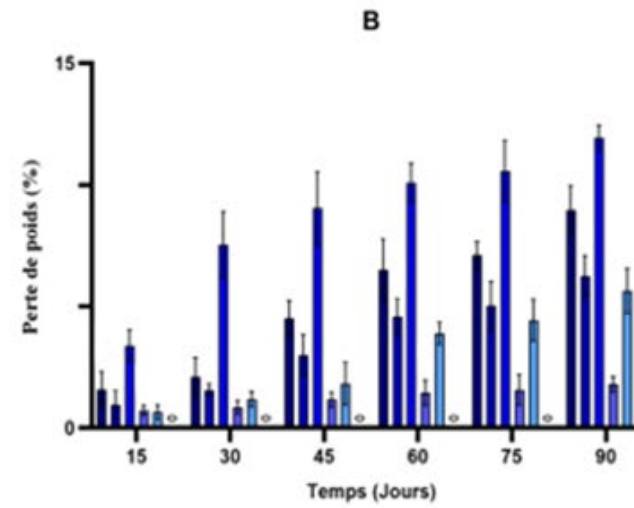
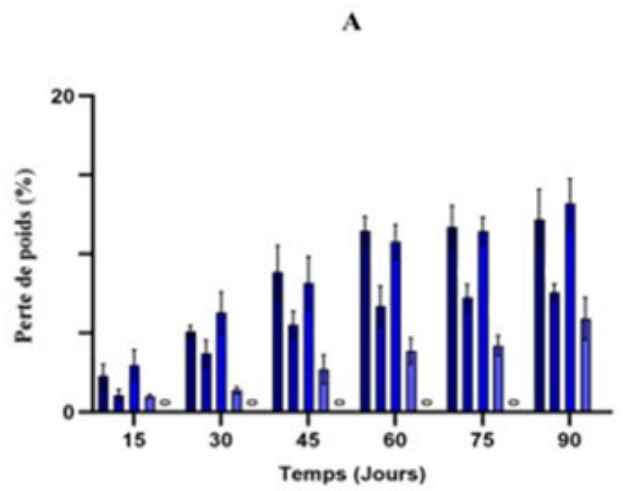
Selon la littérature, les souches les plus étudiées pour la dégradation du polyéthylène comprennent notamment *Bacillus sp.*, *Pseudomonas sp.*, *Aspergillus sp.*, *Penicillium sp.* et *Enterobacter sp.*, (Dhali et al. 2024 ; Radhi et Zaaen 2025).

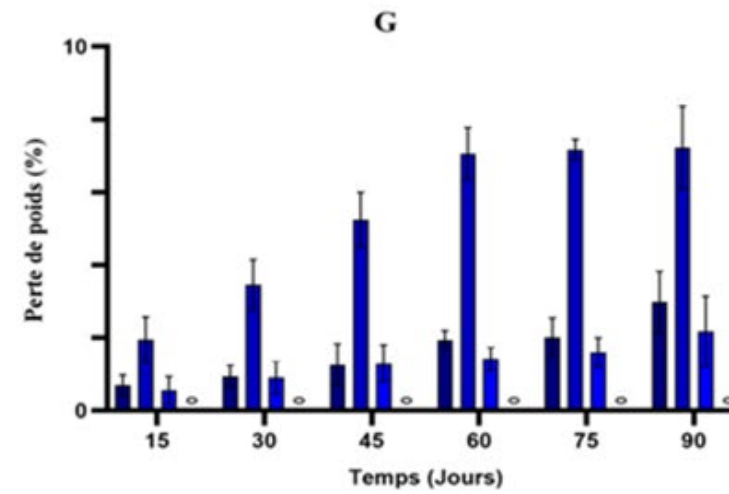
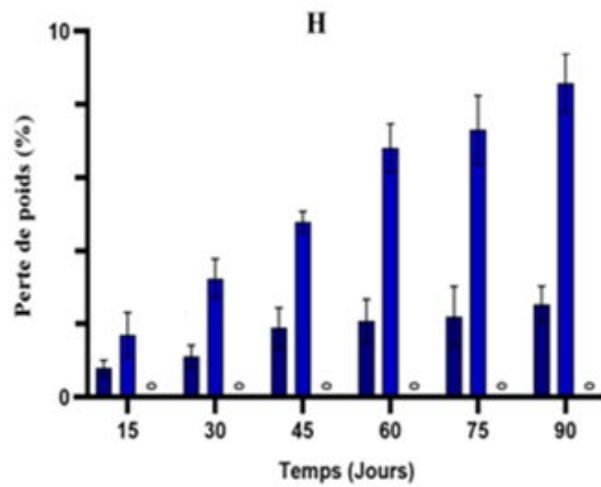
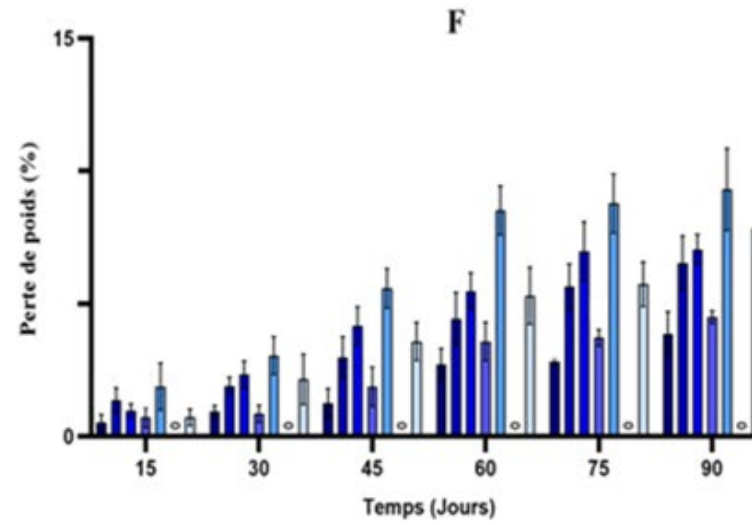
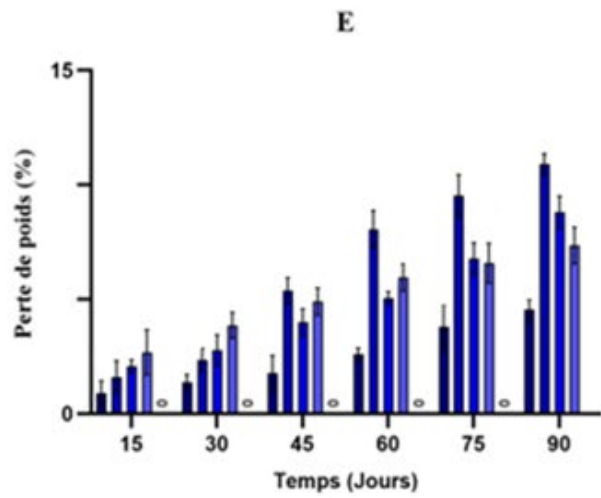
Singh et Gupta. (2015), ont rapporté une biodégradation de 15 % du PEBD par *Pseudomonas putida* sur une période de 90 jours. De même, *Pseudomonas stutzeri* a été montré capable de dégrader 8,28 %

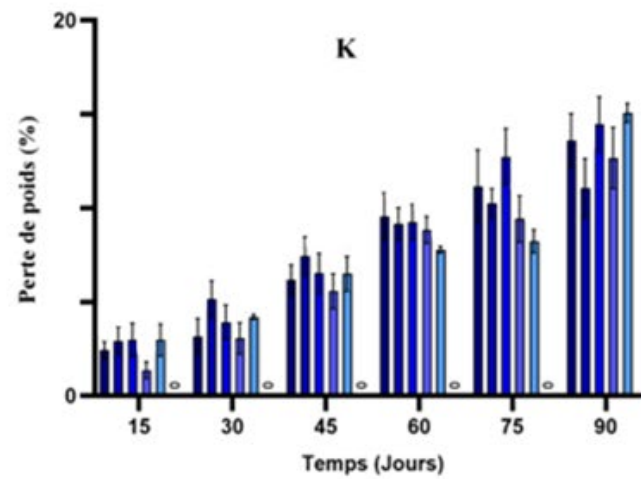
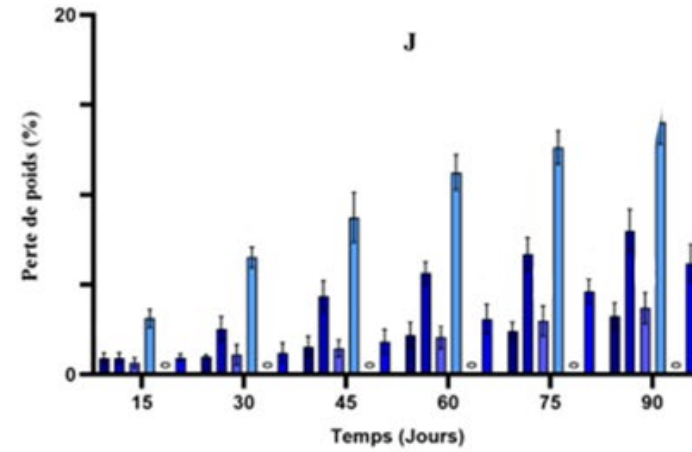
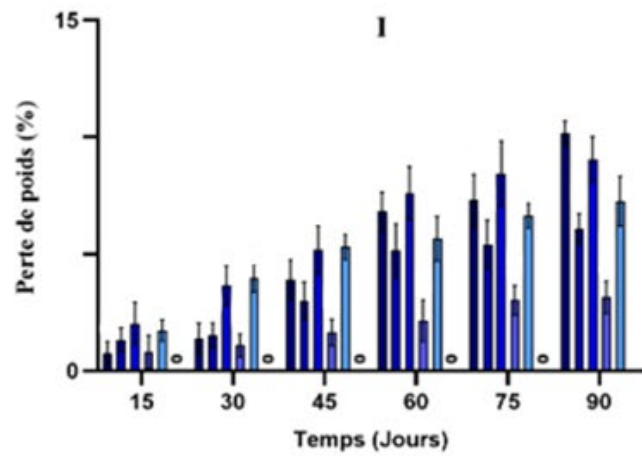
du PEHD après 90 jours (Hooda et al. 2023). Par ailleurs, Devi et al. (2019), ont observé qu'un isolat de *Pseudomonas* réduisait le PEBD de 7,33 % en seulement 30 jours. Les recherches de Sarker et al. (2020) ; Sun et al. (2024), ont démontré que les *Enterobacter* peuvent décomposer le polyéthylène : *Enterobacter cloacae* AKS7 a éliminé environ 9 % du PEBD en 45 jours, tandis qu'*Enterobacter hormaechei* a dégradé 14,7 % du PEHD prétraité sous UV en 60 jours. En outre, Devi et al. (2015) ont étudié la capacité d'*Aspergillus sp.* à dégrader le PEHD, observant une perte de masse comprise entre 6,02 % et 8,51 % sur 12 semaines, tandis qu'une autre étude a rapporté une réduction de 6,02 % après seulement 30 jours (Velramar et al. 2015).

Les souches étudiées dans le présent travail ont montré une dégradation significative du PEHD, supérieure à celle rapportée dans d'autres études portant sur des isolats bactériens issus de bouses de vache. Par exemple, Gupta et al. (2023a) et Sharma et al. (2024) ont observé des réductions de masse de 4,03 %, 1,88 % et 2,92 % pour *B. parabrevis*, *B. cereus*, *B. safensis* et *B. australimaris*, respectivement, isolés à partir d'excréments de vache.

Plusieurs études ont rapporté des variations significatives de la perte de poids des polymères, même lorsqu'elles portaient sur le même type de polymère et sur des genres microbiens similaires. Cette diversité peut s'expliquer par de nombreux facteurs, notamment les différences d'activité métabolique et enzymatique des isolats, leur origine, la densité de l'inoculum, la concentration de polymères, les conditions d'incubation, les traitements chimiques ou physiques antérieurs, ainsi que la capacité des cellules microbiennes à s'adhérer aux surfaces des polymères, ce qui favorise l'hydrolyse enzymatique et une minéralisation continue (Das et al., 2018 ; Hooda et al., 2023).







**Figure 36.** Taux de biodégradation des films de PEHD par les isolats microbiens sélectionnés : Bacillus (A–C), Pseudomonas (D–E), Enterobacter (F), Serratia (G), Lysinibacillus (H), diverses bactéries Gram négatives (I), diverses bactéries Gram positives (J) et souches fongiques (K). Les valeurs indiquent la moyenne  $\pm$  l'écart-type, basées sur trois répétitions indépendantes. La signification statistique des différences entre les groupes a été déterminée par une analyse de variance (One-way ANOVA) ( $p \leq 0,05$ ).

### **7. Analyse in vitro de la compatibilité inter-souches destinée à la constitution d'un consortium microbien fonctionnel**

L'utilisation de micro-organismes spécifiques pour dégrader, détoxifier, minéraliser ou transformer les polluants en composés non toxiques a été mise en œuvre afin d'atténuer ou de minimiser les impacts négatifs sur l'environnement (Nunes et al. 2024).

Les consortiums microbiens étaient principalement utilisés dans la fabrication de produits chimiques, pharmaceutiques et alimentaires, ainsi que dans diverses applications de biorémédiation (Sukmawati et al. 2021; Dugassa et al. 2021; Nunes et al. 2024).

Cependant, dans de nombreux cas, l'élimination d'un composé toxique ne peut être réalisée qu'en utilisant un consortium de micro-organismes aux fonctions variées et complémentaires. Les micro-organismes individuels ne peuvent généralement pas minéraliser suffisamment de composés, ce qui nécessite un co-métabolisme pour dégrader les déchets nocifs. Par conséquent, les études récentes sur la biorémédiation se sont principalement orientées vers les consortiums microbiens plutôt que vers des souches individuelles (Xu et Yu 2021; Li et al. 2023).

La sélection des micro-organismes comprend plusieurs étapes, dont l'identification des souches présentant l'activité métabolique ciblée, l'évaluation de leur compatibilité et de leur potentiel synergétique intersouches, ainsi que la validation de leur efficacité dans des conditions expérimentales simulant l'environnement naturel (Roell et al. 2019 ; Behera et al. 2021).

La compréhension des interactions potentielles entre micro-organismes est essentielle, car l'utilisation de souches compatibles, y compris celles présentant des effets synergiques, offre de nombreux avantages. Des études ont montré que la compétition entre champignons pathogènes des plantes et des bactéries cultivées dans le même milieu liquide peut modifier la production de métabolites secondaires et améliorer l'efficacité du biocontrôle (Wu et al. 2018 ; Roell et al. 2019 ; Fitriatin et Nurmala 2019).

Les études évaluant la compatibilité entre champignons et bactéries utilisent des protocoles in vitro de (double culture) pour détecter les interactions antagonistes et explorer les relations microbiennes

spécifiques, des informations cruciales pour le développement d'un consortium fonctionnel (shita et al. 2018; Shandeep et al. 2021). Vingt souches microbiennes ont été sélectionnées en fonction de leurs résultats de perte de poids afin d'évaluer leur compatibilité pour une croissance simultanée. L'objectif était de constituer un consortium microbien (MC1 à MC20), qui sera ensuite testé pour la biodégradation du PEHD (Tableau 9, Annexe 5).

Les résultats du test de compatibilité in vitro montrent que les isolats MC1, MC2, MC5, MC8, MC10, MC15, MC16 et MC18 sont compatibles et synergiques, sans effet antagoniste, comme l'atteste l'absence de zones d'inhibition autour des colonies. Cela indique que ces souches peuvent être cultivées ensemble dans le même milieu ou substrat, puis utilisées en culture mixte (Roy et al. 2024).

Plusieurs études ont utilisé le test de compatibilité comme outil essentiel pour sélectionner les combinaisons microbiennes les plus appropriées et fonctionnelles (Fu et al. 2016 ; Talapatra et al. 2017; Martinez-Delgado et Benítez-Campo 2024).

**Tableau 9.** Résultats du test de compatibilité des consortiums microbiens formulés, montrant les interactions compatibles et incompatibles entre les souches sélectionnées

<b>Consortium</b>	<b>Compatible/ Incompatible</b>
MC1	<b>Compatible</b>
MC2	<b>Compatible</b>
MC3	<b>Incompatible</b>
MC4	<b>Incompatible</b>
MC5	<b>Compatible</b>
MC6	<b>Incompatible</b>
MC7	<b>Incompatible</b>
MC8	<b>Compatible</b>
MC9	<b>Incompatible</b>
MC10	<b>Compatible</b>
MC11	<b>Incompatible</b>

MC12	<b>Incompatible</b>
MC13	<b>Incompatible</b>
MC14	<b>Incompatible</b>
MC15	<b>Compatible</b>
MC16	<b>Compatible</b>
MC17	<b>Incompatible</b>
MC18	<b>Compatible</b>
MC19	<b>Incompatible</b>
MC20	<b>Incompatible</b>

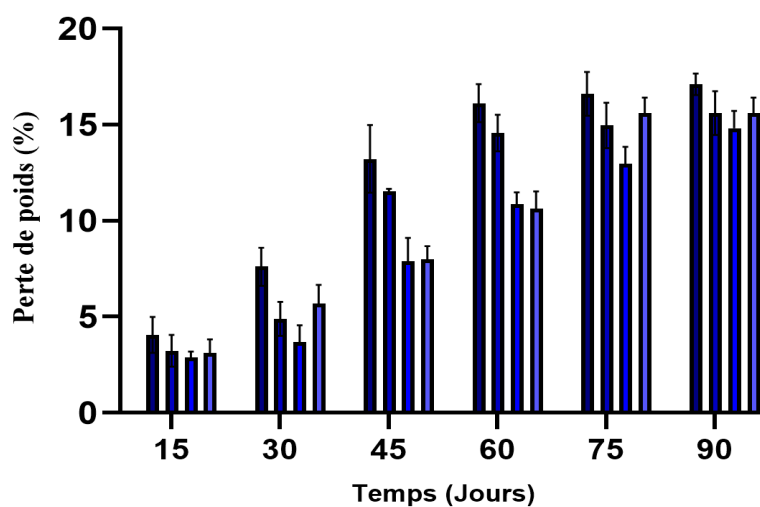
### 7.1. Analyse de la capacité des consortiums microbiens sélectionnés à dégrader le PEHD

L'association polymicrobienne, par rapport à l'utilisation de souches isolées, accroît l'efficacité de la biodégradation du polyéthylène. Une culture mixte induit généralement une synergie, se traduisant par la formation d'un biofilm plus important. Cette structuration microbienne accroît les capacités d'adhésion et de colonisation du substrat polymérique. Par ailleurs, cette synergie accroît l'hydrophilie de la surface du polyéthylène, ce qui rend le polymère plus vulnérable à la dégradation biotique (Skariyachan et al. 2021; Zhao et al. 2023; Zhang et al. 2023b). Des cultures individuelles de bactéries et de champignons ont été historiquement utilisées pour la biodégradation du polyéthylène et d'autres polymères. Cependant, cette approche présente des limites d'efficacité, surmontées par l'utilisation de consortiums microbiens, qui s'avèrent systématiquement plus performants dans ce processus. En effet, la dégradation des polymères implique plusieurs étapes nécessitant une catalyse et la formation de composés intermédiaires. Ces réactions successives exigent une diversité d'enzymes et de cofacteurs souvent inaccessibles à une seule souche. En outre, les consortiums microbiens présentent une complémentarité métabolique et enzymatique synergique, indispensable à la minéralisation complète du polymère (Soni et al. 2009; Shah et al. 2016; Skariyachan et al. 2021; Dsouza et al. 2021). À la suite du test de compatibilité, huit consortiums microbiens spécifiques ont été sélectionnés pour les essais de biodégradation du PEHD. La biodégradation a été évaluée par la mesure de la perte de masse du polymère sur 90 jours, à intervalles de 15 jours (**Figure 37**). Après incubation, tous les consortiums ont induit une perte de masse significative ( $p < 0,05$ ) par rapport au témoin et à leurs souches constitutives, tandis que le témoin n'a montré aucune variation de masse du film de PEHD. Les

consortiums fongiques-bactériens ont présenté le plus fort potentiel de dégradation. Le consortium MC5 a présenté la perte de masse la plus élevée par rapport aux monocultures. Cette différence met en évidence une interaction synergique entre les deux micro-organismes, entraînant une augmentation de la biodégradabilité du polyéthylène d'environ 2 fois. Après 90 jours d'incubation, le coefficient de dégradation ( $k$ ) et la demi-vie ( $t_{1/2}$ ) ont été calculés. Pour le consortium MC5, le taux de dégradation était d'environ  $0,0062 \text{ jour}^{-1}$ , correspondant à une demi-vie de 111,8 jours, tandis que les monocultures présentaient respectivement des taux de dégradation de  $0,0024 \text{ jour}^{-1}$  et  $0,0027 \text{ jour}^{-1}$ , avec des demi-vies de 292,2 et 254,5 jours, confirmant ainsi l'efficacité accrue de la dégradation en consortium.

Parmi tous les consortiums testés, MC15 a présenté la plus faible efficacité de biodégradation, avec un taux d'élimination de  $0,0027 \text{ jour}^{-1}$  et une demi-vie de 259 jours. En revanche, les consortiums fongico-bactériens MC1 et MC2 ont présenté des pertes de masse significativement plus élevées, respectivement de  $17,10 \pm 0,56 \%$  et  $15,60 \pm 1,14 \%$ . Les constantes cinétiques de dégradation pour ces consortiums étaient respectivement de  $0,0031$  et  $0,0028 \text{ jour}^{-1}$ , ce qui correspond à des demi-vies de 221,7 et 244,9 jours. Lors de la formulation des consortiums bactériens et fongiques, douze combinaisons se sont révélées incompatibles, entraînant des effets d'inhibition réciproque. Parmi les quatre consortiums purement bactériens évalués, seuls MC8 et MC10 ont été sélectionnés pour une. Le consortium MC10 a présenté la dégradation la plus importante parmi les consortiums bactériens, par rapport à ses souches constitutives cultivées individuellement. Les constantes de vitesse de dégradation des consortia MC10 et MC8 étaient respectivement de  $0,0042 \text{ jour}^{-1}$  et  $0,0032 \text{ jour}^{-1}$ , correspondant à des demi-vies de 165,0 et 217,1 jours. Les consortiums microbiens ont présenté la perte de poids la plus importante au cours de toute la période d'incubation, dépassant nettement celle des cultures individuelles. Dans le cadre de la biodégradation du polyéthylène, de nombreuses études ont mis en évidence que l'application de consortia microbiens, qu'ils soient bactériens, fongiques ou mixtes (bactério-fongiques), permet d'obtenir des taux de dégradation plus élevés que ceux observés avec des souches pures. Cette efficacité accrue résulte de synergies métaboliques entre les micro-organismes impliqués, favorisant des voies cataboliques complémentaires et une production coordonnée d'enzymes dégradatives (Richter et al. 2024). En particulier, les interactions bactéries-champignons jouent un rôle déterminant dans la modulation des performances communautaires, en stimulant la synthèse de métabolites spécialisés et en améliorant l'accessibilité du substrat polymérique. Ainsi, l'utilisation de consortia microbiens constitue une approche écologiquement durable et hautement efficace pour la biorémediation des polymères synthétiques (Shandeep et al. 2021; Nunes et al. 2024). Des résultats similaires ont été rapportés par Ogunbayo et al. (2019),

indiquant une réduction de 15 % du poids du PEBD par un consortium *Aspergillus-Pseudomonas*, isolé à partir de décharges, après 60 jours. De plus, une investigation menée par Skariyachan et al. (2021), sur la biodégradation du polyéthylène, utilisant un consortium novateur de *Pseudomonas* et d'*Enterobacter* isolés de bouse de vache, a révélé que cette association bactérienne atteignait une réduction pondérale de 64,25 % en 160 jours, surpassant significativement les cultures individuelles. Parallèlement, l'interaction entre des isolats de *Pseudomonas spp.* et *Paenibacillus spp.* Cela a été obtenu à partir d'échantillons de bouse de vache, entraînant une perte de masse de 43 % du PEHD en conditions thermophiles au bout de 120 jours (Skariyachan et al., 2017). Dwicania et al. (2019), ont souligné l'importance des cultures mixtes dans la dégradation du polyéthylène, en réalisant une réduction de poids de 7,31 % en 30 jours grâce à un consortium de *Pseudomonas aeruginosa* et de *Brevibacterium sp.* Par ailleurs, un consortium fongique composé d'*Aspergillus niger*, *Aspergillus flavus* et *Aspergillus oryzae* a démontré un potentiel significatif de dégradation du PEBD en 55 jours, ce qui s'est traduit par une réduction de 26,15 % de sa masse (Dsouza et al. 2021). De même, d'autres travaux ont rapporté un taux de dégradation significatif du PEBD de  $25,50 \pm 1,90$  % sur 30 jours d'incubation, obtenu par des souches bactériennes marines combinées (*Bacillus licheniformis*, *Bacillus subtilis* et *Paenibacillus xylanilyticus*) (El-Naggar et al. 2024). Une autre étude a montré que le consortium mixte composé de *Sarcina aurantiaca*, *Bacillus subtilis*, *Aspergillus flavus* et *Aspergillus niger* était efficace pour la biodégradation du polyéthylène sur 60 jours, avec une capacité de dégradation de 26,87 %, un taux d'élimination de  $0,0011 \text{ jour}^{-1}$  et une demi-vie prolongée de 577,5 jours (Maheswaran et al. 2023).



**Figure 37.** Perte de poids des films en PEHD, non traités et traités, après 90 jours d'incubation avec les consortiums microbiens sélectionnés. Les résultats sont exprimés en moyenne  $\pm$  SD ( $n = 3$ ). Les différences significatives entre les groupes ont été évaluées par le test ANOVA (one-way) ( $p \leq 0,05$ ).

## 8. Analyse des profils de croissance de souches microbiennes individuelles et de consortiums cultivés avec du PEHD

Le profil de croissance microbienne confirme la capacité des souches sélectionnées à utiliser le PEHD comme source de carbone unique pour leur prolifération, soulignant ainsi le potentiel remarquable des consortiums (Hussein et al. 2015 ; Dharshni et Kanchana 2021 ; Qin et al. 2022). Une augmentation significative du profil de croissance des souches individuelles et des consortiums a été confirmée par des mesures de DO comparées à celles du témoin.

Les courbes de croissance des souches du genre *Bacillus* (Figure 38 A–C) révèlent des dynamiques distinctes, reflétant des différences d'adaptation métabolique au substrat polymérique. De manière générale, toutes les souches présentent une phase de latence de 0 à 5 jours et atteignent leur DO maximale vers le 60<sup>e</sup> jour, ce qui indique une adaptation rapide au PEHD. À partir du 5<sup>e</sup> jour, les isolats entrent dans une phase exponentielle d'une durée de 5 à 15 jours, suivie d'une phase stationnaire.

Les souches CDHF13, CDHD18, PDW28, CDHD12, EVB8 et PDW32 présentent une croissance exponentielle entre le 5<sup>e</sup> et le 60<sup>e</sup> jour, atteignant des DO maximales de  $0,506 \pm 0,034$  ;  $0,579 \pm 0,014$  ;  $0,396 \pm 0,021$  ;  $0,416 \pm 0,019$  ;  $0,374 \pm 0,017$  et  $0,340 \pm 0,013$ , respectivement. En revanche, la souche CDHF25 poursuit son augmentation jusqu'au 75<sup>e</sup> jour, où elle atteint sa valeur maximale ( $0,601 \pm 0,025$ ). Après cette phase, toutes les souches entrent en phase stationnaire pendant 20 à 30 jours,

suivie d'une légère baisse du DO, marquant la transition vers la phase de déclin observée après 90 jours. À noter que la souche CDHD18 amorce une décroissance progressive dès le 60<sup>e</sup> jour.

Les souches CDHF3 et PDW1 ont présenté une augmentation progressive de la densité optique au cours des cinq premiers jours, indiquant une phase de latence courte (< 5 jours), suivie d'une longue phase exponentielle se prolongeant jusqu'au 75<sup>e</sup> jour, atteignant respectivement  $0,667 \pm 0,030$  et  $0,656 \pm 0,024$ . À l'inverse, d'autres souches ont montré une phase exponentielle plus modérée, d'une durée de 30 à 45 jours, avec des valeurs maximales de DO de  $0,377 \pm 0,018$  pour CDHF22,  $0,619 \pm 0,039$  pour CDHD2 et  $0,547 \pm 0,050$  pour CDHF30. Par la suite, l'ensemble des souches a atteint une phase stationnaire, ce qui traduit la stabilisation de la population après la phase d'adaptation initiale.

Par la suite, l'ensemble des souches a atteint une phase stationnaire, ce qui reflète la stabilisation de la densité cellulaire.

Les courbes de croissance des souches du groupe *Pseudomonas* (Figure 38 D–E) présentent une courte phase de latence de 5 jours pour les souches CDHD23, CDP10, CDHF20 et CDHF1, correspondant à leur période d'adaptation. La durée et l'intensité de la phase exponentielle varient selon les souches : CDHD23 et CDP10 présentent une croissance significative au 60<sup>e</sup> jour, suivies d'une phase stationnaire prolongée. À l'inverse, CDHF1 montre une augmentation marquée de la DO sur 45 jours, atteignant  $0,476 \pm 0,039$  avant une courte phase stationnaire, tandis que CDHF20 connaît une croissance progressive jusqu'au 75<sup>e</sup> jour. Par ailleurs, les souches PDW16, CDHD8 et CDHD7 présentent une phase exponentielle plus rapide, avec des durées variables, atteignant leurs DO maximales respectives au 30<sup>e</sup> jour. Après cette phase, elles entrent dans une phase stationnaire prolongée, sauf pour la souche CDHD8, qui décline rapidement. Les courbes de croissance des souches du groupe *Enterobacter* (Figure 38 F–G) montrent une augmentation progressive, avec une phase d'adaptation courte, de moins de 5 jours, suivie d'une phase exponentielle, au cours de laquelle elles atteignent leur profil de croissance maximal. Cette phase s'est étendue sur 60 jours avant l'entrée en phase stationnaire, caractérisée par une légère augmentation de la densité optique. Les DO maximales des souches CDHF30, CDP20, EVB12 et PDW6 ont été atteintes au 60<sup>e</sup> jour. En revanche, la souche CDHF6 a atteint sa densité optique maximale au 75<sup>e</sup> jour, tandis que la souche CDHF15 a enregistré une DO maximale de  $0,349 \pm 0,023$  au 45<sup>e</sup> jour, toutes deux durant la phase exponentielle.

Les courbes de croissance des souches du groupe *Serratia* (Figure 38.H), comprenant CDHD9, CDHF28 et CDP16, présentent un profil similaire, marqué par une phase de latence de 15 jours avant l'augmentation de la densité optique et le début de la phase exponentielle, qui s'étend de 30 à 60 jours.

La souche CDHF28 a atteint la densité optique maximale de  $0,464 \pm 0,025$  au 75<sup>e</sup> jour, tandis que CDHD9 et CDP16 étaient déjà en phase stationnaire.

Les courbes de croissance des souches du groupe *Lysinibacillus* (Figure 38.I) ont présenté des comportements distincts. La souche CDHF22 a présenté une légère augmentation de la densité optique entre le jour 0 et le jour 45, suivie d'une phase exponentielle rapide au cours de laquelle elle a atteint une DO maximale de  $0,244 \pm 0,022$  avant d'entrer en phase stationnaire. En revanche, la souche CDP3 a affiché un profil différent, avec une phase d'adaptation d'environ 15 jours, suivie d'une augmentation progressive de la densité optique, puis d'une phase exponentielle prolongée pouvant durer jusqu'à 45 jours, atteignant sa densité optique maximale au 75<sup>e</sup> jour.

Les courbes de croissance des souches de l'autre groupe de bactéries G- présentent des profils distincts (Figure 38.J). Les souches CDHF27 et CDHD5 présentent une phase exponentielle rapide durant 60 jours, suivie d'une courte phase stationnaire, puis d'une légère diminution de la densité optique, passant au 90<sup>e</sup> jour, respectivement. En revanche, la souche CDP17 a présenté une phase exponentielle soutenue jusqu'au 45<sup>e</sup> jour, suivie d'une phase stationnaire prolongée avec une légère augmentation de la DO, atteignant  $0,402 \pm 0,050$ . Par ailleurs, les souches CDP5 et CDHF4 ont présenté une phase de latence de 0 à 15 jours, suivie d'une phase stationnaire entre le 60<sup>e</sup> et le 75<sup>e</sup> jour, CDHF4 atteignant une densité optique maximale.

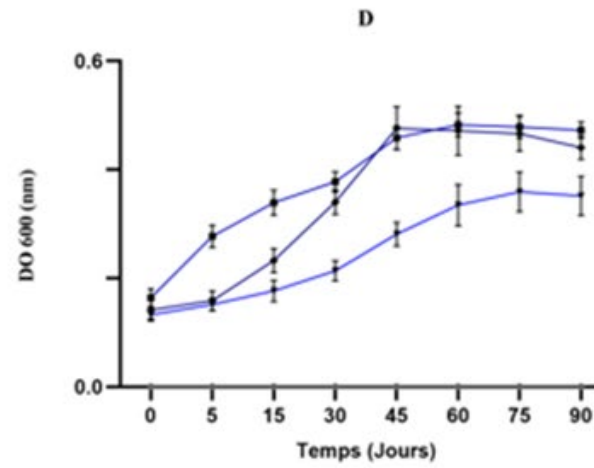
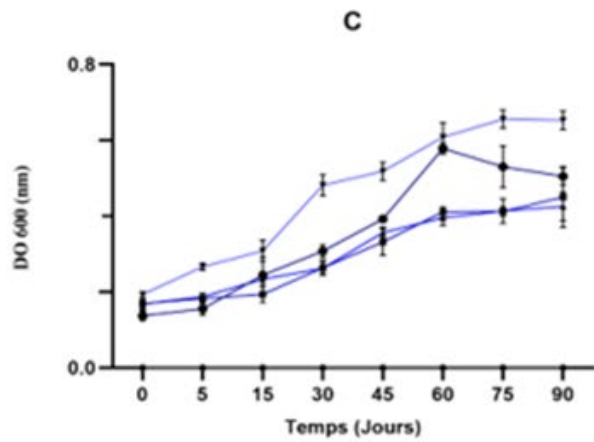
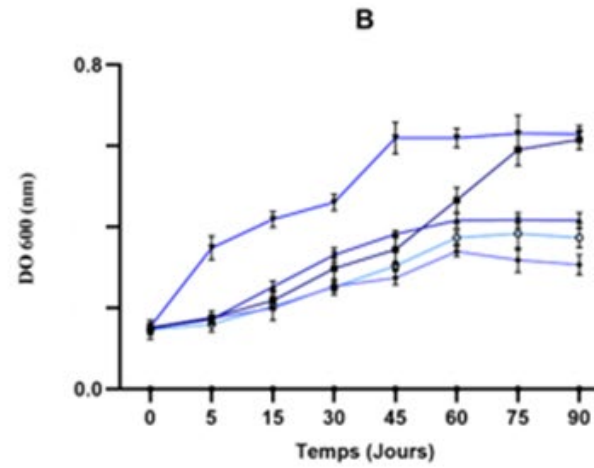
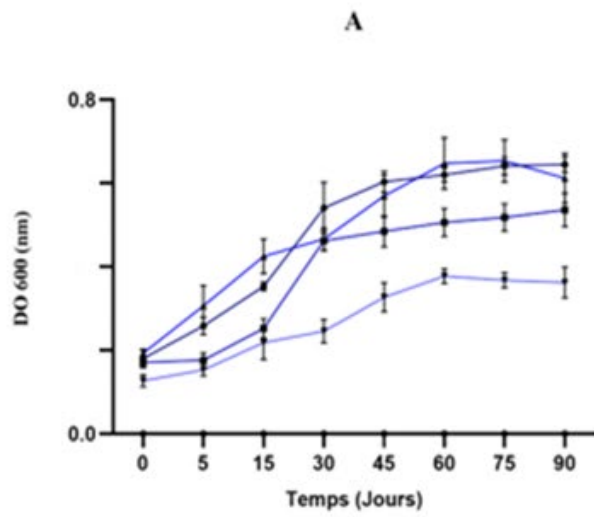
La figure 38.K présente les courbes de croissance des souches appartenant à différents genres bactériens du groupe Gram positif, qui présentent des profils très similaires. Les souches CDHF29, CDHF11, PDW50 ont présenté une phase d'adaptation de 0 à 5 jours, suivie d'une augmentation progressive jusqu'à atteindre une croissance maximale au 60<sup>e</sup> jour, avant d'entrer en phase stationnaire. En revanche, la souche EVB2 n'a montré aucune phase de latence et est entrée directement en phase exponentielle, avec une augmentation régulière de la densité optique durant la phase stationnaire.

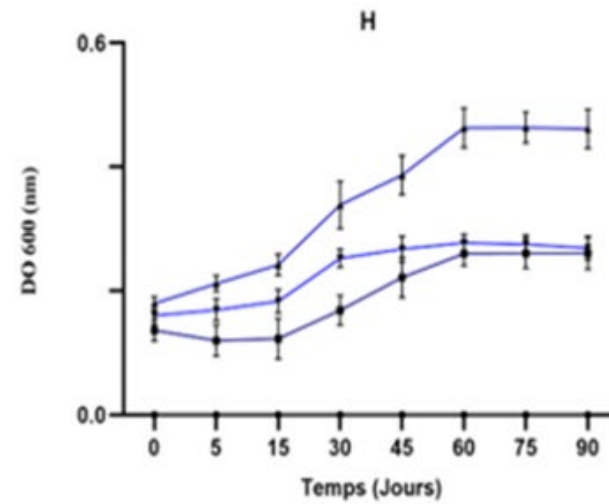
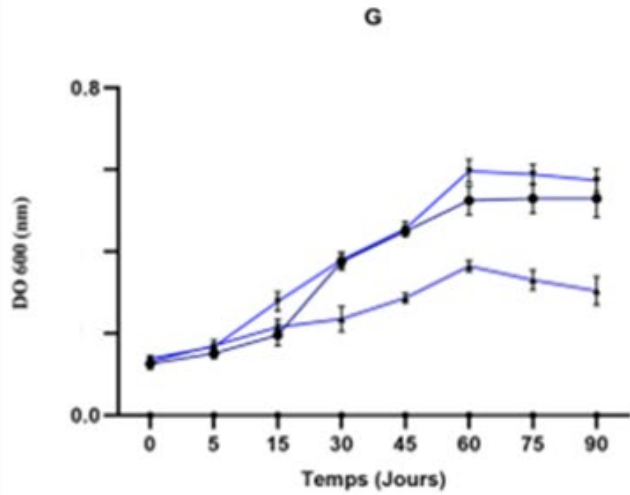
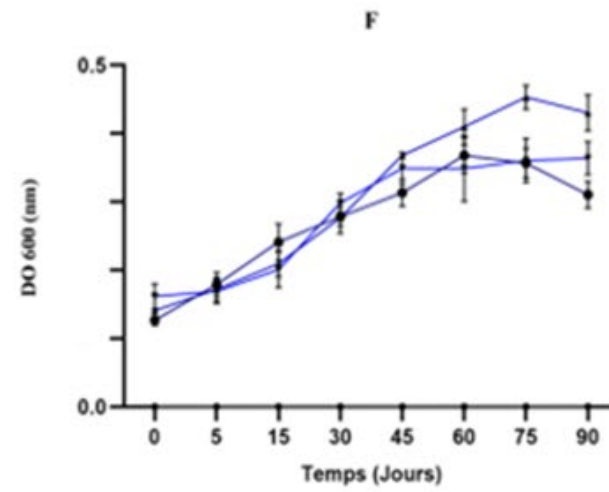
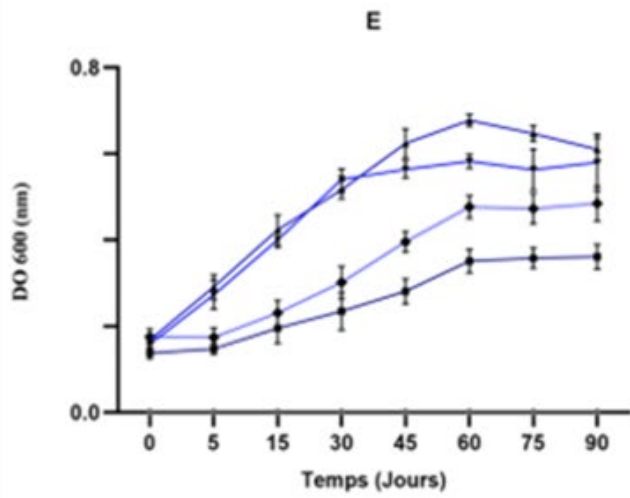
Les courbes de croissance des souches fongiques (Figure 38.L) ont montré une phase de latence de 5 à 15 jours, suivie d'une augmentation rapide de la densité optique pour toutes les souches, avant d'entrer en phase stationnaire, dont la durée variait selon les isolats. Les souches CDHC6, CDHC3 et PDWC5 ont présenté une phase exponentielle de 45 à 60 jours, atteignant des densités optiques de  $0,554 \pm 0,021$ ,  $0,575 \pm 0,040$  et  $0,358 \pm 0,028$ , respectivement. La souche PDWC11 a présenté la croissance la plus élevée au 60<sup>e</sup> jour, puis une légère augmentation jusqu'au 90<sup>e</sup> jour. De même, la souche PDWC7 a présenté une phase exponentielle d'environ 60 jours, atteignant une densité optique de  $0,422 \pm 0,030$ . Le groupe des consortiums a présenté un profil de croissance distinct de celui de ses souches constitutives, atteignant une densité optique nettement plus élevée (Figure 38).

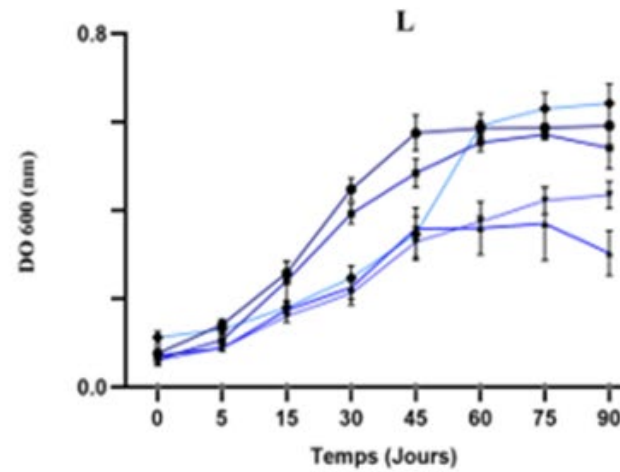
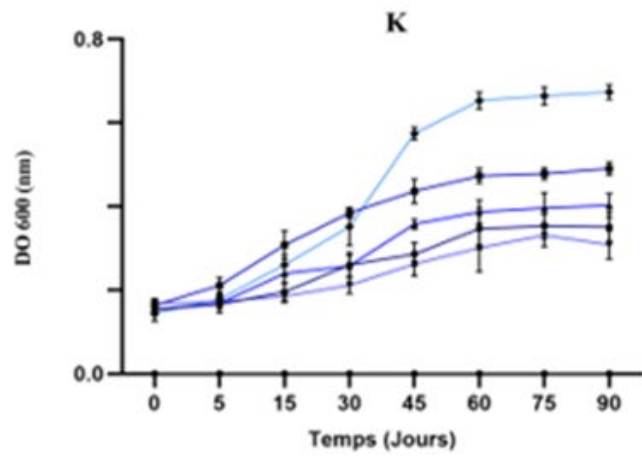
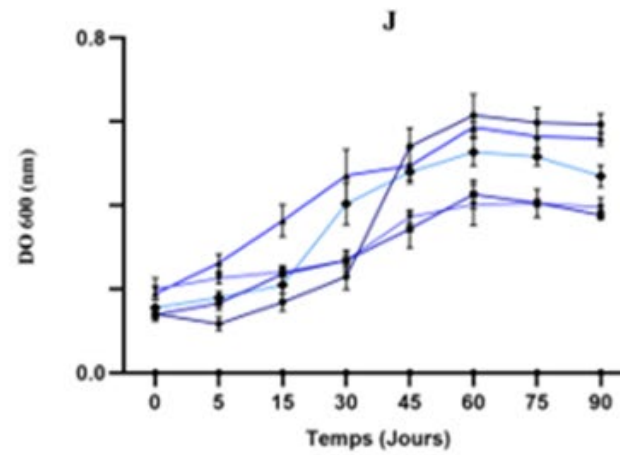
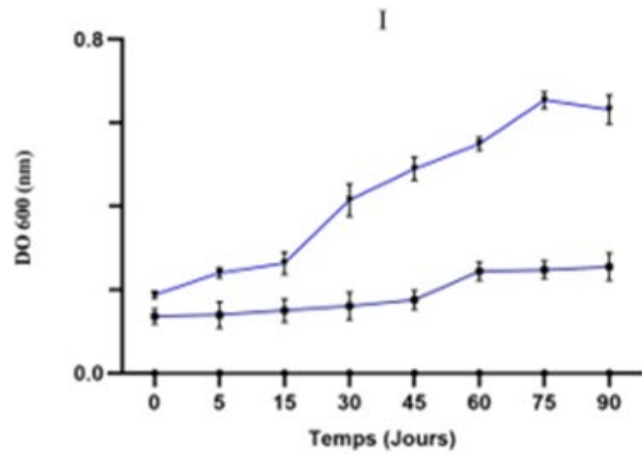
les consortiums MC1, MC2 et MC16 ont présenté une phase latente initiale de 5 jours, suivie d'une phase exponentielle s'étendant de 30 à 75 jours. Les consortiums MC15 et MC18 ont montré une phase de latence de 15 jours, suivie d'une phase exponentielle jusqu'au 60<sup>e</sup> jour, atteignant des densités optiques maximales de  $0,745 \pm 0,048$  et  $0,808 \pm 0,040$ , respectivement, avant d'entrer dans une phase stationnaire prolongée. Presque aucune phase de déclin n'a été observée pour les consortiums, et la coculture fongique-bactérienne a présenté la densité optique la plus élevée par rapport aux consortiums purement bactériens et à leurs souches constitutives. Ces données confirment les tendances observées lors de l'évaluation de la perte de poids du PEHD.

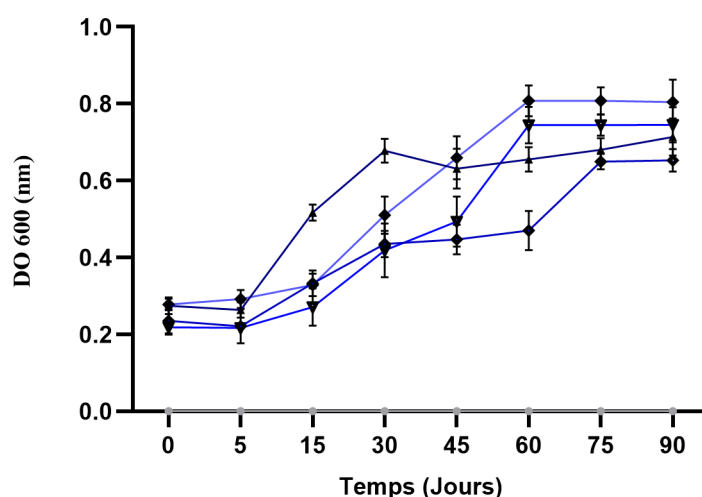
Les souches ont présenté des durées de latence variables, comprises entre 5 et 15 jours, indiquant une phase initiale d'adaptation aux conditions de culture. Cette étape implique probablement la formation d'un biofilm à la surface du polymère et l'induction des enzymes nécessaires à la biodégradation (Mückschel et al. 2012; Devi et al. 2019; Khandare et al. 2021a). Des études antérieures sur le profil de croissance des souches microbiennes lors de la dégradation des polymères ont montré que les premiers stades de croissance sont probablement soutenus par l'utilisation du carbone résiduel issu du milieu introduit avec l'inoculum. Cette phase favorise l'adhérence des bactéries aux surfaces plastiques. Par la suite, les micro-organismes déclenchent vraisemblablement le processus de dégradation en sécrétant des enzymes oxydatives, essentielles à l'oxydation des chaînes hydrocarbonées et à la dégradation du polymère. En outre, l'évaluation de la capacité d'adhérence des isolats aux hydrocarbures pourrait fournir des preuves supplémentaires de la colonisation microbienne à la surface du polymère (Auta et al. 2017 ; Mohamed et Narayanan 2024). Cependant, jusqu'au 30<sup>e</sup> jour, presque toutes les souches ont montré une phase exponentielle, atteignant leur pic de croissance entre le 60<sup>e</sup> et le 75<sup>e</sup> jour. Cette période, d'une durée de 45 à 60 jours, se caractérise par une augmentation du métabolisme microbien, due à l'interaction étroite entre le polymère et les cellules microbiennes. Ces résultats indiquent clairement que le plastique constitue une source de carbone, favorisant et soutenant la croissance microbienne. Le polymère dans le milieu de culture a fourni un carbone assimilable, stimulant les activités métaboliques des souches et entraînant une prolifération continue des micro-organismes tout au long de l'incubation (Kowalczyk et al. 2016; Auta et al. 2018; Seenivasagan et al. 2022; Mohamed et Narayanan 2024). Une courte phase stationnaire s'observe entre le 60<sup>e</sup> et le 75<sup>e</sup> jour, suivie d'une croissance lente et soutenue, probablement liée à l'épuisement progressif des nutriments résiduels. La légère diminution de la densité optique après le 75<sup>e</sup> jour pourrait résulter de l'accumulation de déchets et de métabolites toxiques, ou de modifications des conditions du milieu, créant ainsi un environnement moins favorable à la croissance microbienne (Al-Jailawi et

al. 2015; Singh et Gupta 2015; Auta et al. 2017). Les consortiums testés présentent une croissance plus graduelle, y compris au-delà de 90 jours, en phase stationnaire, par rapport à leurs souches individuelles. Cette observation pourrait être attribuée à une tolérance accrue du consortium au PEHD, ce qui entraînerait une augmentation significative du potentiel métabolique. De plus, elle indique que la période optimale d'interaction entre le polymère PEHD et les cellules microbiennes favorise un métabolisme efficace et durable (Bhatia et al. 2014; Auta et al. 2017). Les résultats de la présente investigation confirment ceux de l'étude de Zhang et al. (2023), qui a démontré une augmentation significative du profil de croissance du consortium bactérien NLJ-1 par rapport à ses souches individuelles de *B. cereus*, *B. parapsilosis* et *B. megaterium*, en utilisant le PEHD comme unique source de carbone pendant 60 jours d'incubation. Cette étude souligne l'importance des co-cultures dans la régulation de l'accumulation d'intermédiaires toxiques et le maintien durable de l'activité enzymatique. Une tendance similaire a été rapportée par Yao et al. (2022) lors de la dégradation du PEBD par des espèces de *Bacillus*, avec une phase exponentielle débutant le sixième jour, atteignant la croissance optimale le douzième jour et se maintenant jusqu'au trentième jour. De même, Khandare et al. (2021b) ont observé que la croissance de bactéries marines lors de la dégradation du PVC diminuait légèrement après le dixième jour, la croissance restant stable par la suite, probablement en raison de la limitation en nutriments et de l'épuisement du milieu.









**Figure 38.** Profil de croissance des souches individuelles et des consortiums lors de la dégradation du PEHD, observé à intervalles de 15 jours : *Bacillus* (A–C), *Pseudomonas* (D–E), *Enterobacter* (F–G), *Serratia* (H), *Lysinibacillus* (I), diverses bactéries Gram-négatives (J), diverses bactéries Gram-positives (K), souches fongiques (L), consortiums (M–N). Les valeurs sont exprimées en moyenne  $\pm$  SD, à partir de trois répétitions indépendantes.

## 9. Suivi des variations du pH pendant la biodégradation du PEHD

Lors de la dégradation des polymères de PEHD, les micro-organismes sécrètent des enzymes extracellulaires et intracellulaires, qui jouent un rôle déterminant dans les variations du pH du milieu de culture (Samanta et al., 2020 ; Hossain et al., 2024). Par conséquent, le suivi du pH a été établi dans cette étude comme un marqueur cinétique et indicatif de la progression de la biodégradation. Cette variation du pH est directement corrélée à l'efficacité des activités métaboliques et enzymatiques des souches impliquées dans la dégradation. Le pH constitue un paramètre essentiel qui influe sur la croissance microbienne, la stabilité enzymatique ainsi que l'efficacité catalytique, et sa variation permet d'appréhender l'ampleur et la dynamique du processus de dépolymérisation (Das et Kumar, 2015 ; Ojha et al., 2017 ; Singh et al., 2024).

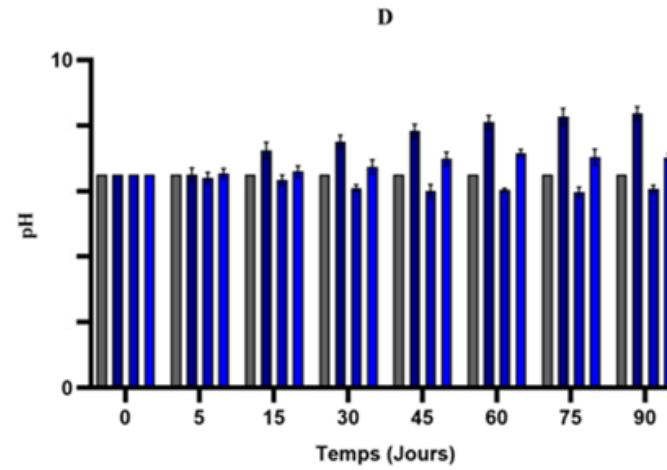
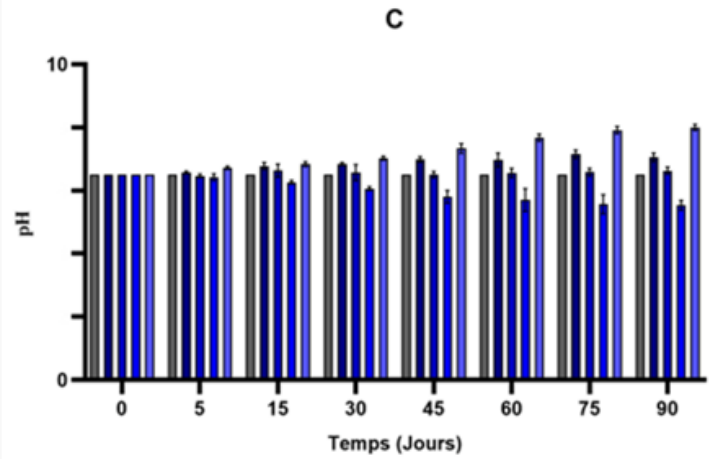
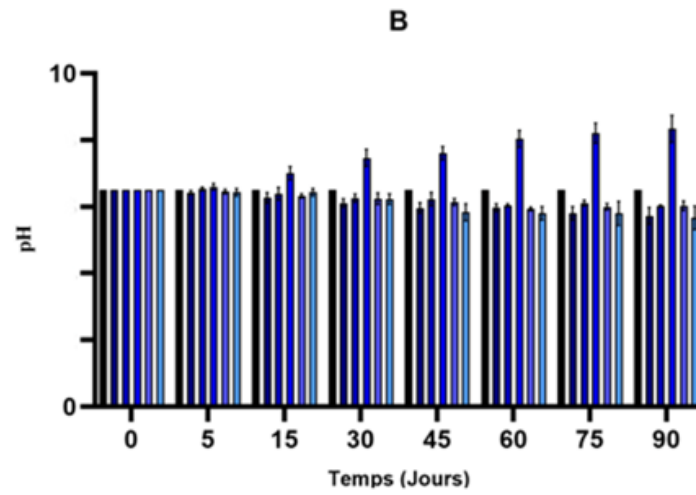
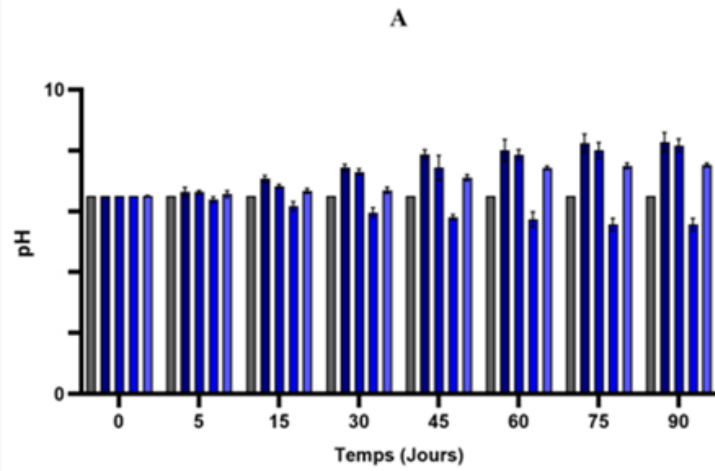
La figure 39 (A–N) montre une variation notable du pH ( $p \leq 0,05$ ) dans les milieux inoculés, en contraste avec le pH stable du témoin non inoculé (6,5). Parmi les 41 souches bactériennes testées, dont 25 appartenant à différents genres, une augmentation modérée de l'alcalinité a été observée, avec des pH compris entre 7,0 et 7,9 après 90 jours d'incubation. Cette augmentation du pH indique la production de sous-produits métaboliques alcalins, probablement issus de réactions oxydatives ou de la libération de composés azotés, tels que les amines et l'ammoniac, lors de la dégradation du polymère.

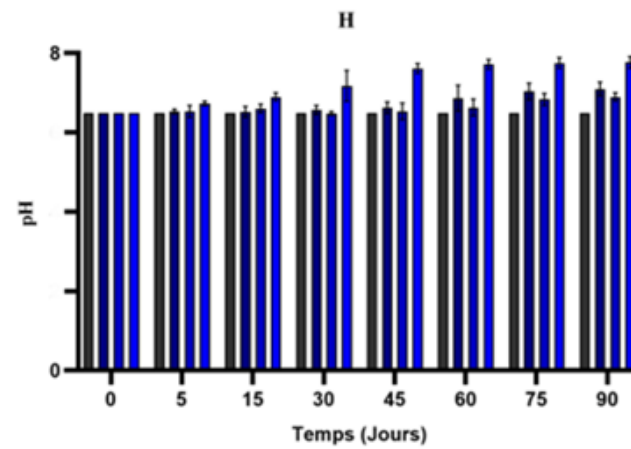
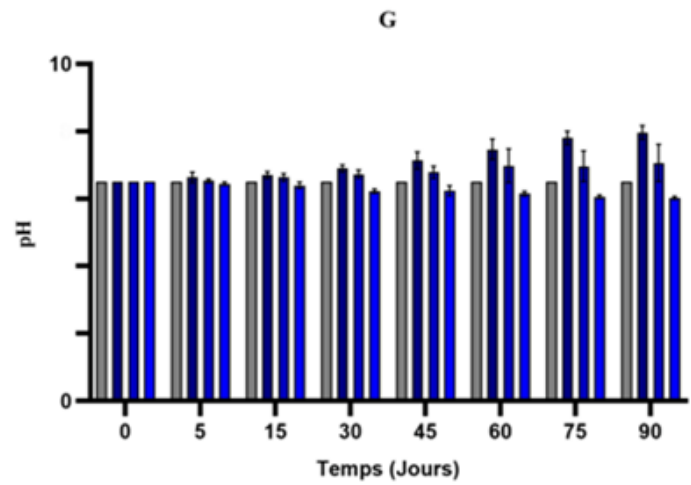
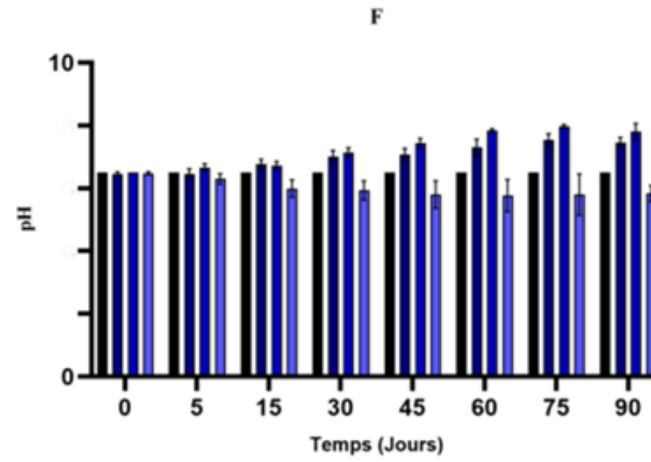
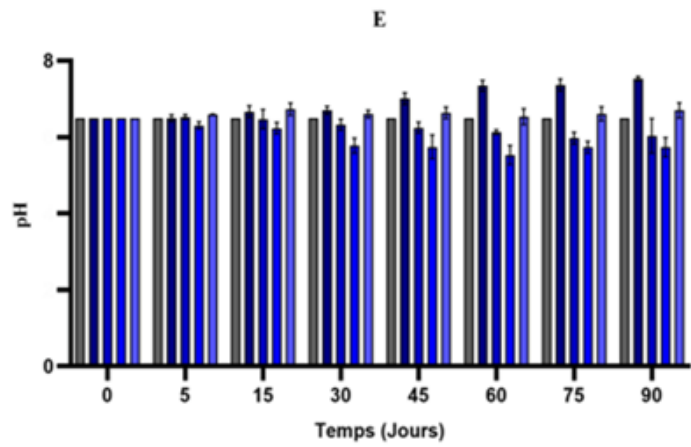
Les souches CDHF1, CDHF31, CDHD2, CDHF27, CDHF6, CDHF13 ont montré une alcalinisation plus marquée, avec des valeurs comprises entre 8,0 et 8,3, ce qui suggère des voies métaboliques plus efficaces et une capacité accrue à oxyder le PEHD (Waqas et al. 2021 ; Cai et al. 2023). De nombreuses recherches sur la dégradation du polyéthylène ont montré que plusieurs souches bactériennes peuvent croître dans des conditions légèrement neutres à basiques. Par exemple, les genres *Enterobacter sp.*, et *Pseudomonas sp.*, affichent des pH optimaux de croissance compris respectivement entre 6,0 et 8,0 et entre 7,0 et 9,0 (Abbas et al. 2014; Sanuth et al. 2015). Cette observation est corroborée par les travaux de Waqas et al. (2021), qui ont démontré que *Bacillus amyloliquefaciens* et *Bacillus safensis* induisent une alcalinisation significative du milieu, le pH passant de 7,0 à 9,2 au cours de la biodégradation du PEBD. En revanche, les isolats bactériens CDHF4, CDHD7, EVB8, CDHF15, CDHF22, CDHF25, CDHF10, EVB2, CDHD12, EVB12, PDW16, PDW28, PDW32 ont produit un effet inverse, se traduisant par une décroissance graduelle du pH de 6,4 à des valeurs minimales de 4,8. La fragmentation et la dépolymérisation du PEHD engendreraient la formation de métabolites de poids moléculaire plus faible, tels que des alcools, des aldéhydes et des acides carboxyliques, susceptibles de provoquer une baisse du pH et d'induire une acidification du milieu de culture (Dey et al. 2020a). Des résultats similaires ont été rapportés par Awasthi et al. (2017), qui ont observé que *Klebsiella pneumoniae CH001*, lors de la dégradation du PEHD, a entraîné une diminution du pH du milieu, passant de 7,0 (pH initial) à 5,7 après 60 jours d'incubation. Ce résultat concorde également avec les conclusions de Biki et al. (2021) et Jayan et al., (2023), qui ont indiqué une diminution du pH du milieu, allant de 6,67 à 4,64, pendant la dégradation du PEBD et du PEHD par *Bacillus cereus* et *Bacillus sp.*, contrairement à l'étude de Hossain et al. (2024), qui démontre que *Bacillus cereus* peut augmenter le pH, le rendant plus alcalin, lors de la dégradation du PEBD.

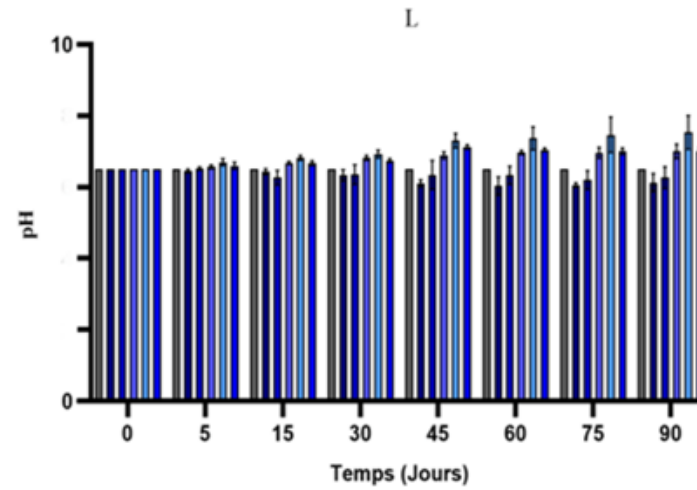
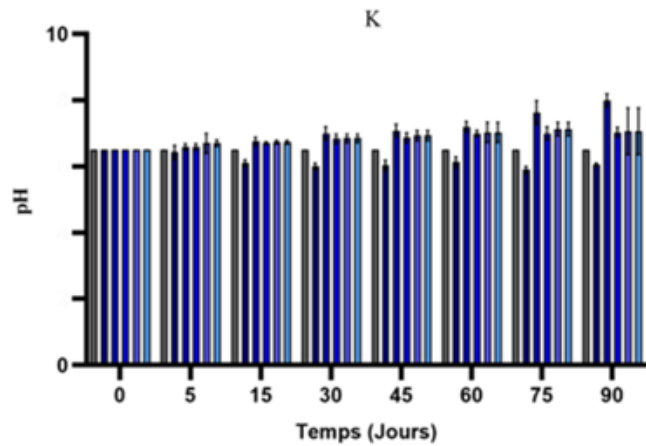
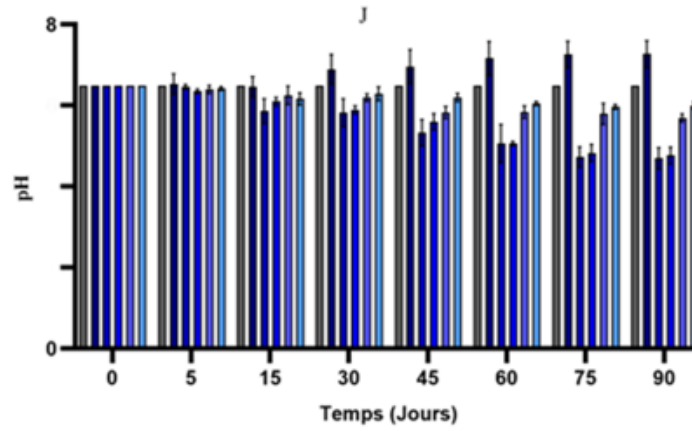
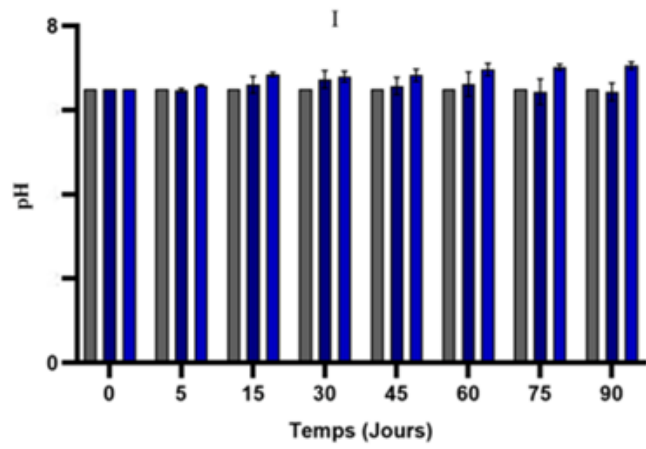
Parmi les isolats fongiques étudiés, quatre souches, CDHC6, PDWC5, PDWC7 et PDWC11, ont montré une diminution significative du pH du milieu au cours des 90 jours d'incubation, avec des valeurs minimales de l'ordre de 4,6. À l'opposé, la souche *Aspergillus sp.* CDHC3 a induit une légère augmentation du pH, jusqu'à environ 7,6. Cette divergence illustre l'adoption, par les taxons bactériens et fongiques, de stratégies métaboliques distinctes en présence de PEHD comme seule source de carbone. De nombreuses études ont également montré que les souches fongiques dégradent les polymères plus efficacement en milieu acide. Plusieurs recherches sur la dégradation fongique du polyéthylène ont montré que le pH diminue jusqu'à atteindre des niveaux d'acidité plus faibles. L'étude d'Awasthi et al. (2017a) a montré que le champignon *Rhizopus oryzae NS5* présentait un pH initial de  $5,1 \pm 0,27$  lors de la dépolymérisation du polyéthylène, qui a diminué à  $4,2 \pm 0,30$  après 30 jours.

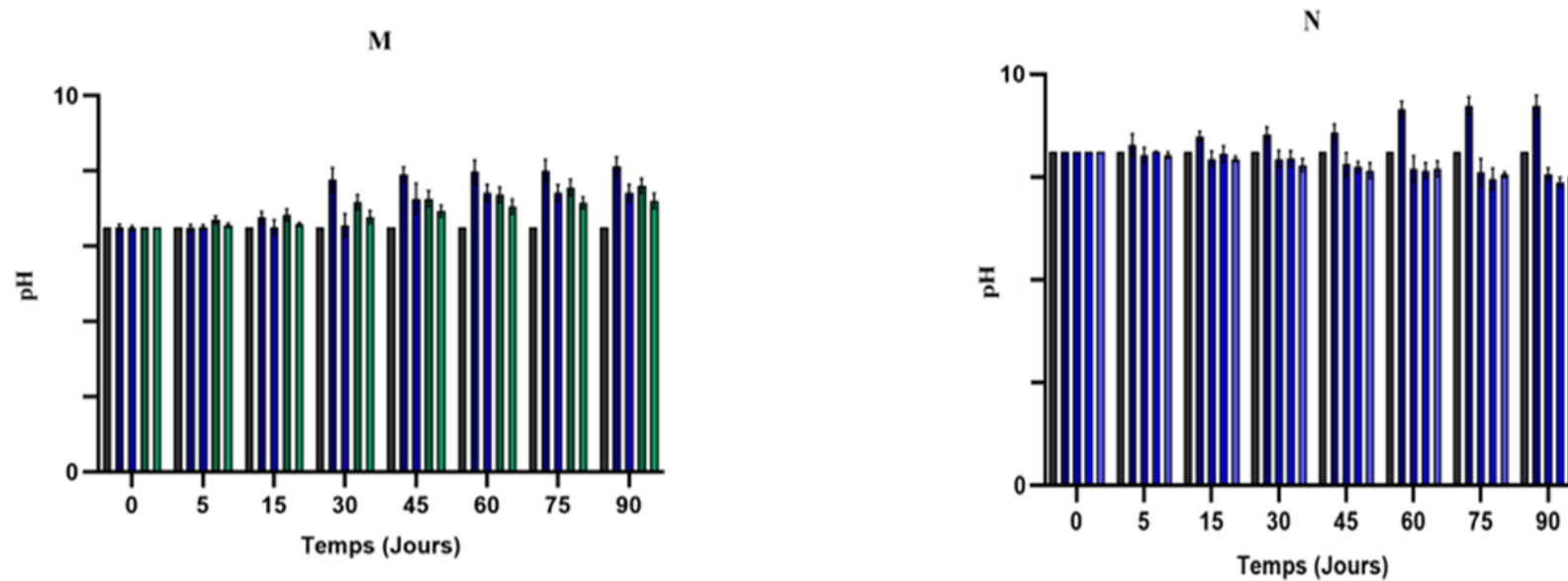
Ainsi, les variations du pH, imputables aux groupes fonctionnels du polyéthylène (PE) et à l'activité enzymatique des champignons, constituent des indicateurs clés pour étudier la biodégradation du PEHD et du PEBD. Des tendances similaires ont été observées chez *Cladosporium sp.*, qui a entraîné une diminution du pH jusqu'à  $6,15 \pm 0,02$  après sa prolifération sur des films de PEBD, confirmant ainsi une biodégradation active associée à la libération de métabolites acides (Gong et al. 2023). En revanche, d'autres recherches ont signalé une augmentation du pH du milieu de culture, illustrant la diversité des voies métaboliques chez les isolats fongiques. De même, Dharshni et Kanchana (2021). Des isolats fongiques issus de sols de décharge, notamment *Aspergillus fumigatus* et *Xylaria sp.*, ont montré une augmentation notable du pH du milieu de culture, passant respectivement de 6,5 à 8,4 et de 7,7 à 8,4, ce qui suggère la production de métabolites alcalins lors de la dégradation du PEBD. Conformément à ces observations, plusieurs travaux, notamment ceux de Pang et al. (2020) ; Gong et al. (2023) ; El-Dash et al. (2023), ont démontré que les espèces du genre *Aspergillus* présentent la plus forte efficacité de dégradation dans des conditions légèrement acides à neutres (pH 5–7), favorisant une sécrétion enzymatique accrue ainsi qu'une activité oxydative optimale vis-à-vis des polymères. Les consortiums microbiens testés ont montré des variations notables du pH pendant la biodégradation du PEHD. les consortiums microbiens MC1, MC2 ont induit une alcalinisation progressive du milieu, le pH initial de 6,5 atteignant environ 7,5 puis 8,0 en fin d'incubation. Cette augmentation suggère la formation de métabolites alcalins, associés à l'oxydation des polymères et à l'adaptation microbienne (Alidoosti et al. 2025). À l'inverse, les consortia MC15, MC16 et MC18 ont provoqué une diminution du pH, entraînant une acidification du milieu, avec des niveaux de pH compris entre 5,9 et 6,0. Les exoenzymes microbiens commencent à décomposer les polymères complexes en chaînes courtes ou en monomères, capables de traverser la paroi cellulaire et d'être assimilés comme sources de nutriments lors de leur dépolymérisation. Au cours de cette étape, le pH du milieu peut soit diminuer (acidification), soit augmenter (alcalinisation), selon la nature des métabolites produits (Cabeza-Vásquez et al. 2025). Ces profils divergents suggèrent que les différents consortia mettent en œuvre des stratégies métaboliques distinctes, reposant sur une interaction enzymatique synergique. Ce phénomène implique l'action combinée d'enzymes produites par divers micro-organismes, ce qui améliore significativement l'efficacité de la dégradation du substrat (Cai et al. 2023 ; Cabeza-Vásquez et al. 2025 ; Alidoosti et al. 2025). Une fluctuation similaire du pH a été observée dans une étude de (Cabeza-Vásquez et al. (2025), où le pH du milieu enrichi en PEBD et inoculé avec un consortium de *Chryseobacterium sp.* et *Methylobacterium sp.* a d'abord chuté de 7,0 à 5,0, indiquant la production de métabolites acides lors de la dégradation initiale, puis est remonté à 6,78, suggérant une transition vers une activité métabolique alcaline. Selon des études menées par Kumar et Das (2014) ainsi que par

Lade et al. (2016), un consortium fongico-bactérien présente une croissance optimale et une efficacité maximale de biodégradation dans une plage de pH légèrement alcalin comprise entre 6 et 8.









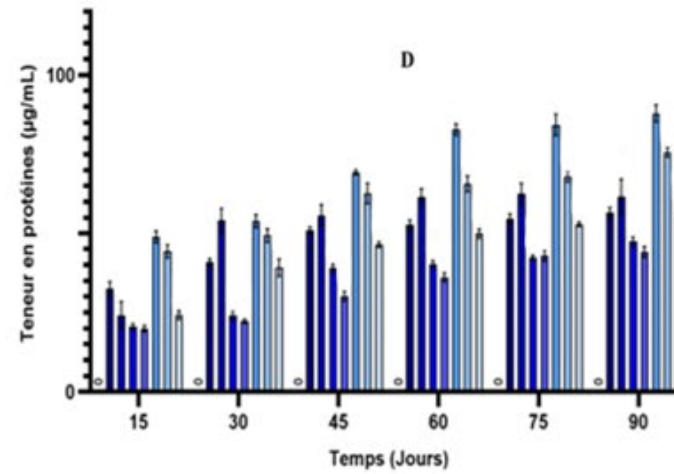
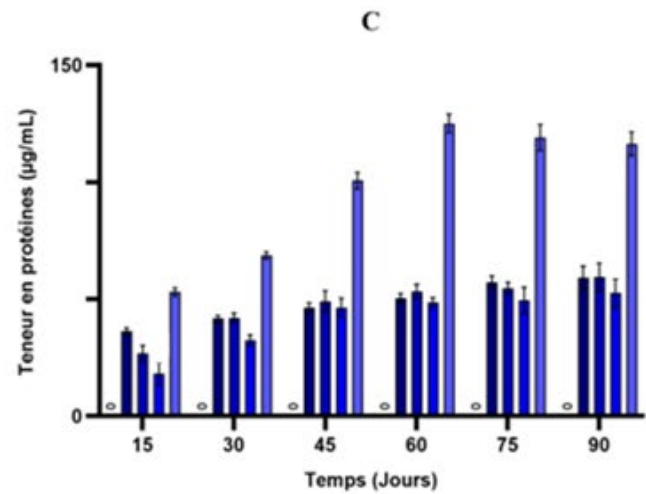
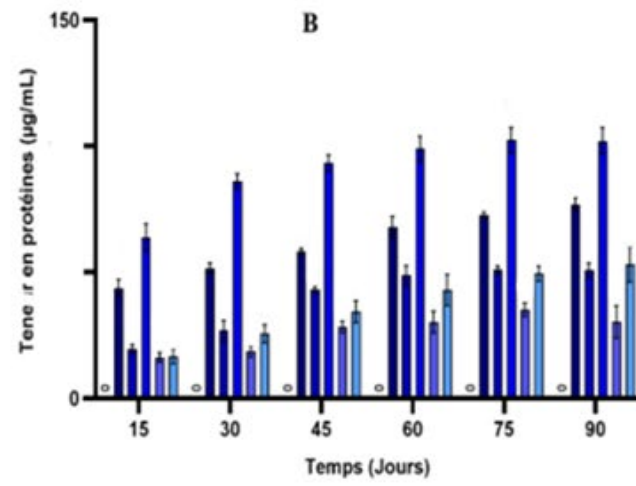
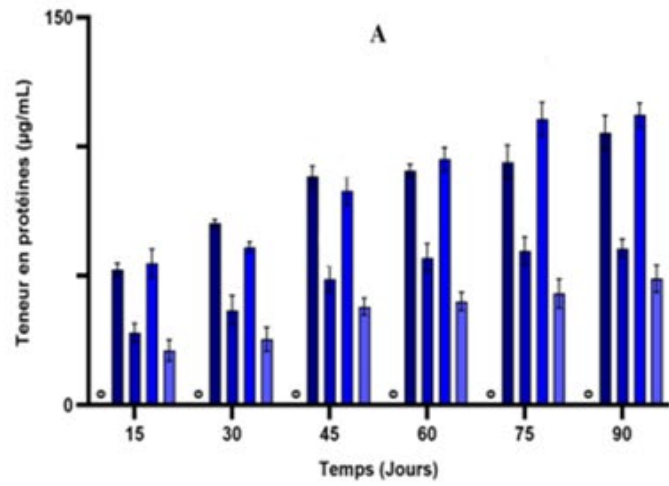
**Figure 39.** Évolution du pH du milieu au cours du processus de biodégradation du PEHD, mesurée à intervalles de 15 jours, pour les souches individuelles et les consortiums microbiens : *Bacillus* (A–C), *Pseudomonas* (D–E), *Enterobacter* (F–G), *Serratia* (H), *Lysinibacillus* (I), souches fongiques (J), diverses bactéries Gram-positives (K), diverses bactéries Gram-négatives (L) et consortiums microbiens (M–N). Les données sont exprimées en moyenne  $\pm$  l'écart-type (SD). La différence significative entre les groupes a été évaluée par une ANOVA ( $p \leq 0,05$ ).

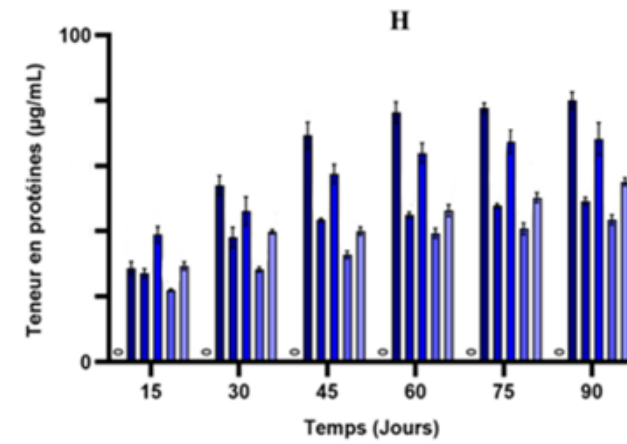
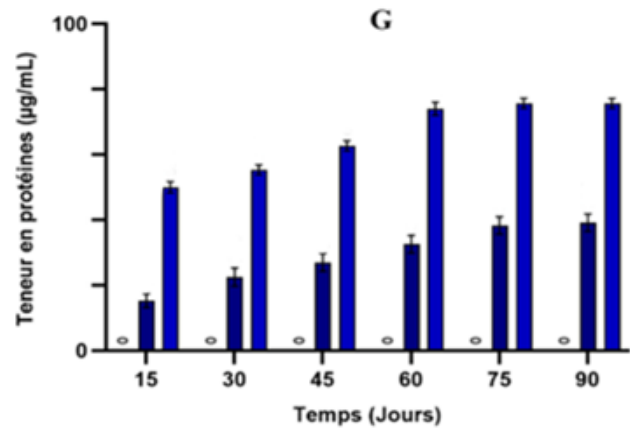
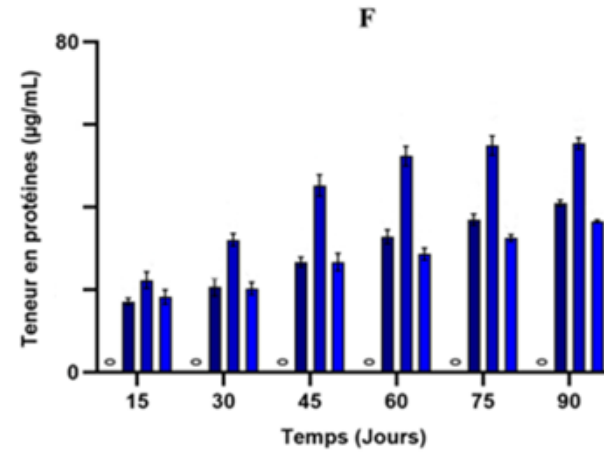
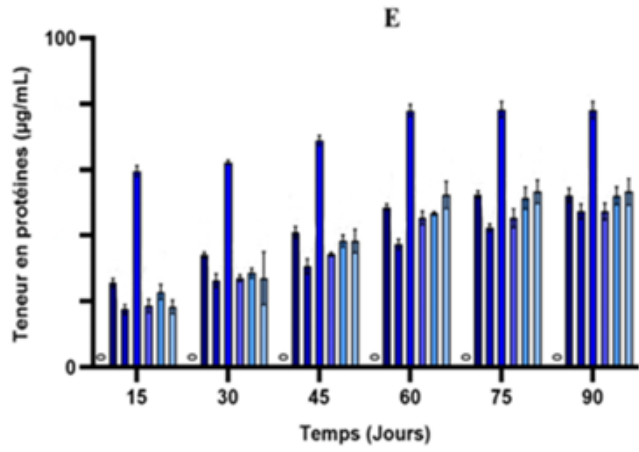
## 10. Quantification de la biomasse microbienne adhérant à la surface du PEHD

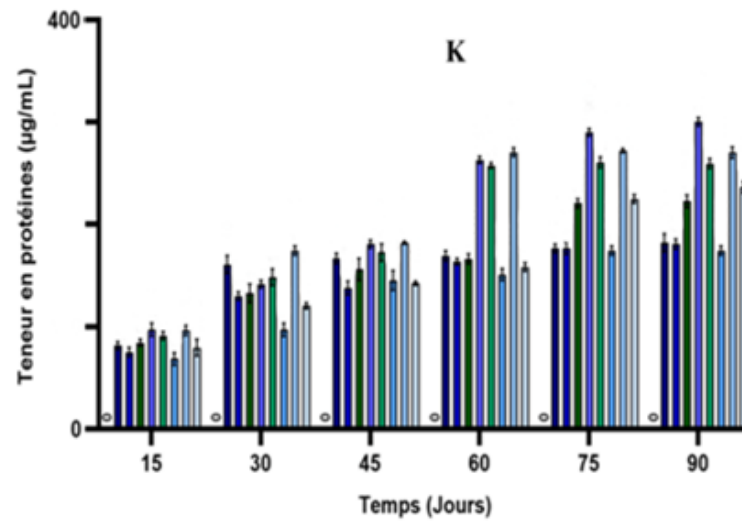
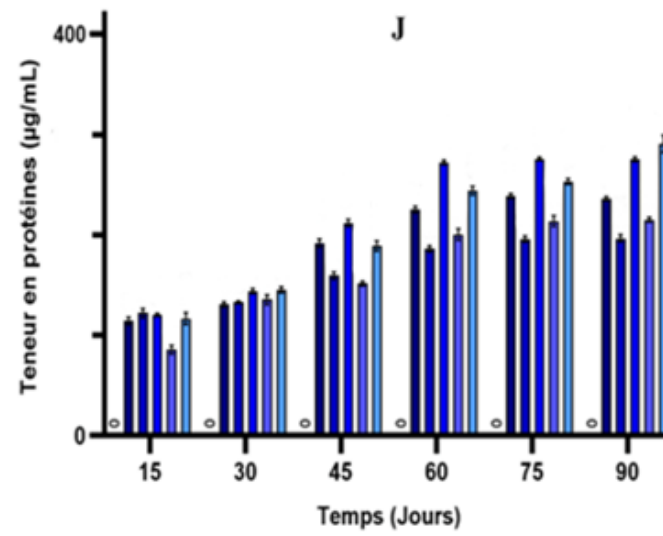
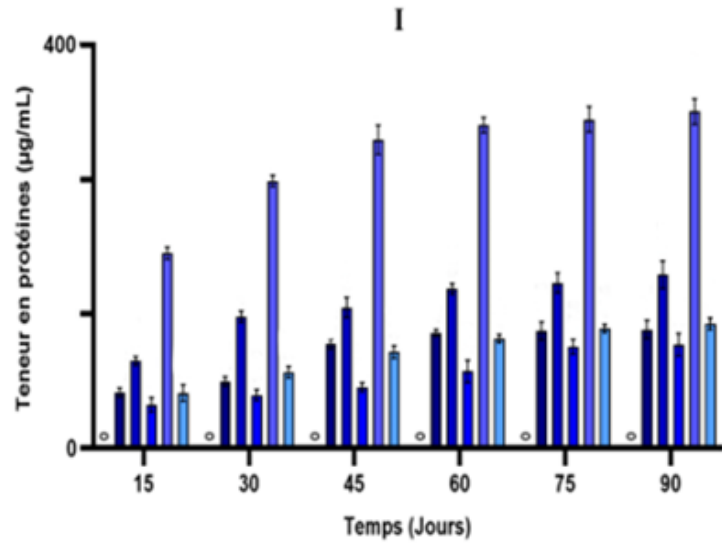
Le biofilm de micro-organismes adhéré à la surface du PEHD était fortement fixé, ce qui rendait difficile l'estimation de la densité cellulaire par des méthodes classiques telles que le comptage direct ou la mise en culture. Pour surmonter cette limitation, la densité de population du biofilm a été évaluée indirectement en quantifiant la biomasse par la teneur totale en protéines (Balasubramanian et al. 2010 ; Sharma et al. 2024). La teneur en protéines a été calculée à l'aide d'une équation dérivée d'une courbe étalon construite à partir de concentrations connues de protéines (BSA) (Mahalakshmi et Andrew 2012; Giyahchi et Moghimi 2024). La concentration en protéines extractibles du biofilm ( $\mu\text{g/mL}$ ) a été utilisée pour suivre la densité de biomasse et le taux de colonisation microbienne de la surface du polymère tous les 15 jours jusqu'au 90<sup>e</sup> jour (Cada et al. 2019; El-Sayed et al. 2021). Les figures 40 (A–N) illustrent respectivement la courbe d'étalonnage (BSA) et la concentration en protéines extraites des isolats microbiens (Annexe 6). Au 15<sup>e</sup> jour d'incubation, les souches bactériennes ont présenté le pourcentage de perte de poids le plus élevé dans chaque groupe, associé à la concentration protéique maximale. Les souches CDHF4, PDW52, PDW19, CDHF10, EVB12, CDP3, CDHD8 et CDHF28 ont présenté des teneurs en protéines supérieures à  $22 \mu\text{g/mL}$ , tandis que la souche CDHF22 a enregistré la valeur la plus faible, soit  $15,29 \pm 2,06 \mu\text{g/mL}$ . En comparaison, les souches fongiques CDHC3, CDHC6, PDWC5, PDWC7 et PDWC11 ont présenté des teneurs en protéines égales ou supérieures à  $48 \mu\text{g/mL}$ . Au cours de l'incubation, une tendance générale à l'augmentation de la teneur en protéines a été observée pour toutes les souches, du 15<sup>e</sup> au 45<sup>e</sup> jour. Entre le 60<sup>e</sup> et le 75<sup>e</sup> jour, les écarts de teneur en protéines se sont accentués, la quasi-totalité des souches microbiennes ayant doublé leur biomasse cellulaire, ce qui reflète une activité métabolique soutenue et une prolifération microbienne active sur le substrat PEHD. Entre le 60<sup>e</sup> et le 75<sup>e</sup> jour, les souches CDHF4, EVB8, CDHF20, CDHF25, CDHD9, CDHF3, CDHF28, CDHD5, CDHD8, CDHD18, CDHC6, PDW6, PDW16, PDW24, PDW28, PDW50, CDP5, CDP10, CDP16 et CDP17 ont montré une augmentation continue de la teneur en protéines, ce qui indique une croissance soutenue. La souche bactérienne CDHD8 a présenté la teneur en protéines la plus élevée au jour 60, atteignant  $70,23 \pm 3,38 \mu\text{g/mL}$ . En revanche, la souche fongique CDHC3 a atteint  $92,9 \pm 11,52 \mu\text{g/mL}$ , puis a progressé à  $98,35 \pm 1,76 \mu\text{g/mL}$ . Les souches CDHF31 ont atteint une augmentation significative de la 15<sup>e</sup> journée jusqu'à la concentration protéique maximale. Les autres souches sont restées relativement stables entre le 60<sup>e</sup> et le 90<sup>e</sup> jour, ou ont présenté une légère progression. Dans la présente étude, la teneur en protéines la plus élevée, variant de  $30,36 \pm 6,51$  à  $145,26 \pm 4,34 \mu\text{g/mL}$ , a été observée au 90<sup>e</sup> jour avec les souches individuelles capables de dégrader le PEHD. Les consortiums microbiens ont présenté des teneurs en protéines significativement supérieures à celles de leurs souches

constitutives et à celles du témoin. Le consortium MC1 ( $250,65 \pm 7,75 \mu\text{g/mL}$ ), MC2 ( $166,32 \pm 9,97 \mu\text{g/mL}$ ) et MC15 ( $148,43 \pm 3 \mu\text{g/mL}$ ). Parallèlement, le consortium bactérien a présenté des concentrations protéiques de  $450,56 \pm 24,31 \mu\text{g/mL}$ . L'effet synergique du consortium microbien pourrait avoir favorisé une augmentation substantielle de la densité cellulaire, entraînant une élévation concomitante de la teneur en protéines extractibles.

Le suivi de la teneur en protéines a révélé un schéma de croissance biphasique : une augmentation rapide et significative a été observée au 15<sup>e</sup> jour d'incubation, suivie d'une augmentation progressive et régulière de la biomasse à la surface du film de PEHD jusqu'aux 60<sup>e</sup>–75<sup>e</sup> jours ; une tendance similaire a été observée pour l'ensemble des isolats individuels et des consortiums. L'augmentation initiale rapide de la teneur en protéines est attribuable à une colonisation rapide, entraînant la dépolymérisation du PEHD en composés de faible masse moléculaire, utilisés pour le métabolisme énergétique des cellules microbiennes (Montazer et al. 2018 ; Khandare et al. 2021b). De plus, la croissance continue au-delà de 75 jours indique une prolifération persistante et une exploitation prolongée de la surface du PEHD par des isolats bactériens à faible taux de croissance. L'interaction entre la concentration en protéines et la formation de biofilm joue un rôle important dans la biodégradation du polymère. Une teneur élevée en protéines des cellules microbiennes indique une activité métabolique accrue, ce qui peut influencer à la fois la formation de biofilm et le potentiel de biodégradation (Midhun et al. 2015; Sarker et al. 2021). Une tendance similaire a été observée dans des études portant sur la dégradation du PVC par des bactéries marines (Khandare et al. 2021b), la dégradation du PEBD par des consortiums bactériens (Cada et al. 2019), et la dégradation du PE sous l'effet synergique des genres *Bacillus* et *Pseudomonas* (Roberts et al. 2020). Dans ces travaux, la biomasse microbienne a également été évaluée par la mesure de la teneur en protéines.



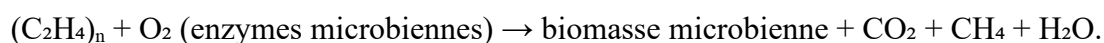




**Figure 40.** Teneur en protéines ( $\mu\text{g/ml}$ ) des cellules microbiennes individuelles et des consortiums adhérant aux surfaces de l'PEHD. Les valeurs sont exprimées en moyenne  $\pm$  écart-type à partir de trois répétitions. Bacillus (A–C), Pseudomonas (D), Enterobacter (E), Serratia (F), Lysinibacillus (G), diverses bactéries à Gram négatif (H), diverses bactéries à Gram positif (I), souches fongiques (J) et consortiums (K).

### 11. Évaluation quantitative des émissions de $\text{CO}_2$ lors de la biodégradation microbienne du PEHD

L'évaluation des émissions de  $\text{CO}_2$  au cours du processus de biodégradation constitue un indicateur fiable de l'activité métabolique des souches microbiennes testées. La biodégradation des polymères à longues chaînes carbonées conduit, en conditions aérobies, à la production de  $\text{CO}_2$ , d' $\text{H}_2\text{O}$  et de biomasse microbienne lors de la phase de minéralisation, au cours de laquelle le carbone organique est converti en produits minéraux facilement assimilables par les cellules microbiennes (Khandare et al. 2021a ; Bacha et al. 2023 ; Jayan et al. 2023). La formation de  $\text{CO}_2$  traduit ainsi la dégradation complète du polymère par les microorganismes lorsque les conditions environnementales sont optimales (Chinaglia et al. 2018 ; Tosin et al. 2019). Ce processus peut être résumé par l'équation stœchiométrique suivante (Hossain et al. 2024) :



Cette approche constitue l'un des moyens les plus pertinents pour confirmer la biodégradabilité totale d'un polymère, c'est-à-dire sa conversion complète du carbone organique en carbone inorganique (Khandare et al. 2021a).

Les résultats du titrage et les quantités de  $\text{CO}_2$  générées sont illustrés dans la figure 41 (A–M). La production de  $\text{CO}_2$  par les isolats testés a montré une augmentation significative ( $p \leq 0,05$ ) au cours de la période de dégradation, par rapport au témoin non inoculé. Tous les isolats microbiens ont montré une minéralisation importante du film de PEHD entre le 15<sup>e</sup> et le 60<sup>e</sup> jour, puis une croissance plus modérée jusqu'au 90<sup>e</sup> jour. En revanche, les flacons témoins ont libéré des quantités de  $\text{CO}_2$  quasi négligeables, n'excédant pas  $0,91 \pm 0,04$  mg.

Cette augmentation progressive de la production de  $\text{CO}_2$  au cours des 20 derniers jours d'incubation atteste de la viabilité microbienne et de la consommation de PEHD en tant que substrat carboné pour leur activité métabolique (Han et al. 2020 ; Dharshni et Kanchana 2021 ; Ma et al. 2023). Lors de la minéralisation du  $\text{CO}_2$ , l'isolat du genre Bacillus a présenté la production la plus élevée parmi

l'ensemble des souches bactériennes (Figure 41A–C). La souche EVB2 a atteint le niveau le plus élevé, passant de  $81,01 \pm 3,42$  mg au 15<sup>e</sup> jour à  $200,04 \pm 5,35$  mg à la fin de l'incubation, tandis que PDW32 a enregistré la valeur la plus faible, soit  $45,32 \pm 2,33$  mg. Après 90 jours, les souches de *Pseudomonas* (Figures 41D–E) ont présenté des profils d'émission cumulée de CO<sub>2</sub> similaires. Les figures 41F–G illustrent l'évolution du CO<sub>2</sub> libéré par les souches d'*Enterobacter* sur 90 jours : EVB12 a produit la quantité la plus élevée, tandis que CDHF15 a généré la quantité la plus faible ( $56,03 \pm 4,85$  mg). Comme présenté dans la figure 41.H, les isolats du genre *Serratia* ont également révélé une variabilité métabolique, avec CDHF28 atteignant  $61,83 \pm 5,25$  mg, alors que CDP16 n'a libéré que  $50,01 \pm 2,93$  mg après 90 jours. La figure 41.I indique que les souches de *Lysinibacillus* ont libéré des quantités variables de CO<sub>2</sub>, allant jusqu'à un maximum de plus de 60 mg et un minimum de  $57,35 \pm 4,41$  mg pour CDHF22.

À l'inverse, les souches du groupe Gram négatif (Figure 41.K) ont montré une production de CO<sub>2</sub> très variable, comprise entre  $53,53 \pm 2,50$  mg et  $127,01 \pm 5,74$  mg. La plus faible production a été enregistrée chez la souche CDP17, avec une valeur de  $53,53 \pm 2,50$  mg.

Les isolats du groupe G<sup>+</sup> (Figure 41L) ont également présenté une forte diversité métabolique entre  $214,56 \pm 7,96$  -  $49,43 \pm 2,26$  mg de CO<sub>2</sub>.

Le groupe fongique a montré des émissions de modérées à élevées (Figure 41J), avec PDWC11 atteignant le niveau le plus élevé, tandis que CDHC6 a présenté le niveau le plus faible ( $122,03 \pm 11,59$  mg). PDWC5 et PDWC7 ont respectivement libéré  $211,79 \pm 5,21$  mg et  $102,68 \pm 2,75$  mg à la fin de la minéralisation.

Des travaux antérieurs consacrés à la dégradation des plastiques ont souligné l'importance de l'évaluation des émissions de CO<sub>2</sub> pour évaluer l'efficacité des isolats microbiens dans la dégradation de polymères récalcitrants. Khandare et al. (2021a) ont montré que la reminéralisation du CO<sub>2</sub>, associée aux activités enzymatiques, confirme la biodégradation du film de PEBD par des bactéries qui utilisent le carbone du PEBD comme source d'énergie unique pour leur croissance. Dans cette étude, la décomposition du PEBD en CO<sub>2</sub> après 15 jours s'élevait respectivement à 34,43 ; 26,10 ; 33,66 et 33,57 mg CO<sub>2</sub> g<sup>-1</sup> de C pour les isolats bactériens *Cobetia sp.*, *Halomonas sp.*, *Exiguobacterium sp.* et *Alcanivorax sp.*, confirmant ainsi la capacité du PEBD à subir une biodégradation.

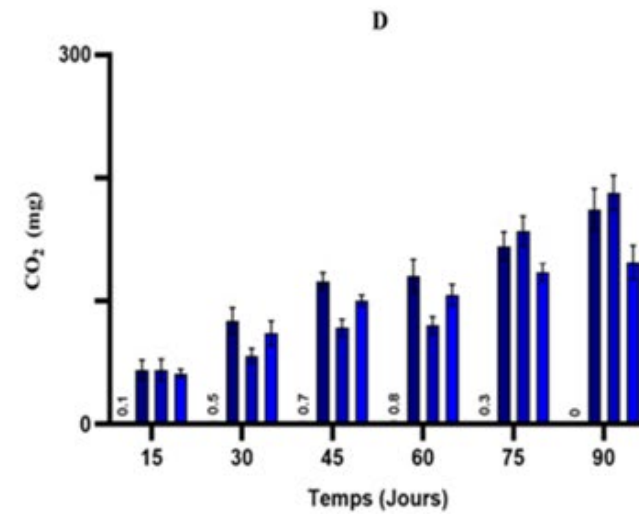
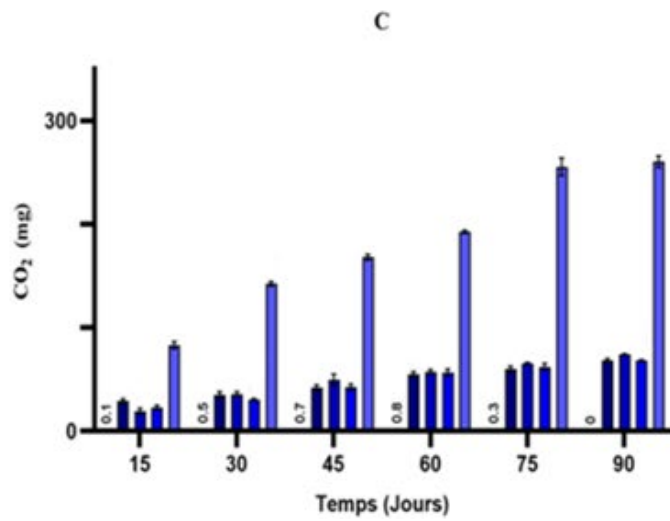
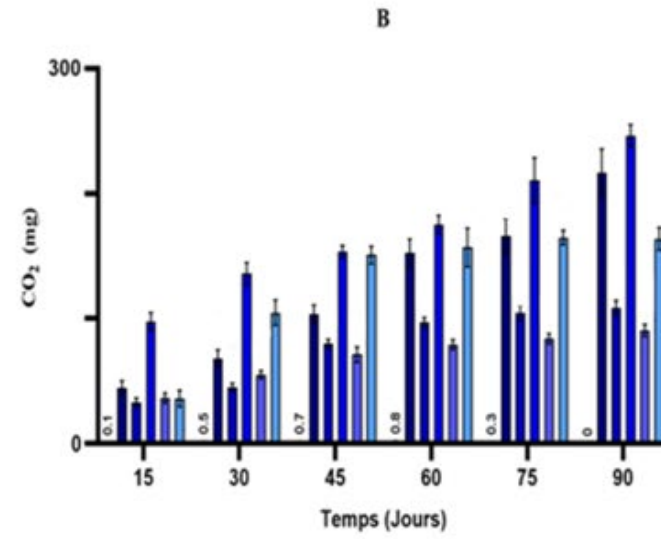
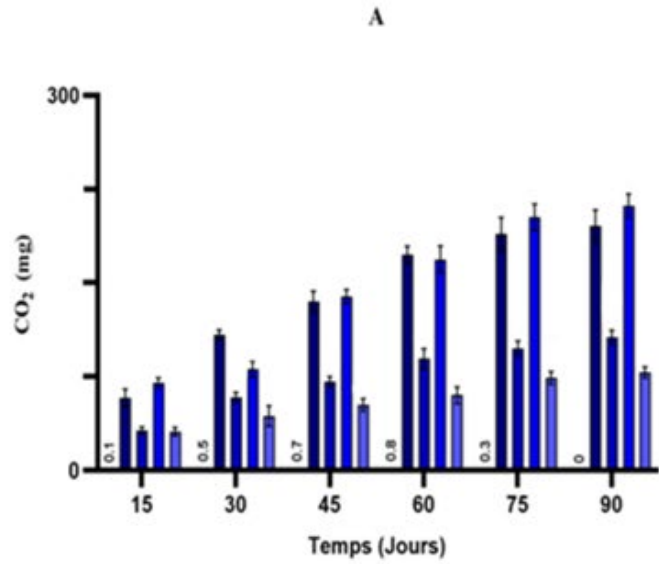
De même, Khandare et al. (2022) ont rapporté une augmentation progressive de la production de CO<sub>2</sub> au fil du temps, avec environ 7,47 mg de CO<sub>2</sub> émis au bout de 15 jours de dégradation du PEBD par *Bacillus subtilis*. Par ailleurs, Tareen et al. (2022) ont observé une émission totale d'environ 0,524 g/5

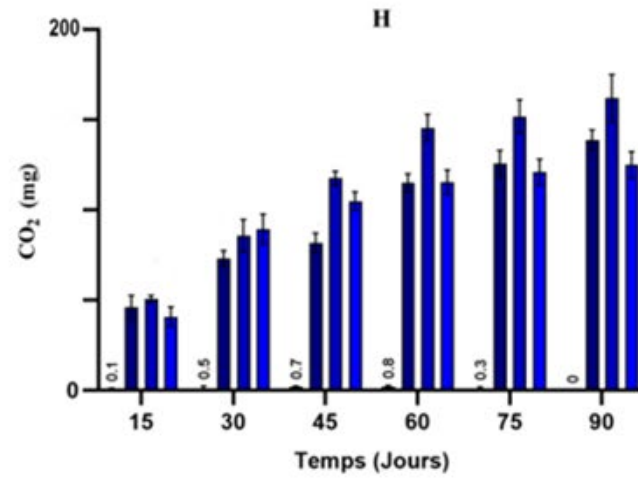
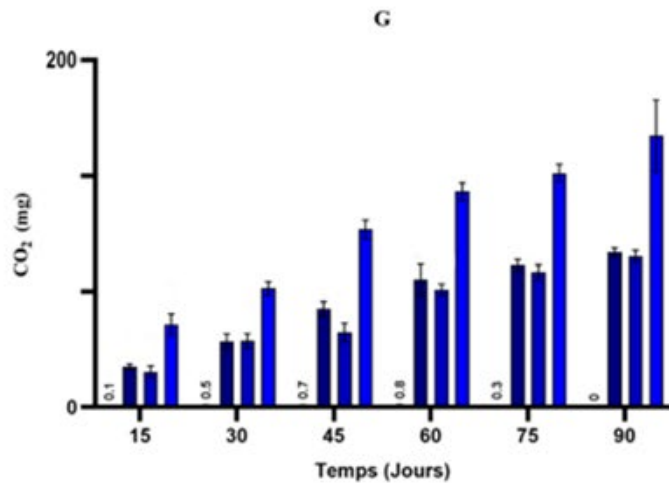
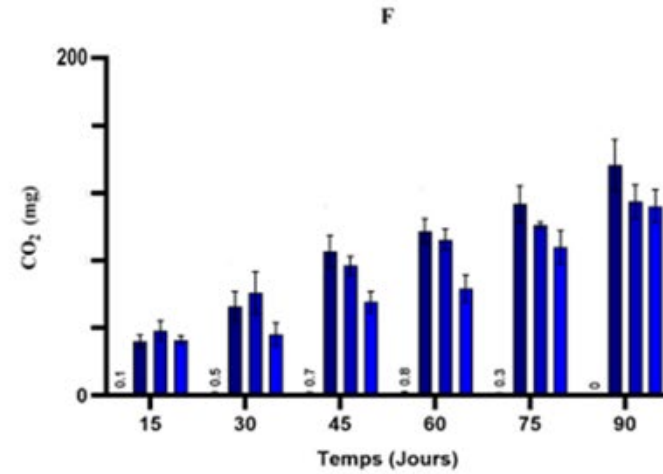
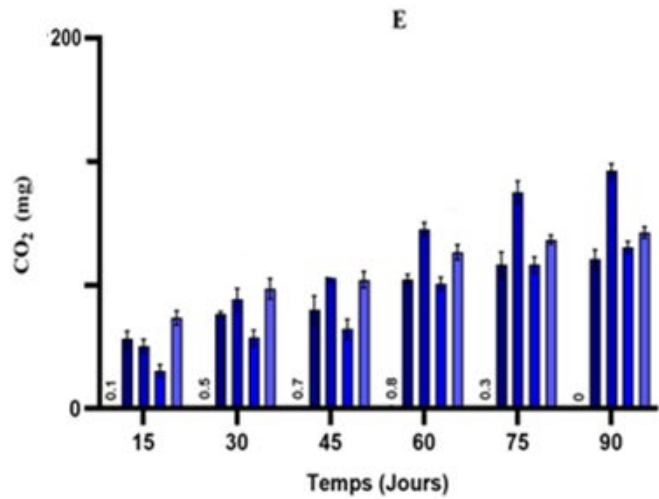
mL de CO<sub>2</sub> par souche de *Bacillus spp.*, durant 25 jours de dégradation du PEHD, tandis que *Priestia megaterium* a produit 4,26 g/L après 180 jours (Akash et al. 2024). Byrne et al. (2022) ont également montré que, lors de la biodégradation du PEHD par des inocula environnementaux dérivés de sédiments, un traitement par pyrolyse en améliore le cours, générant des taux de production de CO<sub>2</sub> compris entre 1,40 et 5,24 mg/jour. Enfin, l'étude de Pramila et Ramesh (2011) a mis en évidence la capacité des espèces d'*Aspergillus* à dégrader les plastiques, avec une production de CO<sub>2</sub> de 4 g/L.

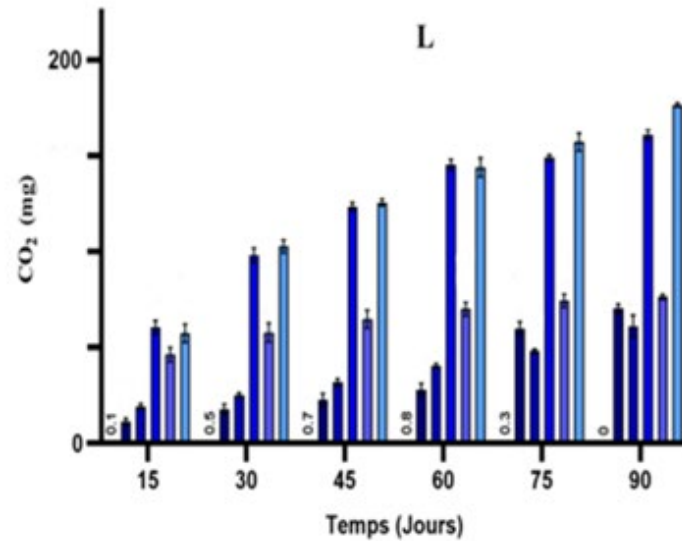
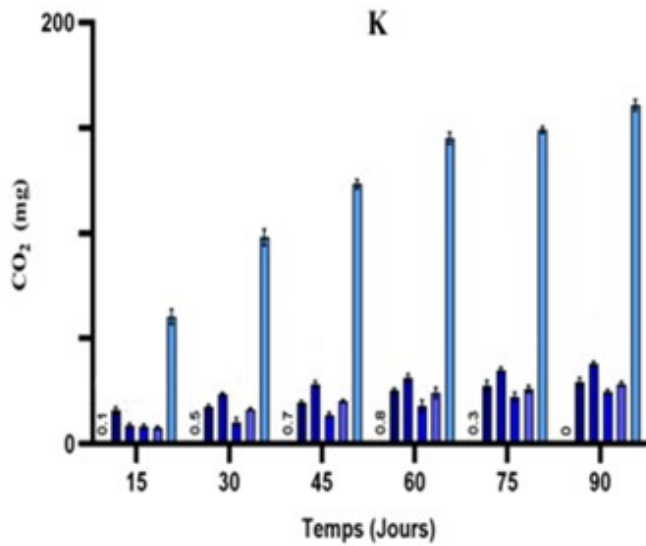
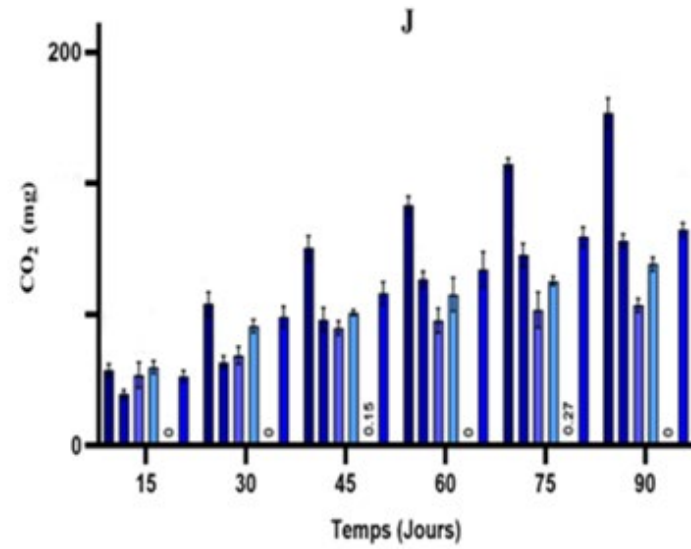
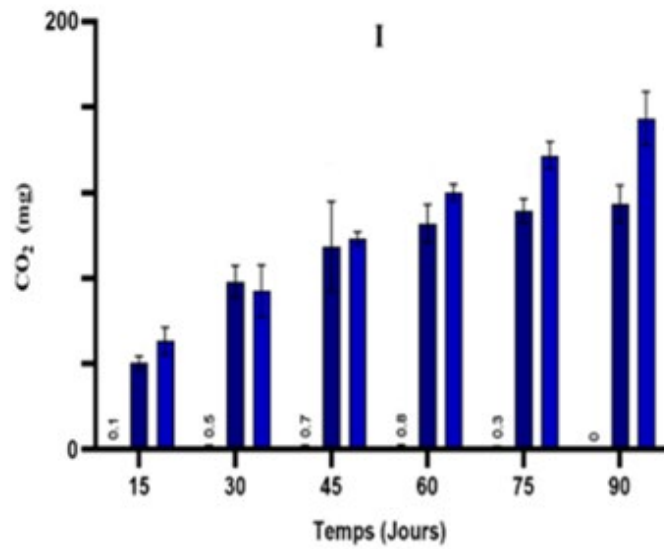
La figure 41 (M) indique que les consortiums microbiens ont généré une quantité de CO<sub>2</sub> supérieure à celle produite par les souches constitutives et le témoin. L'augmentation des niveaux de CO<sub>2</sub> est corrélée à la croissance microbienne et à la teneur en protéines, toutes deux en augmentation dès le 15<sup>e</sup> jour, suivie d'une progression continue des émissions de CO<sub>2</sub> après le 60<sup>e</sup> jour.

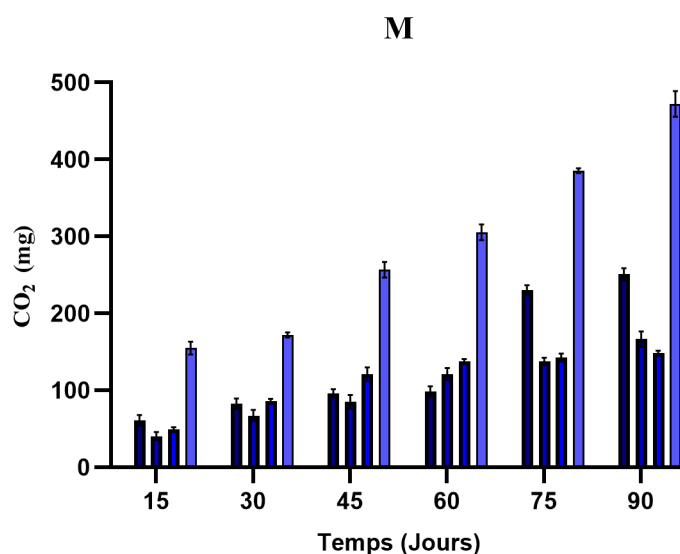
Dans cette étude, la production cumulative de CO<sub>2</sub> a été plus élevée dans les traitements utilisant des consortiums microbiens que dans ceux comportant des isolats bactériens ou fongiques individuels, ce qui s'explique par un effet synergique favorisant la bio-minéralisation du PEHD et entraînant une augmentation des émissions de CO<sub>2</sub> en tant que sous-produit. Des résultats comparables ont été rapportés par Han et al. (2020) qui ont observé une production cumulative de 64,2 à 71,3 mg de CO<sub>2</sub> par un consortium bactérien dégradant le polyéthylène sur 60 jours, supérieure à celle générée par ses micro-organismes constitutifs. De même, un consortium autochtone de souches de *Pseudomonas* et de *Bacillus* a produit 8,16 mg/L de CO<sub>2</sub> après 28 jours de dégradation du polyuréthane-polyéther (Shah et al. 2016).

Par ailleurs, Pathak et Navneet (2023) ont montré que *Pseudomonas aeruginosa*, *Bacillus subtilis*, *Acinetobacter calcoaceticus* et *Pseudomonas putida* produisaient respectivement 8,86 g/L, 8,10 g/L, 7,21 g/L et 5,76 g/L de CO<sub>2</sub> après quatre mois, confirmant le rôle crucial des consortia et des souches individuelles dans la minéralisation des polymères.









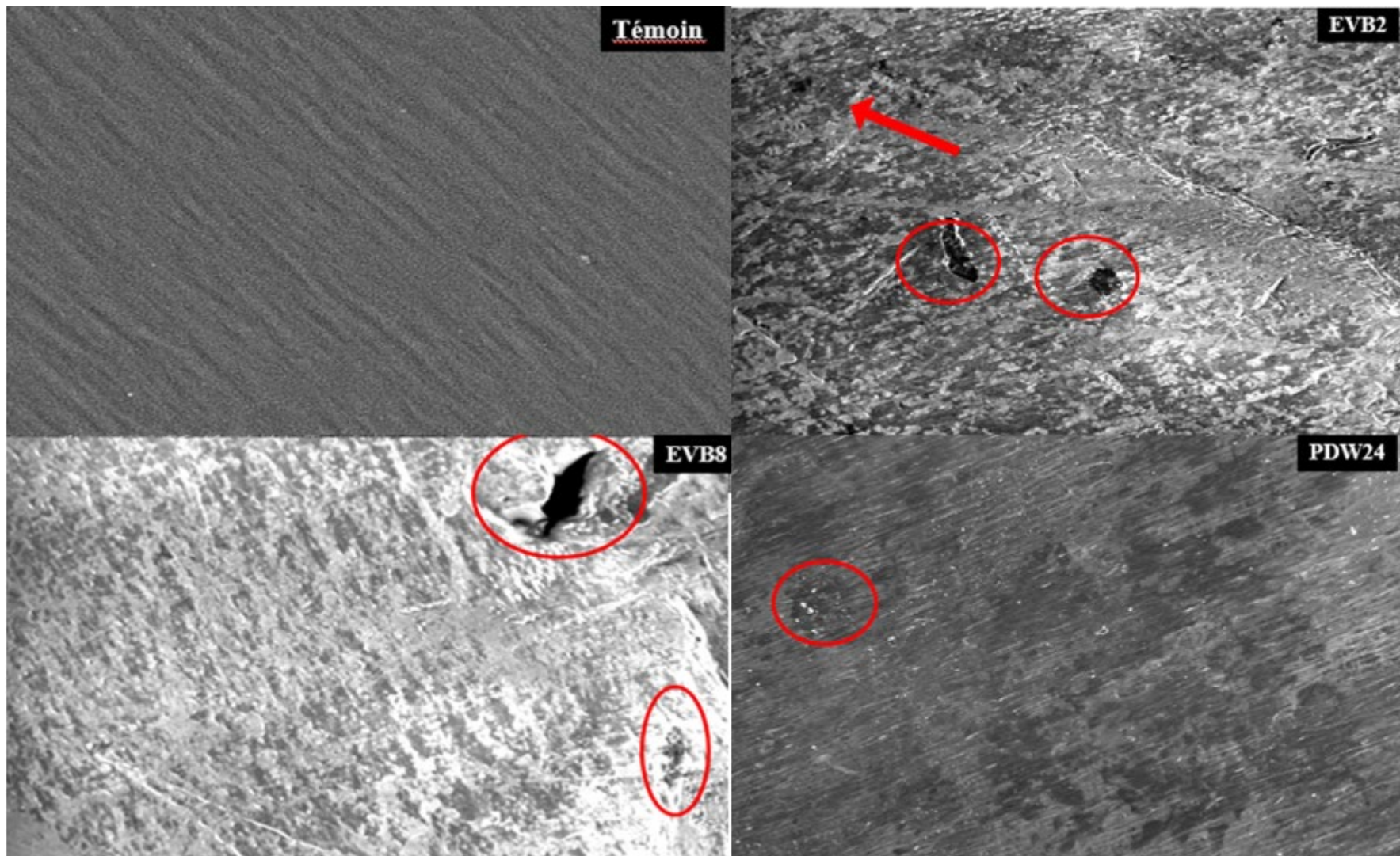
**Figure 41.** Évaluation quantitative des émissions cumulées de CO<sub>2</sub> lors de la biodégradation du PEHD par respirométrie. Les valeurs sont exprimées en moyenne  $\pm$  écart-type (SD) pour des mesures effectuées en triplicat. La différence significative entre les groupes a été évaluée par une ANOVA ( $p \leq 0,05$ ). Groupes étudiés : Bacillus (A–C), Pseudomonas (D–E), Enterobacter (F–G), Serratia (H), Lysinibacillus (I), diverses bactéries Gram-négatives (J), diverses bactéries Gram-positives (K), souches fongiques (L) et consortiums microbiens (M).

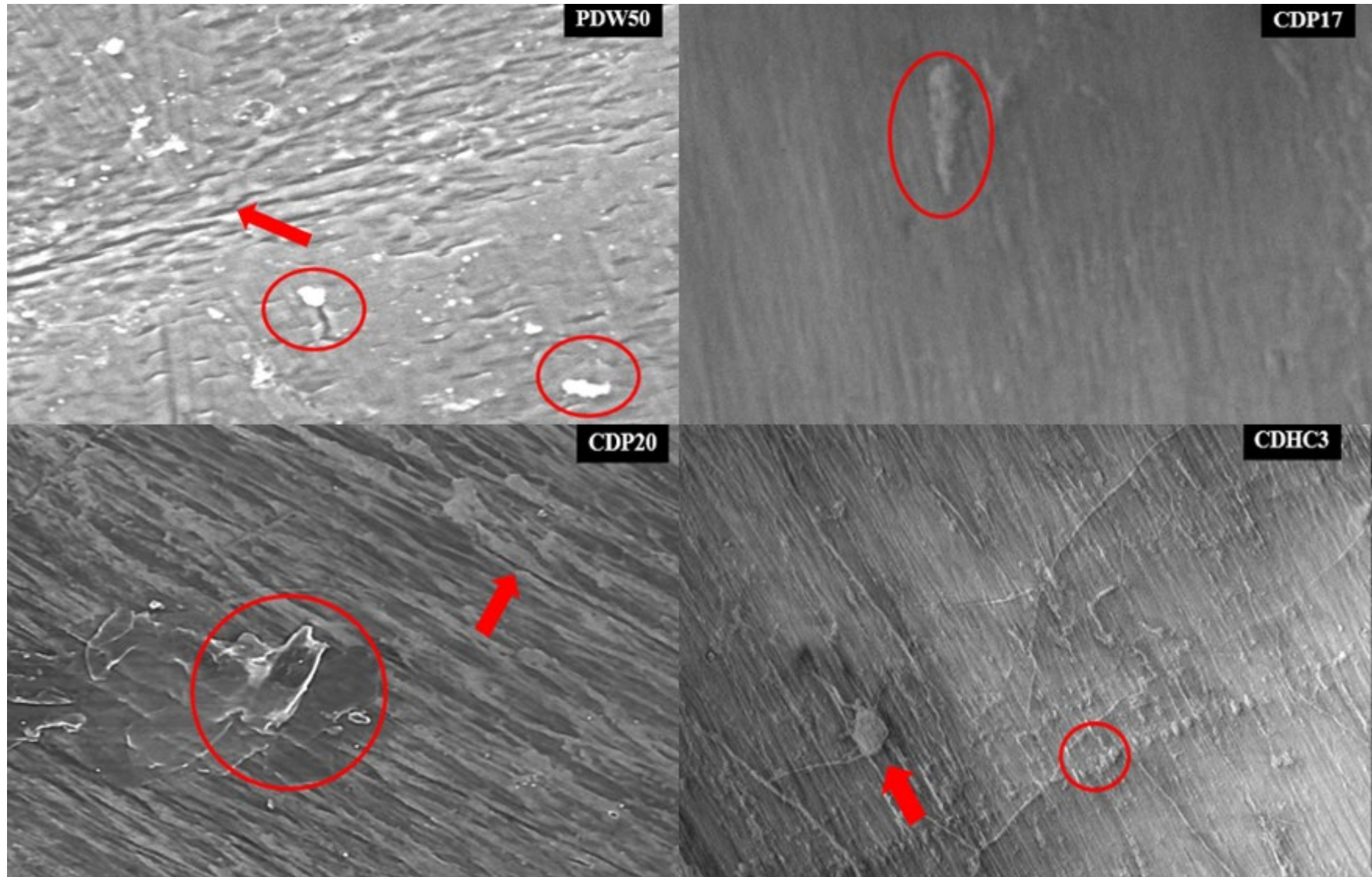
## 12.Observation morphologique par microscopie électronique à balayage (MEB)

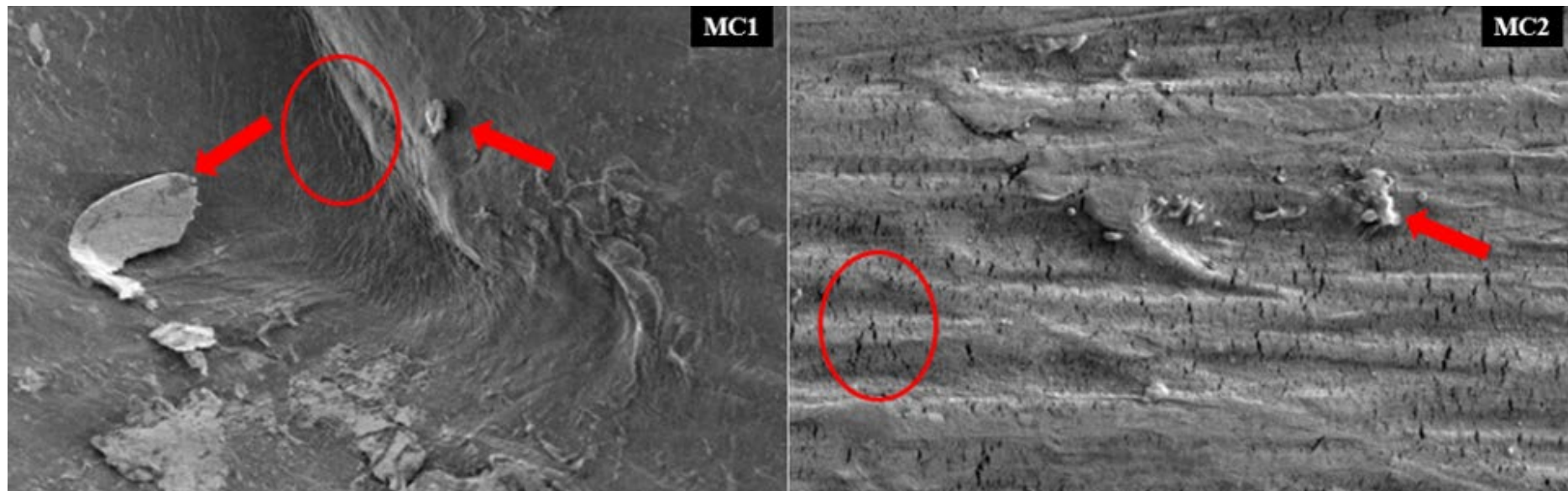
La validation de l'activité des micro-organismes capables de dégrader le PEHD a été effectuée au moyen de la microscopie électronique à balayage (MEB), un outil indispensable pour examiner les modifications structurelles survenant au sein des films polymériques au cours du processus de biodégradation (Shah et al. 2016 ; Zhang et al. 2023). Cette technique permet d'examiner, à haute résolution, les altérations de la micromorphologie de surface résultant de l'action microbienne, notamment la désorganisation de la matrice polymérique, l'apparition de fissures, la formation de pores, les zones d'abrasion, de fragilisation, de cavités ou d'érosion, ainsi que les irrégularités topographiques caractéristiques d'un début de dépolymérisation (Auta et al. 2017 ; Rani et al. 2022).

Dans la présente étude, les modifications morphologiques observées sur les films de PEHD après 90 jours d'exposition aux isolats microbiens ont été analysées au MEB. Des altérations caractéristiques ont été mises en évidence après traitement par les isolats bactériens et fongiques, à l'état individuel comme au sein de consortiums, corroborant leur capacité à altérer l'architecture superficielle du polymère. En revanche, les films témoins présentaient une surface lisse, homogène et intacte. (Figure 42).

Ces altérations superficielles, observées sur le PEHD, peuvent être attribuées à l'activité enzymatique des souches microbiennes étudiées sur le polymère au cours du processus de biodégradation de 90 jours. Une exposition prolongée aux micro-organismes favorise la formation de biofilms à la surface du polymère, ce qui déclenche des enzymes spécifiques qui facilitent la dépolymérisation et la décomposition des chaînes polymériques, entraînant une réduction du poids moléculaire du PEHD (Ojha et al. 2017; Demirkan et al. 2020; Kavitha et Bhuvaneshwari 2021). Ces résultats corroborent les études antérieures montrant que des micro-organismes isolés de la bouse de vache peuvent s'attacher à la surface des polymères et en provoquer la dégradation. Par exemple, Sharma et al. (2024) et Gupta et al. (2022) ont démontré que *Bacillus safensis* CGK192, *Bacillus australimaris* CGK221 et *Micrococcus luteus* CGK112 sont capables de modifier la morphologie du film de PEHD, passant d'une surface lisse et homogène à une surface rugueuse et irrégulière après 90 jours d'incubation. Des recherches supplémentaires sur la dépollution du PEHD ont révélé que le genre *Bacillus* induit des altérations de la surface, soit en adhérant à la surface du polymère, soit en la modifiant physiquement (Suslova et al. 2023).







**Figure 42.** Caractérisation, par MEB, des changements morphologiques des films de PEHD exposés aux isolats microbiens et aux consortiums, en comparaison avec le film non traité. Les cercles rouges indiquent les fissures et la formation de petits pores à la surface du plastique, tandis que les flèches rouges signalent la présence de micro-nanoplastiques secondaires déjà formés à la surface altérée.

### 13. Évaluation de la composition chimique du PEHD après traitement microbien par EDS

L'analyse par spectroscopie dispersive en énergie (EDS) a été utilisée pour évaluer la diminution en pourcentage massique du carbone, ainsi que les modifications de la composition élémentaire des films de PEHD après traitement par les consortiums microbiens et les monocultures qui ont présenté le potentiel dégradatif le plus élevé. Cette analyse a confirmé la capacité des consortiums sélectionnés à exploiter le polymère comme source unique de carbone pour soutenir leur croissance et leur activité métabolique tout au long de la période de biodégradation (Skariyachan et al. 2021 ; Sharma et al. 2024). Le film témoin non traité, présentait des pourcentages massiques et atomiques de carbone et d'oxygène, respectivement, de 94,46 % et 95,79 % pour le carbone, et de 5,54 % et 4,21 % pour l'oxygène (Figure 43. A). Après 90 jours, le film PEHD traité avec le consortium MC1 a montré une réduction significative des teneurs en carbone, tant en masse (33,57 %) qu'en fréquence atomique (44,06 %). Parallèlement, les teneurs en oxygène ont augmenté, atteignant 44,52 % en masse et 43,87 % en atomes. De plus, le spectre EDS de MC1 révèle la présence de nouveaux éléments absents du film témoin, notamment Mg (1,02 % en masse, 0,66 % atomique), Al (8,97 % en masse, 5,13 % atomique), Si (8,81 % en masse, 4,95 % atomique) et K (3,28 % en masse, 1,32 % atomique) (figure 49.B). De même, les spectres EDS des films traités avec MC2 ont révélé une diminution des pourcentages massiques et atomiques du carbone, respectivement à 73,62 % et 79,02 %, accompagnée d'une augmentation significative de l'oxygène, qui s'élève à 25,69 % en masse et 20,70 % en pourcentage atomique. Par ailleurs, le spectre de MC2 a mis en évidence l'apparition d'un nouveau pic de soufre, correspondant à 0,68 % en masse et 0,27 % en pourcentage atomique (figure 43.C).

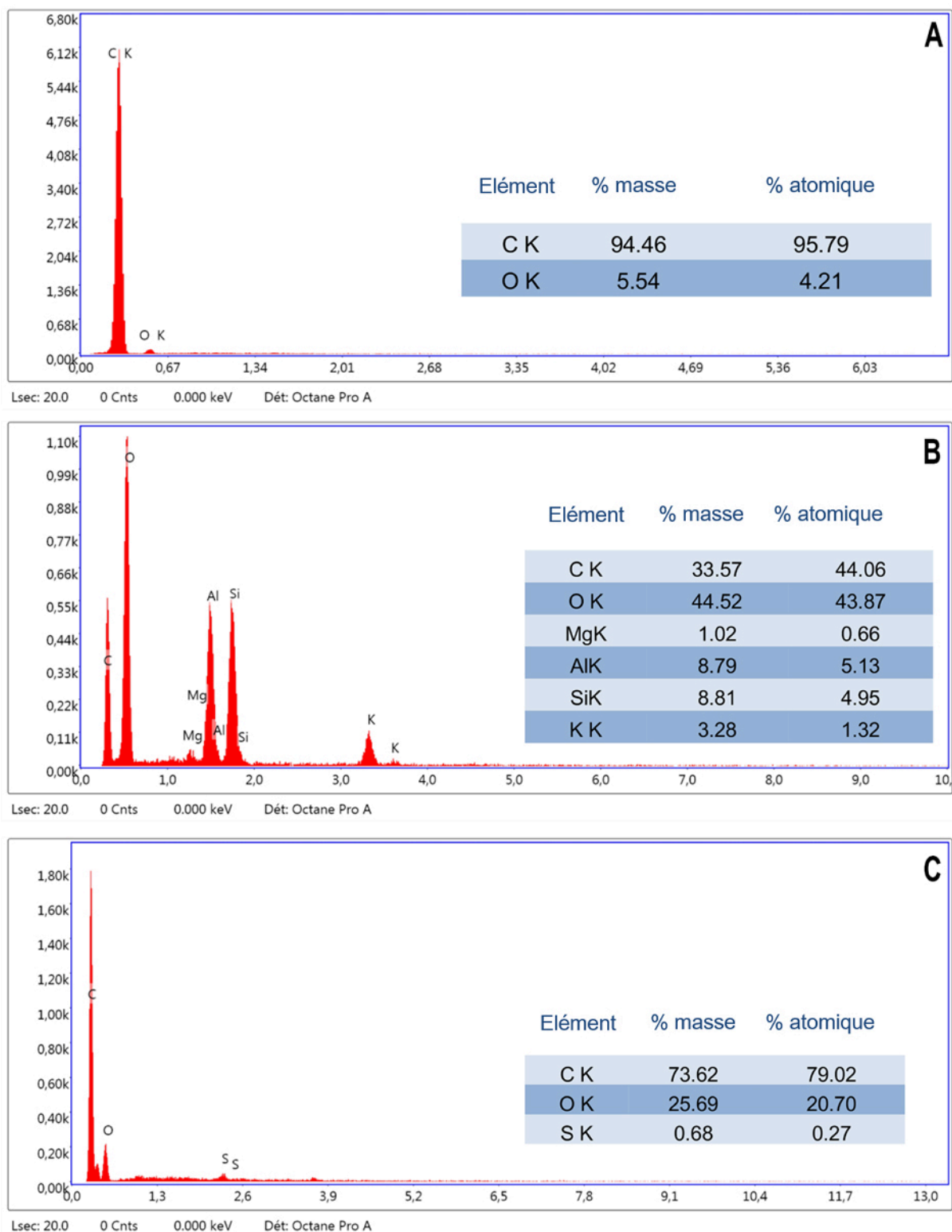
Les consortiums microbiens MC16 et MC18 ont présenté des pourcentages massiques et atomiques de carbone respectivement de 43,14 % et 51,60 %, et de 27,11 % et 34,26 %. En parallèle, une augmentation correspondante des pourcentages atomiques d'oxygène a été observée, atteignant 50,18 %, 45,10 %, 67,33 % et 63,84 %, respectivement.

Les consortiums MC8 et MC10 ont montré une diminution notable des pourcentages massiques et atomiques de carbone, atteignant 48,66 % et 68,76 % pour MC8, et 42,34 % et 69,42 % pour MC10. En parallèle, les pourcentages massiques et atomiques d'oxygène ont augmenté de manière significative dans les films traités, avec 12 % et 12,74 % pour MC8 et 11,16 % et 13,73 % pour MC10.

Les résultats obtenus à partir des spectres EDS confirment la corrélation entre la diminution de la teneur massique en carbone et l'augmentation de la teneur massique en oxygène par rapport au film non traité. Cela indique que des réactions d'oxydation surviennent sur le PEHD lors de sa biodégradation par les souches microbiennes (Gupta et al. 2023a ; Newrick et al. 2025 ; Wu et al.

2023a). Une étude similaire a observé une augmentation de la teneur en oxygène de 10,26 % à 23,79 %, due à l'oxydation de la surface du polyéthylène par un consortium de *Brevibacillus spp.* et *Aneurinibacillus sp.*, pendant 120 jours de dégradation (Skariyachan et al. 2018).

Cependant, les pics supplémentaires associés aux éléments Mg, Al, Si, K et S, observés dans les spectres des films traités selon Silva et Wiebeck (2022) et Skariyachan et al. (2017), pourraient être considérés comme des contaminants ou des impuretés provenant des films de PEHD, susceptibles d'interférer avec l'environnement.



**Figure 43.** Spectres EDS des films de PEHD non traités (A) et des films traités après 60 jours par les consortiums microbiens (B), illustrant les variations de composition élémentaire induites par l'activité microbienne

#### 14. Analyse FTIR des transformations chimiques de l'PEHD post-dégradation

La biodégradation des plastiques est assurée par les enzymes microbiennes, qui catalysent une série de réactions biochimiques aboutissant à des transformations moléculaires telles que l'oxydation, la réduction, l'hydrolyse, l'estérification, ainsi que la modification de divers groupes fonctionnels au sein de la structure chimique du polyéthylène (Khandare et al. 2021a).

La spectroscopie FTIR constitue un outil analytique essentiel pour examiner les modifications moléculaires au sein des polymères, en particulier pour suivre l'évolution des groupes fonctionnels, caractériser les produits de dégradation et mettre en évidence les transformations chimiques intervenant au cours du processus de biodégradation (Sasikumar 2015; Shahnawaz et al. 2019).

L'apparition de nouvelles bandes d'absorption, l'augmentation ou la diminution de l'intensité relative de certaines vibrations caractéristiques, ou encore la modification de la structure spectrale attestent que les isolats et les consortiums étudiés ont effectivement décomposé la chaîne carbonée du polymère (Napoli et al., 2023). Dans cette étude, les spectres FTIR des films de PEHD ont été enregistrés dans la région  $4000\text{--}500\text{ cm}^{-1}$  après 90 jours de traitement biotique (Figure 44), ce qui a permis d'identifier les signatures spectrales associées aux processus d'oxydation et d'hydroxylation du polymère.

Les bandes intenses caractéristiques du spectre FTIR du PEHD non traité apparaissent notamment à  $2914,63\text{ cm}^{-1}$  (vibration d'élongation asymétrique C–H),  $2848,37\text{ cm}^{-1}$  (vibration d'élongation symétrique C–H) des groupes méthylène  $\text{--CH}_2\text{--}$ , ainsi qu'à  $1466\text{ cm}^{-1}$  et  $719\text{ cm}^{-1}$ , correspondants aux modes de déformation (bending) C–H, témoignant de la nature aliphatique du polymère. Toute déviation par rapport au spectre témoin, qu'il s'agisse d'un changement d'intensité, d'une modification de la forme du pic ou de l'apparition de nouvelles bandes d'absorption, témoigne d'une altération des groupes fonctionnels. L'émergence de nouveaux pics dans les films traités indique ainsi la formation ou la transformation de liaisons chimiques consécutives au processus de biodégradation.

L'annexe 7 récapitule les modifications et les nouvelles bandes d'absorption observées dans les films traités, par rapport au témoin. Les films de PEHD soumis à l'action microbienne présentaient des bandes situées entre  $2912,50$  et  $2922,10\text{ cm}^{-1}$  ainsi qu'entre  $2843,62$  et  $2856,70\text{ cm}^{-1}$ , correspondant respectivement aux vibrations d'élongation asymétriques et symétriques des liaisons C–H des groupes méthyle. Les bandes détectées à  $1471,40\text{ cm}^{-1}$  et  $1462,70\text{ cm}^{-1}$  sont attribuées au mode de vibration de flexion « scissoring » des liaisons C–H. Des bandes supplémentaires, moins intenses, apparaissant à  $1368,62\text{ cm}^{-1}$  et  $907,20\text{ cm}^{-1}$ , correspondent respectivement à des vibrations de déformation liées aux groupes  $\text{CH}_3/\text{CH}_2$  des alcanes et à des vibrations de déformation hors plan du  $\text{=C--H}$ , caractéristiques des alcènes. Par ailleurs, les vibrations de déformation “rocking” du groupe méthylène  $\text{CH}_2$  du film

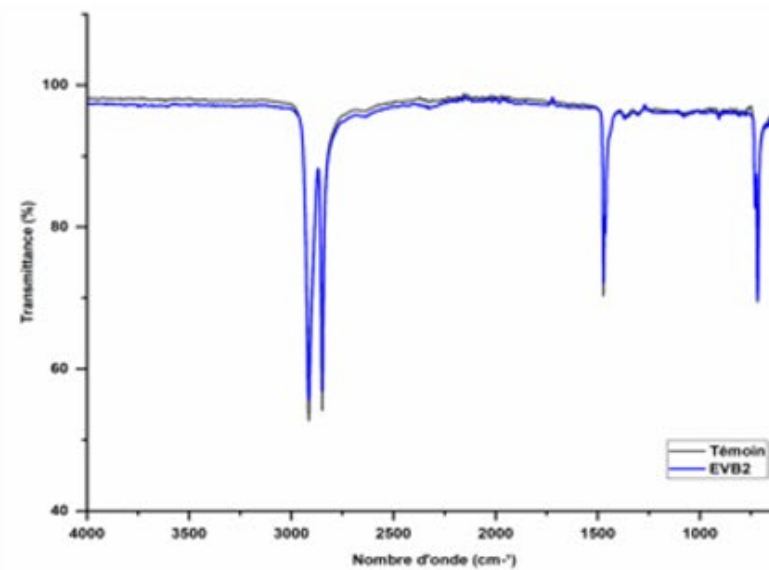
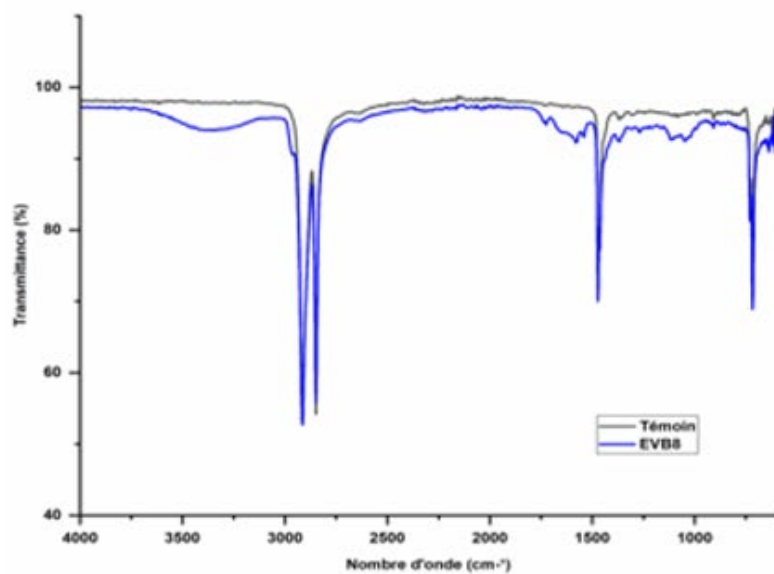
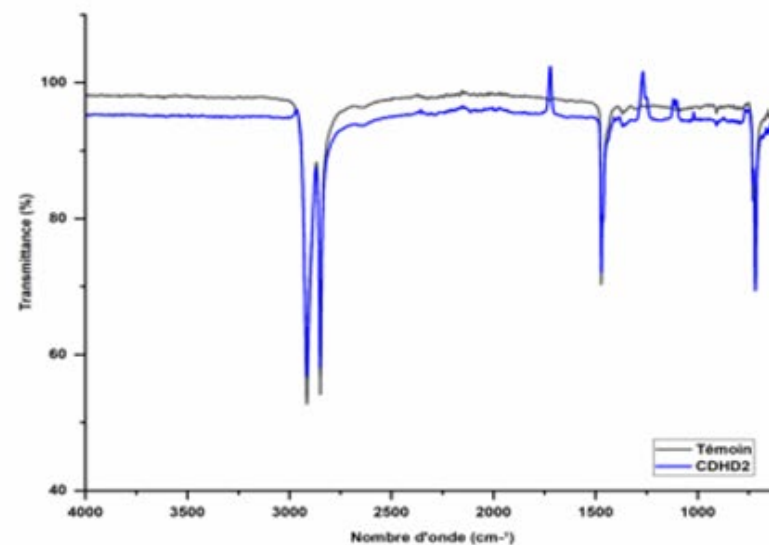
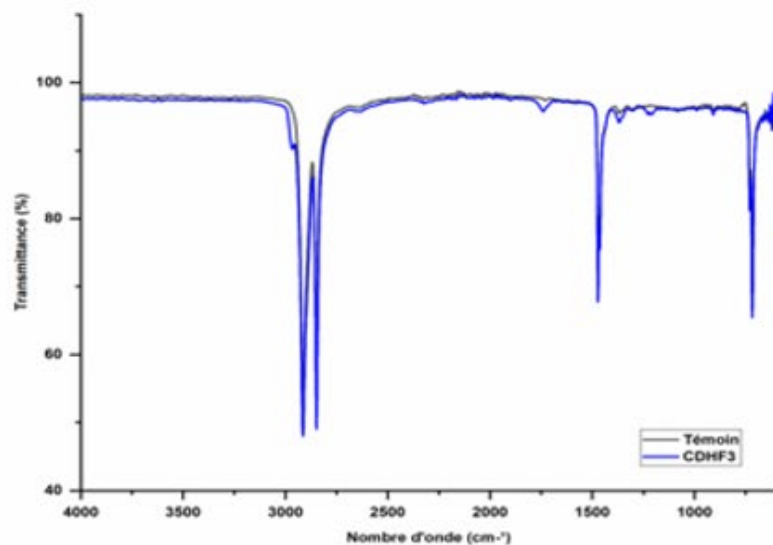
non traité, initialement positionnées à  $730,52\text{ cm}^{-1}$  et  $717,11\text{ cm}^{-1}$ , ont montré des déplacements de  $727,20$  à  $736,40\text{ cm}^{-1}$  et de  $711,02$  à  $720,27\text{ cm}^{-1}$  dans les films traités. Les échantillons traités avec les consortiums MC5 et MC8 ont présenté une modification plus marquée de la bande autour de  $717,11\text{ cm}^{-1}$ , ce qui indique une altération importante de la structure du polymère, comme l'atteste la disparition de la bande associée à cette vibration. Après le traitement des films en PEHD, de nouvelles bandes d'absorption ont été détectées, en particulier dans les fréquences  $3650\text{--}3250\text{ cm}^{-1}$  et  $1700\text{--}1800\text{ cm}^{-1}$ , correspondantes respectivement à l'élongation des groupes -OH des phénols ou des alcools et à l'élongation des groupes carbonyles (C=O) (Abraham et al. 2017 ; Newrick et al. 2025). D'autres pics sont apparus entre  $2628,24$  et  $2631,50\text{ cm}^{-1}$ , attribués à l'élongation C-H-O des aldéhydes et susceptibles de correspondre à des composés tels que l'hexanal ou le nonanal. Ces observations confirment que l'activité enzymatique des microorganismes entraîne l'hydrolyse primaire du PEHD et la formation de produits oxydés par l'incorporation de molécules d'oxygène et d'hydrogène dans la chaîne aliphatique du polymère (Kunlere et al. 2019 ; Eldin et al. 2022). Zhang et al. (2023b) ont également observé des résultats similaires, montrant que la présence de groupes carbonyle et hydroxyle dans les spectres du PEHD traité confirme la bio-oxydation du polymère. L'ajout de groupes hydroxyles augmente l'hydrophilie du polymère, ce qui le rend plus vulnérable à l'attaque microbienne et à la dégradation ultérieure. Par ailleurs, l'apparition de pics à  $1651,68\text{ cm}^{-1}$ , correspondants à une faible élongation C=C des alcènes, suggère la formation d'intermédiaires insaturés au cours du processus de biodégradation (Spina et al. 2021). De plus, le nouveau pic observé à  $1620\text{ cm}^{-1}$  correspond à l'élongation C=C des alcènes, situé dans la région  $1670\text{--}1600\text{ cm}^{-1}$ , tandis que le pic à  $1500\text{ cm}^{-1}$  est attribué à l'élongation N-O. Ces signaux résultent principalement de l'activité de dégradation des isolats à la surface du polymère. Ces groupes peuvent être facilement exploités comme sites fonctionnels par les enzymes sécrétées par les souches étudiées, ce qui conduit à la formation d'aldéhydes ou de cétone (Bosch-Roig et al. 2021). Des observations similaires ont été rapportées par d'autres auteurs lors de la dégradation bactérienne du polyéthylène (Dey et al. 2020a ; Skariyachan et al. 2021). Par ailleurs, des pics situés dans la plage fréquentielle  $1200\text{--}1000\text{ cm}^{-1}$  ont été détectés, correspondant à l'élongation C-O des acides carboxyliques, aux groupes hydroxyle des alcools, aux esters et aux éthers. Ces signaux indiquent l'oxydation de la chaîne principale et sont également associés à la cristallisation du polymère (Adithama et al. 2023 ; Albertsson et al. 1998 ; Rivard et al. 1995).

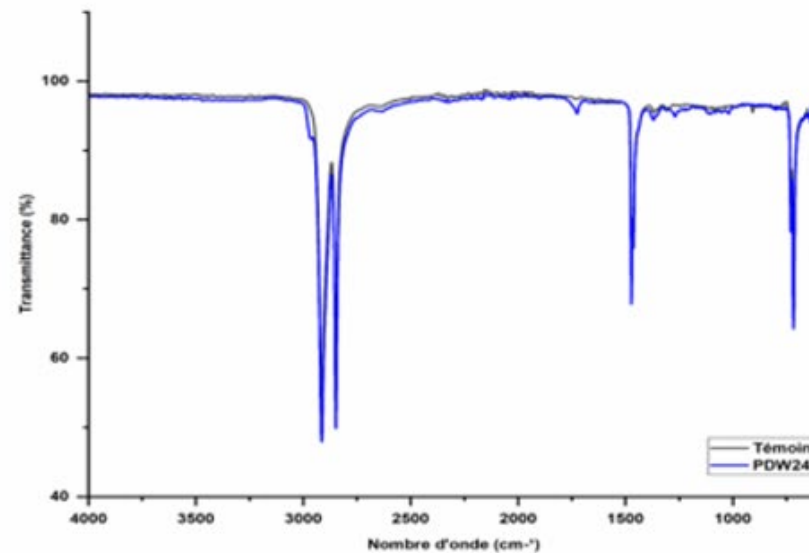
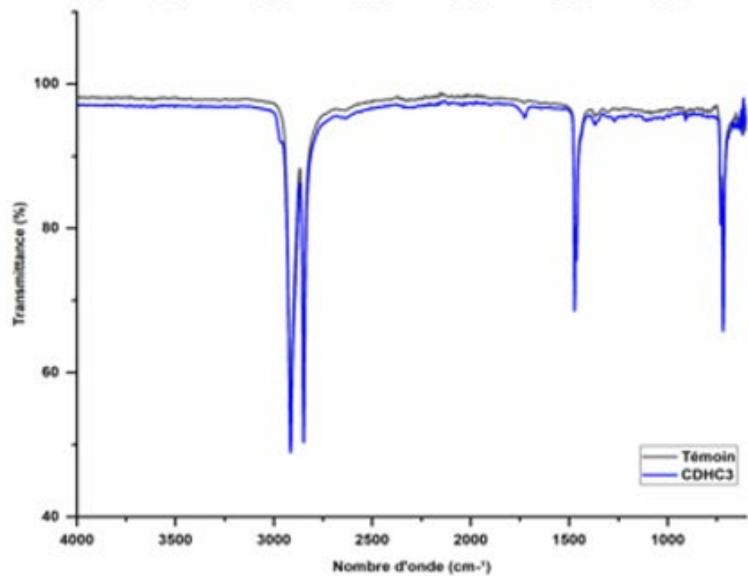
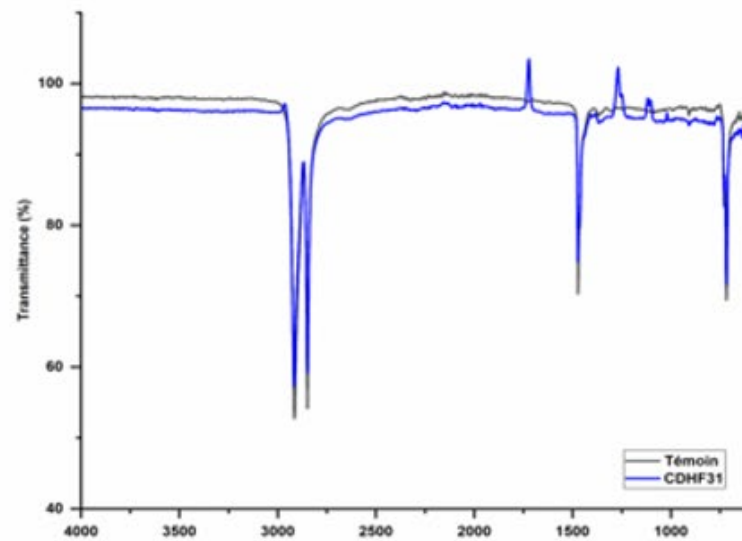
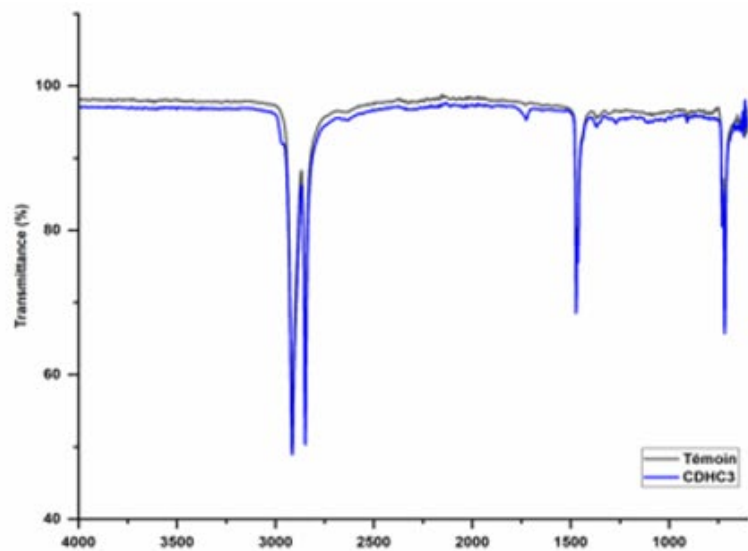
Les pics détectés dans les plages mentionnées proviennent principalement des réactions Norrish, responsables de l'oxydation et de la fragmentation du PEHD, conduisant à une augmentation de la

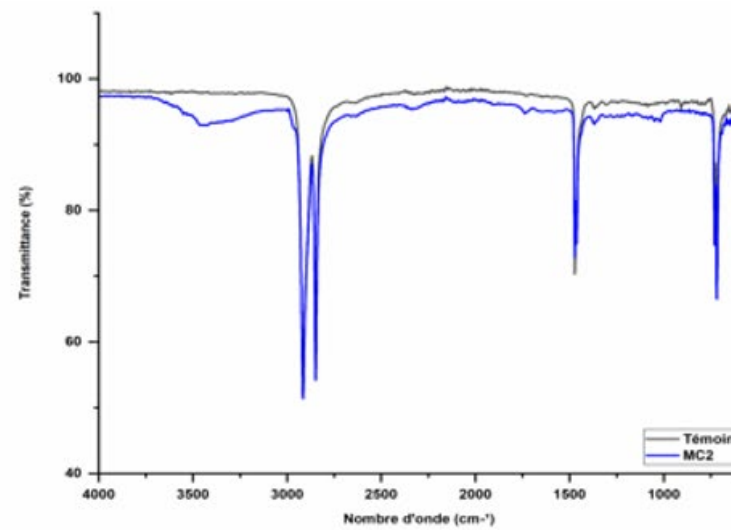
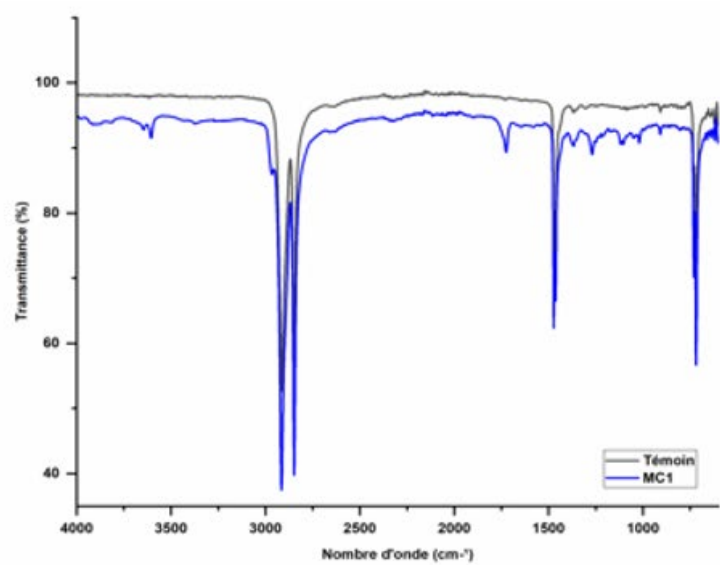
cristallinité et de l'hydrophobicité du polymère (Albertsson et Karlsson 1990 ; Velramar et al. 2015). Plusieurs études sur la biodégradation du polyéthylène suggèrent que le mécanisme de dégradation débute par l'action de facteurs abiotiques, tels que l'exposition aux UV, la chaleur ou un traitement chimique (acide nitrique), servant de prétraitement afin de faciliter la dégradation biologique ultérieure (Albertsson et al. 1995 ; Awasthi et al. 2017a ; Chaudhary et Vijayakumar 2020). En revanche, nos résultats corroborent parfaitement l'étude de Gupta et al. (2023a), indiquant que le mécanisme de biodégradation microbienne du PEHD peut commencer directement par la production de composés favorisant l'activité enzymatique. Ces enzymes catalysent diverses réactions, induisant des modifications chimiques à la surface du polymère, sans nécessiter de traitement physico-chimique préalable (Balasubramanian et al. 2014 ; Kang et al. 2019 ; Shariati et al. 2021).

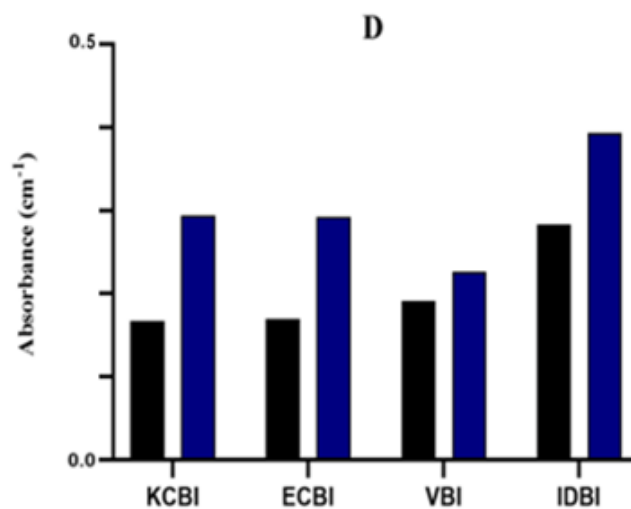
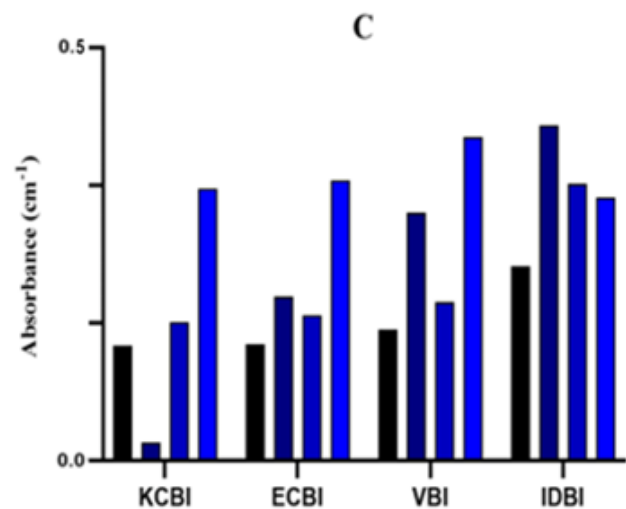
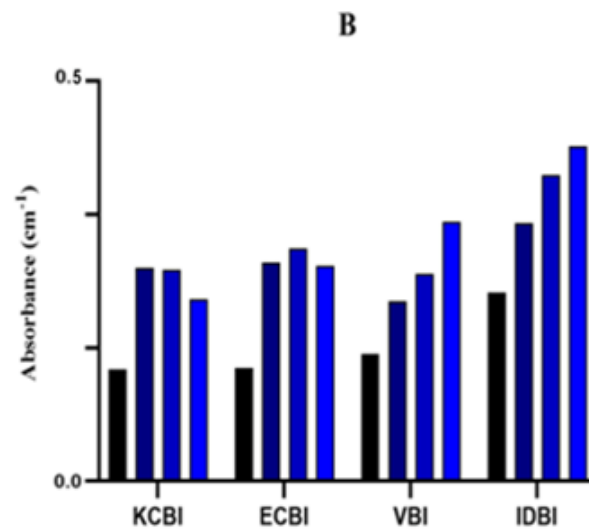
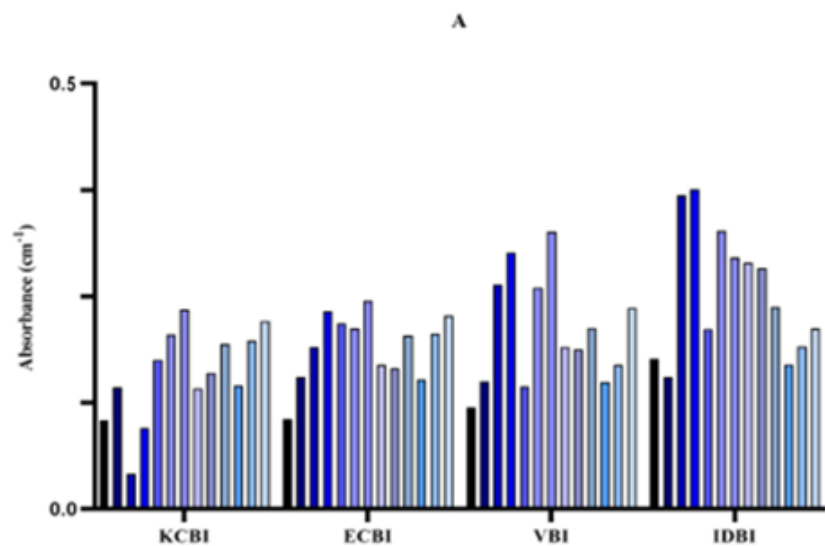
Les indices de liaison carbonyle (KCBI, ECBI) et de liaison double (VBI, IDBI) ont été calculés afin de clarifier le mécanisme de biodégradation du polymère, en déterminant la formation ou la disparition de groupes fonctionnels tels que les acides, les cétones et les liaisons doubles. Après 90 jours de biodégradation du PEHD, les isolats ont montré une augmentation significative des indices KCBI, ECBI, VBI et IDBI par rapport au témoin. Comme illustré dans la figure 44 A-H, la fraction de groupes carbonyle et de doubles liaisons internes était supérieure à celle des doubles liaisons vinyl (-CH=CH<sub>2</sub>) pour les films PEHD traités avec PDW28, CDP17 et MC1. En revanche, pour les films traités avec les isolats CDHF29, CDHF30, PDW24 ainsi que les consortiums MC2, seules les fractions ECBI et IDBI étaient prédominantes par rapport aux VBI. L'augmentation de l'indice ECBI observée dans les films PEHD traités peut être attribuée à l'activité enzymatique des oxydoréductases, qui sont rapportées comme les principaux produits des réactions d'oxydation (Albertsson et al. 1998). Par ailleurs, l'élévation des indices de doubles liaisons (IDBI, VBI) suggère une contribution directe de l'activité biotique. Selon Albertsson et al. (1987) ; Devi et al. (2019), la formation d'IDBI et de VBI dans la chaîne polymérique est généralement associée à des mécanismes de type Norrish. Des résultats similaires ont été rapportés par Velramar et al. (2015), indiquant que les fractions KCBI, ECBI et IDBI (-CH=CH-) sont supérieures à celles des VBI (-CH=CH<sub>2</sub>). Une tendance similaire a été rapportée dans l'étude de Thakur et al. (2025), où le PEBD traité présentait également une augmentation de l'indice carbonyle, de l'indice des doubles liaisons et de l'indice des doubles liaisons internes par rapport au témoin, ce qui indique des réactions d'oxydation et de rupture de chaînes au sein de la structure du PEBD. De plus, Sarmah et Rout (2018) soulignent une augmentation significative de tous les indices estimés de carbonyle et de doubles liaisons, l'indice IDBI atteignant son maximum après la dégradation du PE par *Phormidium lucidum*. La formation de groupes carbonyles, associée à la

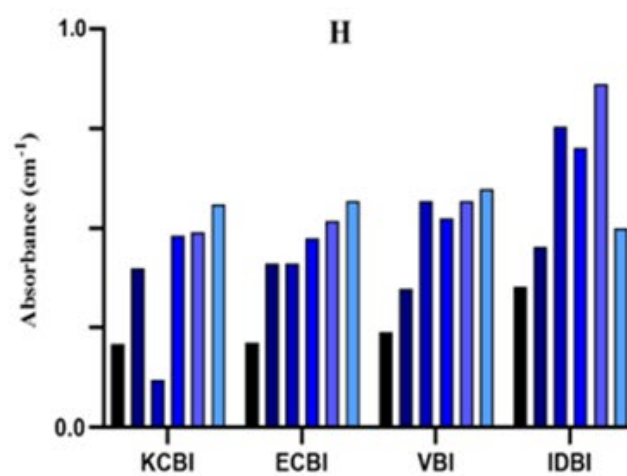
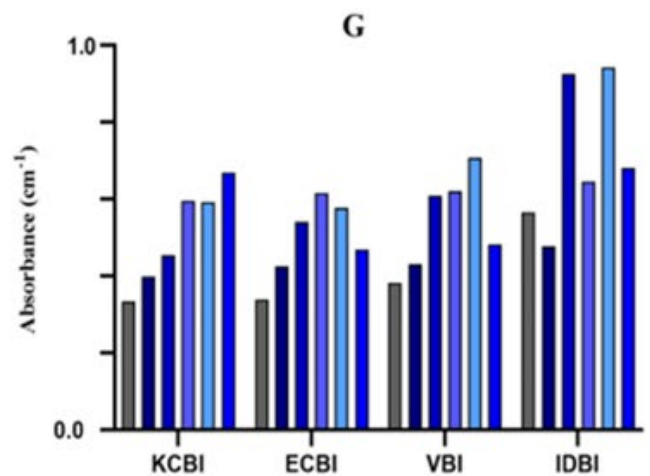
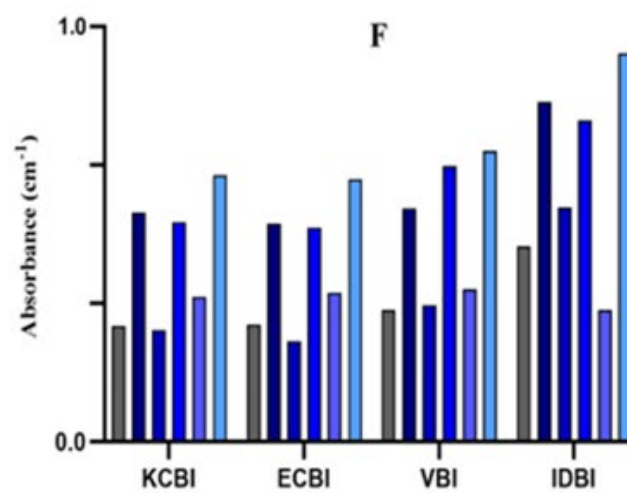
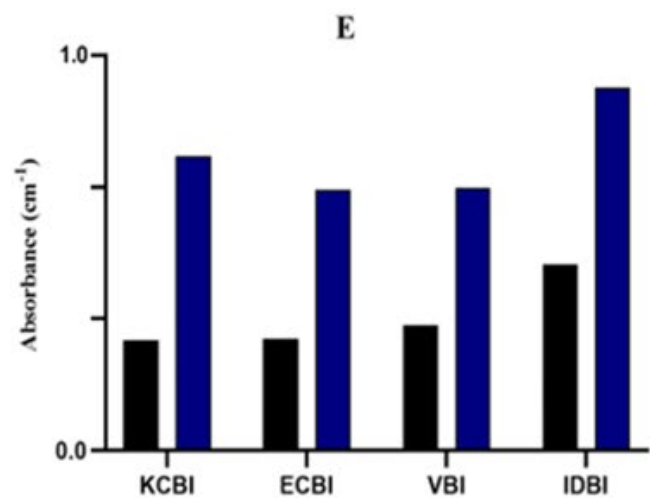
diminution des liaisons natives observée dans le spectre FTIR du polyéthylène traité, traduit la fragmentation du polymère en chaînes plus courtes, libérant des sous-produits (Gupta et Devi 2020).

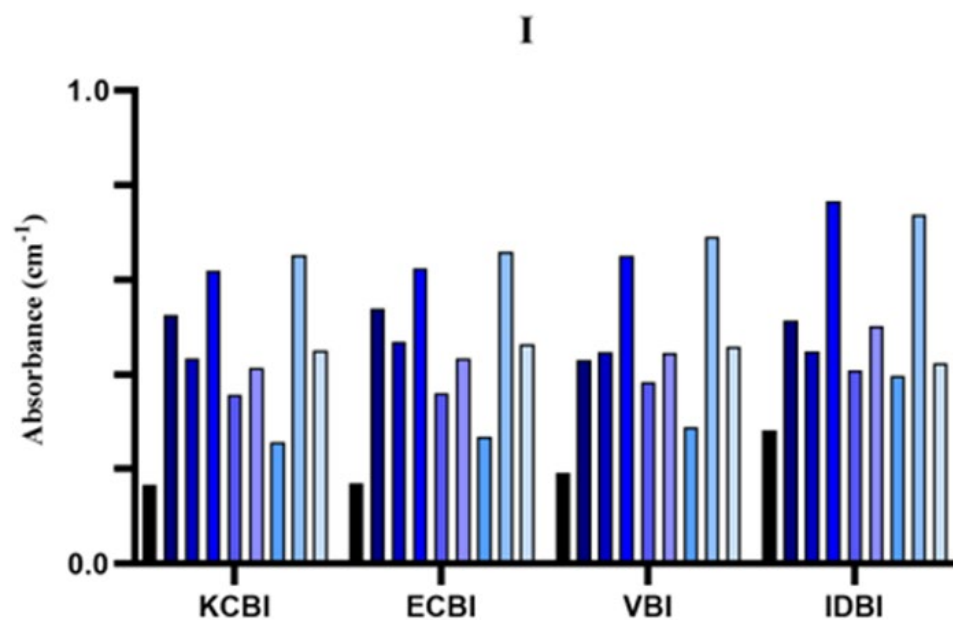












**Figure 44.** Spectres FTIR et indices des liaisons carbonyle et doubles (KCBI, ECBI, VBI, IDBI) des films de PEHD non traités et traités par différents isolats microbiens : Bacillus (A), Pseudomonas (B), Enterobacter (C), Serratia (D), Lysinibacillus (E), bactéries Gram négatives (F), bactéries Gram positives (G), isolats fongiques (H) et consortium (I).

### 15. Analyse cristallographique par DRX des films de PEHD après biodégradation par des souches microbiennes individuelles et des consortiums

Le taux de biodégradation des polymères est influencé par plusieurs paramètres, dont la structure chimique, le poids moléculaire et le degré de cristallinité. Les polymères sont des macromolécules constituées de régions hautement régulières (zones cristallines) et de régions irrégulières (zones amorphes), cette organisation biphasée leur conférant une certaine flexibilité structurelle (Farveen et al. 2023).

Le PEHD se caractérise par une structure moléculaire simple et hautement symétrique, ce qui se traduit par un degré de cristallinité élevé (Martínez-Romo et al. 2015 ; Jangong et al. 2019 ; Eck et al. 2023). Sa grande résistance résulte principalement de son poids moléculaire élevé et de la forte hydrophobicité de sa surface, qui limitent la pénétration des enzymes et entravent le passage des macromolécules à travers la paroi cellulaire. La dégradabilité des polymères semble dépendre principalement de la proportion relative des zones amorphes et cristallines, ainsi que de la présence de liaisons C–C très stables, qui confèrent une résistance élevée à l'action des enzymes (Farveen et al. 2023). Les diffractogrammes DRX typiques du PEHD présentent des pics cristallins situés à 21–22° et 23–24°, correspondant respectivement aux réflexions (110) et (200) des plans cristallins. Ces réflexions sont associées à la structure cristalline orthorhombique caractéristique du PEHD (Musuc et al. 2013 ; Tarani et al. 2023). L'analyse DRX a été réalisée pour évaluer l'évolution du degré de cristallinité du film de PEHD après 90 jours d'exposition aux souches individuelles et aux consortiums sélectionnés. Le diffractogramme du film non traité révèle deux pics cristallins principaux à 21,63° et 23,96°, ainsi que d'autres pics à 30,13°, 36,41°, 40,75° et 44,02°, témoignant de la structure cristalline du polymère. Dans les diffractogrammes des films traités par les souches sélectionnées, une baisse significative de l'intensité et de légers déplacements de ces pics ont été observés dans le Tableau 10 (Annexe 10) et la figure 45. Les spectres DRX des films traités ont montré des modifications significatives des pics par rapport à leurs positions initiales, avec des valeurs de  $2\theta$  de 22,6°, 25°, 37,26°, 41,71° et 45,96°. Pour les films exposés aux souches CDHF3, CDHF11 et PDWC5, de nouveaux pics sont apparus à 22,78°, 25,14°, 22,23°, 22,22°, 22,21° et 22,17°, respectivement, tandis que les pics originaux situés à 30,13°, 40,75° et 44,02° ont disparu pour de nombreuses souches après 90 jours d'incubation.

Une diminution significative de l'intensité des pics cristallins a été observée dans les films traités par les micro-organismes, ce qui suggère le déclenchement d'une transition partielle des zones cristallines vers des structures amorphes. Pour évaluer cette transition quantitativement, le pourcentage de cristallinité a été déterminé, ce paramètre constituant un indicateur clé de l'étendue de la

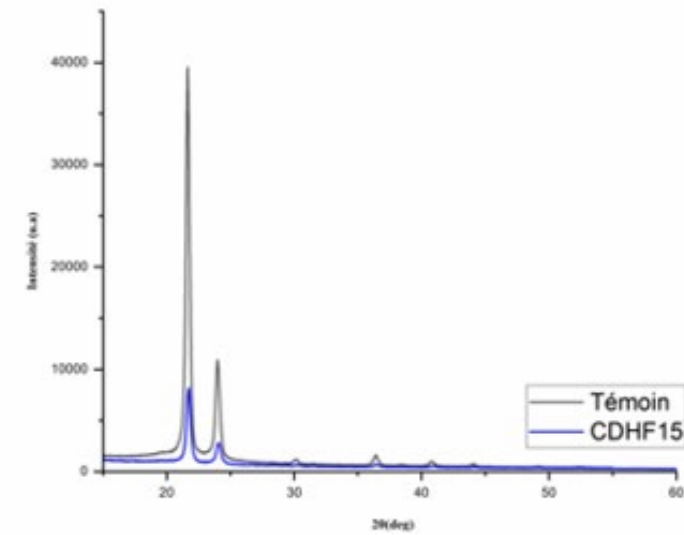
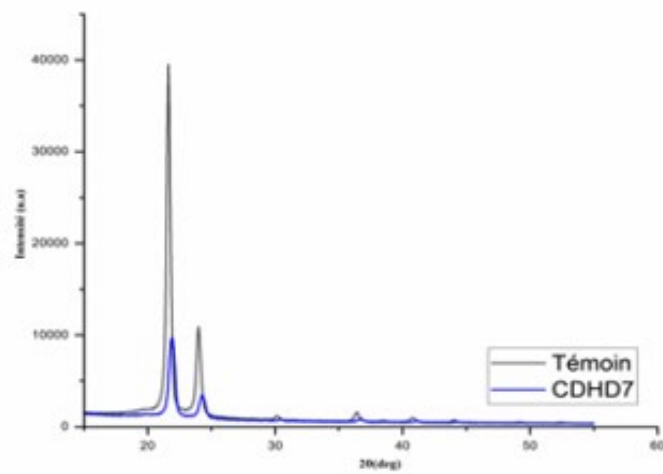
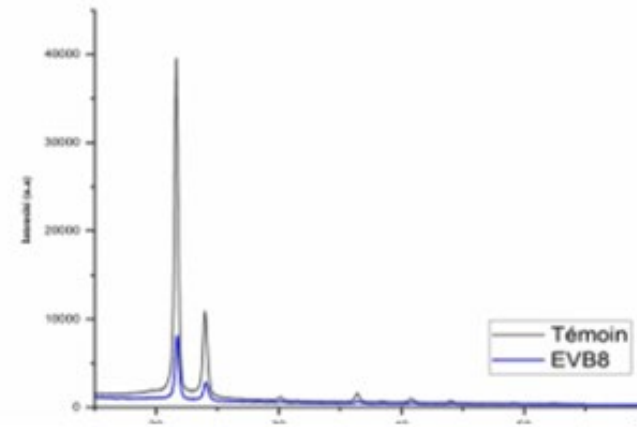
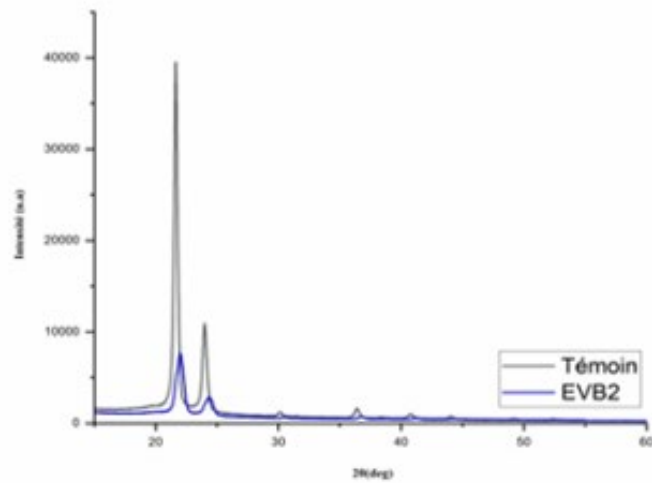
biodégradation des polymères (Mohamed et Narayanan 2024). Le pourcentage de cristallinité des différentes souches variait de 24,71 % à 81,46 %. La majorité des souches a montré une diminution notable de la cristallinité par rapport au témoin, la cristallinité étant de 70,84 %, les souches fongiques affichant les réductions les plus importantes, jusqu'à 24,71 %. À l'inverse, les souches CDP20, CDHD12 et CDP17 ont présenté des augmentations de cristallinité de 72,88 %, 79,54 % et 81,46 %, respectivement. L'augmentation de la cristallinité peut être attribuée à la dégradation ciblée des zones amorphes du polymère, qui sont plus accessibles et moins résistantes aux attaques microbiennes. Lorsque ces régions amorphes se dégradent, les micro-organismes commencent à décomposer les zones cristallines, ce qui accroît la proportion relative de cristaux plus gros et modifie la structure cristalline globale du PEHD (Ghatge et al. 2020 ; Maroof et al. 2021). Une observation similaire a été rapportée par Maroof et al. (2021), montrant qu'après 90 jours de traitement du PEBD par *Bacillus siamensis*, *B. cereus*, *B. weidmanni* et *B. subtilis*, la cristallinité augmentait grâce à la dégradation sélective des zones amorphes, laissant une fraction cristalline plus structurée et organisée.

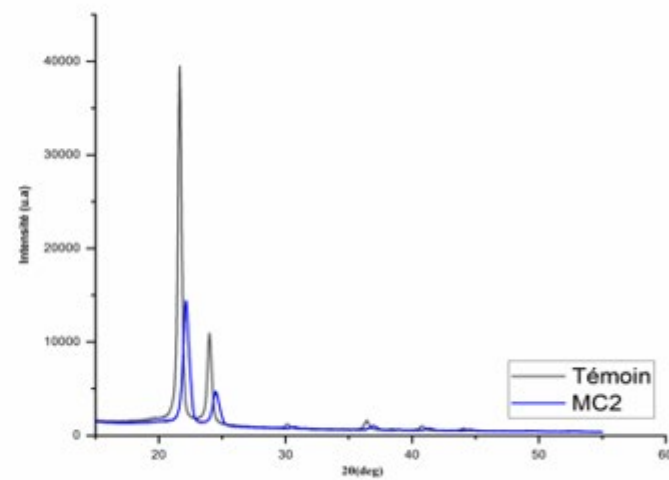
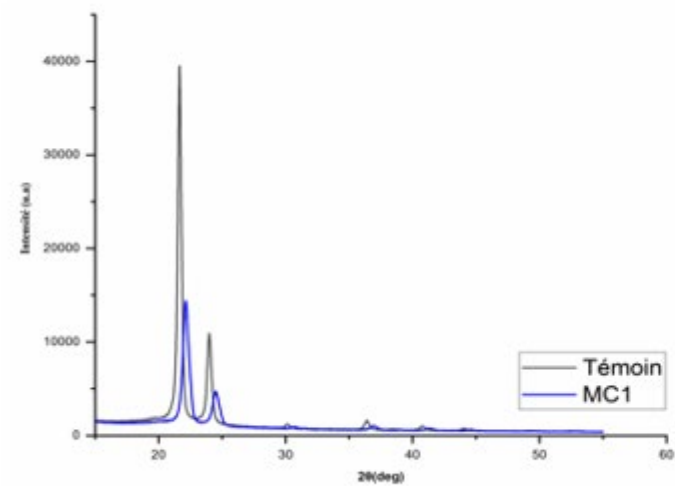
Cependant, l'action des consortiums microbiens entraîne un changement significatif de l'apparition et de la disparition des pics originaux du PEHD, ainsi que de leur intensité, ce qui conduit à une augmentation notable du degré de cristallinité, confirmant ainsi la biodégradation du polymère (Olesik et al. 2021).

La diminution de la cristallinité du PEHD indique une modification de sa structure moléculaire liée à la biodégradation. Pendant ce processus, le polymère subit une auto-oxydation lors du traitement aseptique des films. Les régions amorphes, moins ordonnées et plus accessibles, s'oxydent plus rapidement que les régions cristallines. Ensuite, les micro-organismes attaquent progressivement les régions cristallines, ce qui réduit le taux de cristallinité du matériau. De plus, cette diminution de la cristallinité peut accroître la proportion de groupes hydrophiles dans le polymère, ce qui favorise une diffusion plus facile de l'eau dans l'échantillon. D'autre part, la pénétration des molécules d'eau dans le polymère accélère également la dégradation microbienne du PEHD. Cette étude indique que la région amorphe est plus susceptible de dégradation que la région cristalline, ce qui est attendu, les zones amorphes étant dégradées par les isolats microbiens et laissant en résidu les zones cristallines (Wu et al. 2023a ; Zhang et al. 2023a ; Gates et Crook 2024 ; Sathiyabama et al. 2024).

Des résultats similaires ont été rapportés dans des études antérieures sur la biodégradation du PEHD, indiquant que ce processus modifie significativement l'organisation moléculaire du polymère et soulignant le potentiel des co-cultures pour améliorer le taux de dégradation (El-Sayed et al. 2021 ; Sharma et al. 2024).

Sathiyabama et al. (2024) ont rapporté que le PEBD non traité présentait une cristallinité de 31,6 %, tandis que l'exposition à *Cladosporium sphaerospermum* a réduit cette valeur à 27,3 %, ce qui indique une altération significative de la structure polymérique due à l'activité fongique. La dégradation du polymère par *Enterobacter cloacae* a entraîné une baisse de 11,48 % de sa cristallinité, ce qui reflète une altération de la structure polymérique et souligne le potentiel accru de dégradation lié à l'activité enzymatique de l'alcane monooxygénase (Mohamed et Narayanan 2024).





**Figure 45.** Diffractogrammes DRX du PEHD non traité et traité par les isolats microbiens ainsi que par les consortiums après 90 jours d'incubation

### 16. Caractérisation des métabolites de dégradation par GC-MS

La chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse constitue une approche analytique performante pour caractériser les composés volatils et détecter les produits finaux issus de la biodégradation des polymères (Kovacs et al. 2021 ; Giaganini et al. 2023 ; Wang et al. 2024). Les profils chromatographiques et spectrométriques révèlent la libération, dans le milieu réactionnel, de divers composés organiques issus de la fragmentation oxydative des chaînes aliphatiques du PEHD. Ces composés comprennent des acides carboxyliques, des alcanes et des alcènes, issus d'activités enzymatiques spécifiques.

Les métabolites générés présentent une biodisponibilité accrue et sont plus facilement intégrés dans les voies cataboliques microbiennes, telles que la  $\beta$ -oxydation et les cycles de transformation des hydrocarbures, ce qui favorise leur assimilation et leur minéralisation progressive (Byrne et al. 2022 ; Singh 2022 ; Obaid et AL-Jawhari 2023). Le chromatogramme du PEHD biodégradé par les consortiums microbiens ainsi que par les souches individuelles, présentant les rendements de dégradation les plus élevés (Annexe 8).

Les sous-produits identifiés par GC-MS après 90 jours d'incubation du PEHD avec les consortia correspondaient majoritairement à des dérivés terminaux d'hydrocarbures aliphatiques. Ces composés étaient les plus abondants dans le milieu réactionnel en raison de leur concentration élevée. Les principaux produits de dégradation identifiés étaient des alcanes tels que l'octadécane, la docosane et le tricosane, ce qui indique une dépolymérisation du polymère et confirme les résultats de l'analyse FTIR (Liu et al. 2022b). Les alcènes (1-hexène, 5-octadécène, 2,4,6,8-tétraméthyl-1-undécène) et les acides carboxyliques (acide pentanoïque, acide hexanoïque) étaient moins abondants. Plusieurs pics chromatographiques n'ont pas présenté une correspondance suffisante avec les bibliothèques NIST et Wiley, et ont été éliminés. Parmi les alcanes détectés dans l'ensemble des isolats étudiés, le composé dominant était l'heptadécane, avec des proportions comprises entre 0,15 % et 3,07 %, suivi du tétracosane (1,31 % à 4,25 %) et de l'octadécane (1,98 % à 2,99 %).

Le tableau 11 présente les pics chromatographiques identifiés dans les films de PEHD traités avec les isolats bactériens. L'isolat EVB2 a généré 17 pics, représentant une abondance relative totale de 15,93 % ; EVB8 (15 pics, 6,98 %) et PDW52 (15 pics, 11,50 %). Aucun de ces composés n'a été détecté sur le chromatogramme témoin.

L'Annexe 11 présente les pics identifiés dans les films de PEHD traités avec les isolats fongiques. L'isolat PDWC11 a produit 17 pics correspondant à une abondance relative totale de 14,21 %, suivis de PDWC7 (13 pics, 12,23 %), CDHC3 (14 pics, 8,16 %) et CDHC6 (4 pics, 0,29 %).

Le tableau 13 résume les composés générés lors de la dégradation du PEHD par les consortia microbiens. Le consortium MC1 a présenté 22 pics représentant 39,34 % de l'abondance relative totale, suivi de MMC2 (17 pics, 6,59 %).

Plusieurs études ont rapporté que les alcanes sont les composés les plus fréquemment générés lors de la dégradation du polyéthylène. L'absence d'autres composés organiques pourrait s'expliquer par leur forte volatilité, notamment pour les alcools. Il est supposé que certains métabolites puissent ne pas être détectés par GC-MS en raison des températures élevées de fonctionnement de la colonne ou de pertes potentielles lors de l'étape de concentration (Roy et al. 2008).

Un profil similaire, dominé par des hydrocarbures saturés (alcanes) à des concentrations supérieures à celles des autres sous-produits, a été décrit par Khandare et al. (2022) qui ont étudié la dégradation du PEDB par des bactéries marines sur une période de 90 jours. Les résultats obtenus dans la présente étude concordent également avec ceux rapportés par Jayan et al. (2023), montrant que les composés majoritaires détectés dans les films de PE traités sont des hydrocarbures à longue chaîne, tels que l'undécane, tandis que le film non traité ne présente que des pics correspondant à des esters d'acides gras. L'étude de Skariyachan et al. (2018) a par ailleurs mis en évidence, par analyse GC-MS, la production d'alcanes et d'acides carboxyliques comme produits finaux de la bio-fragmentation du polyéthylène et du polypropylène par des consortia thermophiles innovants composés de *Brevibacillus* sp. et d'*Aneurinibacillus* sp., incubés pendant 140 jours.

Dans notre étude, des composés d'oxydation comme les acides carboxyliques, aldéhydes, esters et alcools ont été identifiés par FTIR, mais ils n'ont pas été identifiés par GC-MS. Cette différence pourrait s'expliquer par plusieurs facteurs, tels que la présence éventuelle de ces composés dans des pics GC-MS peu intenses, leur instabilité thermique, l'absence de dérivation préalable à l'analyse GC-MS, ou encore des pertes potentielles lors de l'extraction et de la concentration de l'échantillon (Kornilova et al. 2013 ; Buron-Moles et al. 2025 ; Farag et al. 2025).

Contrairement à la GC-MS, la FTIR permet d'analyser directement les modifications chimiques de surface, ce qui facilite la détection de groupes fonctionnels fixés au polymère sans nécessiter une préparation approfondie des échantillons (Nadeem et al. 2021; Yao et al. 2022a ; Farag et al. 2025). En revanche, la GC-MS cible principalement les produits de dégradation non polaires et volatils, tels

que les alcanes linéaires saturés et d'autres sous-produits de bio-fragmentation présents dans le milieu aqueux (Montazer et al. 2020). Il est largement reconnu que la dérivation préalable à la GC-MS constitue une étape essentielle pour accroître la sensibilité et assurer la compatibilité de la méthode avec les composés oxygénés. Cela facilite la détection des produits de dégradation polaires, libérés dans le milieu de culture (Moldoveanu et David 2019).

Kristensen et al. (2019) ont également souligné l'importance de la dérivation pour la détection des acides carboxyliques par GC-MS, ces composés étant autrement limités par leur forte polarité et leur faible volatilité. Une étude récente sur la classification du lait a démontré le caractère complémentaire de la FTIR et de la GC-MS : les deux techniques identifient des produits communs tout en détectant des composés supplémentaires, ce qui souligne l'intérêt de leur utilisation conjointe (Frag et al. 2025).

Contat-Rodrigo et al. (2001) Ils ont étudié la détection des sous-produits de dégradation des polyoléfines dégradables à l'aide de l'extraction par ultrasons et par micro-ondes. Leur recherche a montré une diminution progressive des acides carboxyliques au fil du temps, ces composés étant présents en faibles quantités ou absents par rapport aux alcanes après la dégradation microbienne. Ces résultats suggèrent que la diminution observée est liée à l'assimilation microbienne des acides carboxyliques. Une observation comparable a été rapportée par Balasubramanian et al. (2014), qui ont identifié des acides carboxyliques métabolisés par *Aspergillus terreus* MF12, entraînant la formation d'alcanes prédominants issus de la dégradation du polyéthylène, notamment le tétradécane, le pentadécane, l'hexadécane, l'heptadécane et l'octadécane. Des résultats similaires ont été rapportés par Roy et al. (2008), qui ont montré que les composés hydrocarbonés comportant des liaisons simples et doubles constituaient les principaux métabolites générés à l'issue de la biodégradation du PEHD.

**Tableau 10.** Liste des métabolites produits lors de la biodégradation du PEHD par les isolats bactériens, identifiés par analyse GC-MS

N	RT (min)	Nom du composé	Isolats		Identification
			EVB8	EVB2	
1	9.10	Undecane	0.01	0.03	ST <sup>F</sup> , MS
2	13.74	Tridecane			ST <sup>E</sup> , MS
3	15.93	Tetradecane			ST <sup>F</sup> , MS
4	18.00	Pentadecane	0.04	0.04	ST <sup>A</sup> ,ST <sup>F</sup> , MS
5	19.98	Hexadecane	1.15	0.26	ST <sup>A</sup> ,ST <sup>F</sup> , MS
6	21.84	Heptadecane	2.27	2.31	ST <sup>A</sup> ,ST <sup>F</sup> , MS
7	21.95	Pristane			ST <sup>A</sup> ,ST <sup>F</sup> , MS
8	23.62	Octadecane	2.66	0.71	ST <sup>A</sup> ,ST <sup>F</sup> , MS
9	25.32	Nonadecane	0.49		ST <sup>A</sup> ,ST <sup>F</sup> , MS
10	26.93	Eicosane	1.85	0.73	ST <sup>A</sup> ,ST <sup>F</sup> , MS
11	28.48	Heneicosane	0.45	0.35	ST <sup>F</sup> , MS
12	29.96	Docosane	0.92	0.61	ST <sup>A</sup> ,ST <sup>F</sup> , MS
13	31.37	Tricosane	0.36	0.28	ST <sup>A</sup> ,ST <sup>F</sup> , MS
14	32.74	Tetracosane	4.25	0.34	ST <sup>A</sup> ,ST <sup>F</sup> , MS
15	34.05	Pentacosane	0.56	0.65	ST <sup>A</sup> ,ST <sup>F</sup> , MS
16	35.35	Hexacosane	0.37	0.25	ST <sup>A</sup> , MS
17	36.54	Heptacosane	0.13	0.27	ST <sup>F</sup> , MS
18	37.74	Octacosane	0.18	0.09	ST <sup>F</sup> , MS
19	38.97	Nonacosane	0.03	0.06	ST <sup>F</sup> , MS
20	40.51	Triacontane			ST <sup>A</sup> ,ST <sup>F</sup> , MS
21	42.31	Hentriacontane			ST <sup>F</sup> , MS
22	44.61	Dotriacontane	0.21		ST <sup>A</sup> , MS
		<b><u>∑ Abondance relative des hydrocarbures identifiés %</u></b>	<b><u>15,93</u></b>	<b><u>6,98</u></b>	
		<b><u>∑ Abondance relative totale des hydrocarbures non identifiés %</u></b>	<b><u>84,07</u></b>	<b><u>93,02</u></b>	

**Tableau 12.** Les métabolites issus de la biodégradation du PEHD par les consortiums, identifiés par analyse GC-MS

N	RT (min)	Nom du composé	Consortium		Identification
			MC1	MC2	
1	9.10	Undecane	0.01	0.02	ST <sup>F</sup> , MS
2	11.46	Dodecane			
3	13.74	Tridecane			
4	14.55	Phenylcyclohexane	0.03		ST <sup>E</sup> , MS
5	15.93	Tetradecane	0.31		ST <sup>F</sup> , MS
6	18.00	Pentadecane		0.01	ST <sup>A</sup> ,ST <sup>F</sup> , MS
7	19.98	Hexadecane	0.80	0.14	ST <sup>A</sup> ,ST <sup>F</sup> , MS
8	21.84	Heptadecane	1.74	1.64	ST <sup>A</sup> ,ST <sup>F</sup> , MS
9	21.95	Pristane		0.26	ST <sup>A</sup> ,ST <sup>F</sup> , MS
10	23.62	Octadecane	0.90	1.10	ST <sup>A</sup> ,ST <sup>F</sup> , MS
11	25.32	Nonadecane			ST <sup>A</sup> ,ST <sup>F</sup> , MS
12	26.93	Eicosane	0.75	0.96	ST <sup>A</sup> ,ST <sup>F</sup> , MS
13	28.48	Heneicosane	0.36	0.34	ST <sup>F</sup> , MS
14	29.96	Docosane	1.16	0.61	ST <sup>A</sup> ,ST <sup>F</sup> , MS
15	31.37	Tricosane	1.85		ST <sup>A</sup> ,ST <sup>F</sup> , MS
16	32.74	Tetracosane	3.97	0.84	ST <sup>A</sup> ,ST <sup>F</sup> , MS
17	34.05	Pentacosane	4.10	0.28	ST <sup>A</sup> ,ST <sup>F</sup> , MS
18	35.35	Hexacosane	4.14	0.11	ST <sup>A</sup> , MS
19	36.54	Heptacosane	4.34	0.06	ST <sup>F</sup> , MS
20	37.74	Octacosane	3.88	0.09	ST <sup>F</sup> , MS
21	38.97	Nonacosane	3.48	0.01	ST <sup>F</sup> , MS
22	40.51	Triacotane	2.98		ST <sup>A</sup> ,ST <sup>F</sup> , MS
23	42.31	Hentriacontane	2.13	0.02	ST <sup>F</sup> , MS
24	44.61	Dotriacontane	1.53	0.10	ST <sup>A</sup> , MS
25	47.39	Tritriacontane	0.88		ST <sup>F</sup> , MS
		<b><u>∑ Abondance relative des hydrocarbures identifiés %</u></b>	<b><u>39.34</u></b>	<b><u>6.59</u></b>	
		<b><u>∑ Abondance relative totale des hydrocarbures non identifiés %</u></b>	<b><u>60.66</u></b>	<b><u>93.41</u></b>	

---

## *Conclusion et perspectives*

---

### CONCLUSION ET PERSPECTIVES

L'augmentation rapide de la production mondiale de plastiques, combinée à une gestion inadéquate des déchets, a conduit à l'accumulation massive de débris plastiques dans les écosystèmes terrestres et aquatiques, engendrant des préoccupations croissantes en matière de protection de l'environnement et de santé publique. Dans ce contexte, la biodégradation du PEHD fait l'objet d'un intérêt scientifique croissant ces dernières années en tant qu'approche durable visant à atténuer la pollution plastique et à en limiter les impacts écotoxicologiques.

La présente étude a évalué en profondeur le potentiel de dégradation du PEHD à l'aide d'isolats microbiens purs et de consortiums microbiens issus de cinq sources environnementales différentes dans la région d'Annaba (Algérie). Les excréments bovins ont été particulièrement identifiés comme un réservoir microbien prometteur. Parmi l'ensemble des échantillons analysés, les excréments bovins ont présenté la plus forte diversité d'isolats microbiens, avec une activité de biodégradation significative du PEHD, soulignant ainsi leur rôle prépondérant en tant que source riche en micro-organismes capables de métaboliser les polymères plastiques.

À partir de 14 échantillons collectés sur 5 sites d'étude, un total de 212 souches microbiennes a été isolé selon des critères morphologiques distinctifs. À l'issue des essais de criblage préliminaires et secondaires, 41 isolats bactériens et 5 isolats fongiques présentant un potentiel significatif de dégradation vis-à-vis du PEHD ont été sélectionnés pour des analyses approfondies. L'identification des isolats bactériens par le séquençage du gène 16S de l'ARN ribosomal a révélé la prédominance des genres *Pseudomonas* et *Bacillus*. Par ailleurs, les isolats fongiques ont été caractérisés par le séquençage de la région ITS, mettant en évidence le genre *Aspergillus* comme taxon fongique majoritaire parmi les souches sélectionnées.

L'influence des paramètres physico-chimiques clés, notamment le pH, la température et la charge initiale en polymère, a été évaluée afin de déterminer les conditions optimales favorisant la croissance microbienne et l'activité catabolique en milieu restreint en carbone. La cinétique de croissance et l'efficacité de la biodégradation ont été suivies par la mesure de la densité optique, corrélée à l'analyse gravimétrique de la perte de masse du substrat.

Le test de biodégradation a été effectué sur une période d'incubation de 90 jours dans des milieux liquides, où des films de PEHD constituaient la seule source de carbone. Ces expérimentations ont été réalisées à la fois avec des isolats microbiens purs et des consortiums microbiens. L'évaluation

## Conclusion et perspectives

---

quantitative de la dégradation du polymère a révélé une perte progressive de masse du PEHD, mesurée à intervalles de 15 jours pendant toute la période d'incubation. Les consortiums microbiens ont surpassé les isolats purs, atteignant une dégradation maximale de plus de 20 %, ce qui souligne le potentiel synergique des communautés microbiennes pour accélérer la biodégradation des plastiques. L'adhésion des micro-organismes à la surface du polymère a favorisé la formation de biofilms et la dépolymérisation enzymatique du polymère en composés de faible poids moléculaire. L'analyse de la biomasse microbienne, réalisée par quantification des protéines totales et par suivi de la croissance cellulaire, a montré que la majorité des isolats présentait une augmentation de la croissance entre 15 et 60 jours, suivie d'une progression plus lente lors d'incubations prolongées.

La minéralisation du PEHD a montré une variabilité significative, de 45,3 à 298 mg, entre les isolats bactériens, tandis que les souches fongiques ont atteint des valeurs allant jusqu'à 299 mg. Notamment, le consortium fongico-bactérien enregistre la plus forte production de CO<sub>2</sub>, suivi du consortium bactérien-bactérien, ce qui souligne le rôle synergique des consortiums dans l'accélération de la dégradation du PEHD. Les variations de pH, la production de CO<sub>2</sub> et la perte de masse du polymère ont confirmé l'activité microbienne et l'efficacité de la biodégradation.

Les analyses post-dégradation ont confirmé que les films de PEHD traités subissaient des altérations physico-chimiques significatives. La microscopie MEB et la spectroscopie EDS ont mis en évidence une érosion marquée de la surface, une augmentation de la rugosité et des modifications de la composition élémentaire par rapport aux témoins non traités. La spectroscopie infrarouge FTIR a révélé l'apparition et le déplacement de groupes fonctionnels au sein des chaînes polymériques, tandis que la DRX a mis en évidence une diminution de la cristallinité pour la plupart des isolats étudiés. Enfin, l'analyse par GC-MS a permis d'identifier des produits de dégradation de faible poids moléculaire, confirmant la dépolymérisation et la minéralisation du PEHD. Les résultats de cette étude indiquent que ces données constituent une base solide pour le développement de stratégies écologiquement durables, fondées sur des approches biologiques, visant à atténuer la pollution plastique.

### Limites, Perspectives et Recommandations

1. Compte tenu de la récalcitrance intrinsèque du PEHD, une durée expérimentale de 90 jours peut s'avérer trop courte pour observer l'expression complète des capacités cataboliques des souches sélectionnées.

## Conclusion et perspectives

---

2. L'activité enzymatique, les voies métaboliques et l'applicabilité environnementale n'ont pas été explorées, ce qui nécessite des études approfondies pour développer des stratégies durables de biodégradation.
3. L'exploration de nouveaux phyla microbiens et l'application d'outils de métagénomique fonctionnelle sont essentielles pour isoler les gènes d'intérêt. Ces approches moléculaires offriront une compréhension fine des interactions enzyme-substrat nécessaires à l'atténuation de la pollution par le PEHD.
4. La conception de consortiums microbiens synthétiques, via une approche de "co-culture dirigée", ainsi que l'application du génie génétique au transfert de voies métaboliques hétérologues, ouvre des perspectives prometteuses pour accroître l'efficacité de la biodégradation du PEHD.
5. Il est recommandé d'utiliser des biopolymères dans l'industrie, tels que les polyhydroxyalcanoates (PHA) et le polylactide (PLA), plutôt que des produits à usage unique, notamment dans le secteur de l'emballage, afin de réduire l'accumulation de plastiques dans l'environnement.

---

# *Références bibliographiques*

---

### REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUE

Ali SA, Zakarya S, Khaled S (2022). Screening and Optimisation of the Biodegradation Potential for Low Density Polyethylene (LDPE) Films by *Fusarium Equiseti* and *Brevibacillus Parabrevis*. *Biosci Biotechnol Res Asia* 19:215–229. <https://doi.org/10.13005/bbra/2980>

Abahussain AAM, Nasr FA, Jumah A b, et al (2025) Toxic threats from plastic waste: human health impacts, challenges, and policy solutions. *RSC advances* 15:40761–40788. <https://doi.org/10.1039/d5ra05845g>

Abbas SZ, Riaz M, Ramzan N, Zahid MT, et al (2014). Isolation and characterization of arsenic-resistant bacteria from wastewater. *Brazilian Journal of Microbiology* 45:1309–1315. <https://doi.org/10.1590/S1517-83822014000400022>

Abdul-Kader AM, Salem AM, Al-Omari AH, et al (2021). Improve the structure and optical surface properties of LDPE by ion bombardment technique. *Optical Materials* 114: 110940. <https://doi.org/10.1016/j.optmat.2021.110940>

Abid U, Gibbons J, Qin J, Xie D (2025). Biorecycling of polyethylene (PE): an integrated effort in pretreatment, degradation, and upcycling. *Frontiers in Bioengineering and Biotechnology* 13: 1692651. <https://doi.org/10.3389/fbioe.2025.1692651>.

Abraham J, Ghosh E, Mukherjee P, Gajendiran A (2017). Microbial degradation of low-density polyethylene. *Environ Prog Sustain Energy* 36:147–154. <https://doi.org/10.1002/ep.12467>

Abrusci C, Pablos JL, Corrales T, López-Marín J, et al (2011). Biodegradation of photo-degraded mulching films based on polyethylenes and stearates of calcium and iron as pro-oxidant additives. *International Biodeterioration & Biodegradation* 65: 451–459. <https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2010.10.012>

Adithama RM, Munifah I, Yanto DHY, Meryandini A (2023). Biodegradation of low-density polyethylene microplastic by new halotolerant bacteria isolated from saline mud in Bledug Kuwu, Indonesia. *Bioresource Technology Reports* 22: 101466. <https://doi.org/10.1016/j.biteb.2023.101466>

Agha HMH, Saleh AM, Mahdi HH, et al (2022). Overview of Effect of Plastic Waste Pollution on Marine Environment. *Journal of Asian Scientific Research* 12: 260–268. <https://doi.org/10.55493/5003.v12i4.4654>

Ahmad M, Wahit MU, Kadir MRA, et al (2013). Thermal and mechanical properties of ultrahigh molecular weight polyethylene/high-density polyethylene/polyethylene glycol blends. *Journal of Polymer Engineering* 33:599–614. <https://doi.org/10.1515/polyeng-2012-0142>

## Références bibliographiques

---

Ahmed M, Iram S, Tabassum N, Sajid M, et al (2025). Biodegradation Efficacy of *Aspergillus niger* and *Trichoderma harzianum* on Low-Density Polyethylene. *Polymers (Basel)* 17(10): 1303. <https://doi.org/10.3390/polym17101303>

Akash K, Parthasarathi R, Elango R, Bragadeeswaran S (2024). Characterization of *Priestia megaterium* S1, a polymer-degrading gut microbe isolated from the gut of *Tenebrio molitor* larvae fed on Styrofoam. *Archives of Microbiology* 206(1): 48. <https://doi.org/10.1007/s00203-023-03785-5>

Akinwumi I, Soladoye O, Ajayi V, Epelle P (2022). Experimental Insight into the Containment of Plastic Waste in Cement-Stabilised Soil as a Road Pavement Layer Material. *Infrastructures (Basel)* 7(12) : 172. <https://doi.org/10.3390/infrastructures7120172>

Alagammai VR, Rajanarayanan S, Somaprabha A (2020). Optimization and biodegradation of HDPE-degrading bacteria isolated from municipal solid waste soil. *Journal of Advanced Scientific Research* 11:164–173.

Albertsson A-C, Barenstedt C, Karlsson S, Lindberg T (1995). Degradation product pattern and morphology changes as means to differentiate abiotically and biotically aged degradable polyethylene. *Polymer (Guildf)* 36:3075–3083. [https://doi.org/10.1016/0032-3861\(95\)97868-G](https://doi.org/10.1016/0032-3861(95)97868-G)

Albertsson A-C, Erlandsson B, Hakkarainen M, Karlsson S (1998). Molecular Weight Changes and Polymeric Matrix Changes Correlated with the Formation of Degradation Products in Biodegraded Polyethylene. *J Environ Polym Degrad* 6:187–195. <https://doi.org/10.1023/A:1021873631162>

Albertsson A-C, Karlsson S (1990). The influence of biotic and abiotic environments on the degradation of polyethylene. *Prog Polym Sci* 15:177–192. [https://doi.org/10.1016/0079-6700\(90\)90027-X](https://doi.org/10.1016/0079-6700(90)90027-X)

Albertsson A-C, Ove Andersson S, Karlsson S (1987). The Mechanism of Biodegradation of Polyethylene. *Polym Degrad Stab* 18:73–87. [https://doi.org/10.1016/0141-3910\(87\)90084-X](https://doi.org/10.1016/0141-3910(87)90084-X)

Alejo-Martínez S, Figueroa-López U, Guevara-Morales A (2025). Tribological Performance of High-Density Polyethylene (HDPE) and Recycled Polyvinyl Butyral (PVB) Blends During Pin-on-Disk Tests. *Polymers (Basel)* 17(11): 1512. <https://doi.org/10.3390/polym17111512>

Ali S, Rehman A, Hussain SZ, Bukhari DA (2023). Characterization of plastic-degrading bacteria isolated from sewage wastewater. *Saudi J Biol Sci* 30(5):103628. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2023.103628>

Ali SS, Elsamahy T, Al-Tohamy R, et al (2021). Plastic wastes biodegradation: Mechanisms, challenges and future prospects. *Science of the Total Environment* 780: 146590. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2021.146590>

## Références bibliographiques

---

- Alidoosti F, Giyahchi M, Moghimi H (2025). Synergistic bioremediation: Fungal-bacterial partnership degrades LDPE microplastics twice as fast. *Curr Res Microb Sci* 9:100450. <https://doi.org/10.1016/j.crmicr.2025.100450>
- Al-Jailawi M, Ameen R, Al-Jailawi MH, et al (2015). Polyethylene degradation by *Pseudomonas putida* S3A. *Int J Adv Res BioSci* 2:90–97.
- Almroth BC, Eggert H (2019). Marine plastic pollution: Sources, impacts, and policy issues. *Rev Environ Econ Policy* 13:317–326. <https://doi.org/10.1093/reep/rez012>
- Al-Salem SM (2019). Thermal pyrolysis of high density polyethylene (HDPE) in a novel fixed bed reactor system for the production of high value gasoline range hydrocarbons (HC). *Process Safety and Environmental Protection* 127:171–179. <https://doi.org/10.1016/j.psep.2019.05.008>
- Alshehrei F (2017). Biodegradation of Synthetic and Natural Plastic by Microorganisms. *J Appl Environ Microbiol* 5:8–19. <https://doi.org/10.12691/jaem-5-1-2>
- Altun M, Goren AC (2007). Essential Oil Composition of *Satureja cuneifolia* by Simultaneous Distillation-Extraction and Thermal Desorption GC-MS Techniques. *Journal of Essential Oil-Bearing Plants* 10:139–144. <https://doi.org/10.1080/0972060X.2007.10643532>
- Amobonye A, Bhagwat P, Singh S, Pillai S (2021). Plastic biodegradation: Frontline microbes and their enzymes. *Science of the Total Environment* 759:109133. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.143536>
- Anand U, Dey S, Bontempi E, et al (2023). Biotechnological methods to remove microplastics: a review. *Environ. Chem. Lett.* 21:1787–1810. <https://doi.org/10.1007/s10311-022-01552-4>
- Ankita (2025). Microplastics: Current Status in the Environment and Human Health Risks: A Comprehensive Review. *Int J Environ Sci* 11:2025. <https://doi.org/10.64252/wn613j96>
- Annamalai J, Nallamuthu T (2011). Assessment of potential plastic degrading fungi isolated from soil buried plastic pieces at Coovam river bank. *Research in Environment and Life Sciences* 4(3): 125–128.
- Anshassi M, Smallwood T, Townsend TG (2022). Life cycle GHG emissions of MSW landfilling versus Incineration: Expected outcomes based on US landfill gas collection regulations. *Waste Management* 142:44–54. <https://doi.org/10.1016/j.wasman.2022.01.040>
- Appelbaum PC, Stavitz J, Bentz MS, Von Kuster LC (1980). Four Methods for Identification of Gram-Negative Nonfermenting Rods: Organisms More Commonly Encountered in Clinical Specimens. *Journal of Clinical Microbiology* 12(2): 271–278.
- Aransiola SA, Victor-Ekwebelem MO, Daza BX, et al (2025). Micro- and nano-plastics pollution in the marine environment: Progresses, drawbacks and future guidelines. *Chemosphere* 374: 144211. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2025.144211>

## Références bibliographiques

---

- Arkatkar A, Juwarkar AA, Bhaduri S, et al (2010). Growth of *Pseudomonas* and *Bacillus* biofilms on pretreated polypropylene surface. *Int Biodeterior Biodegradation* 64:530–536. <https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2010.06.002>
- Armenia, U (2024). *Plastics: The Fast Facts 2025 World Plastics Production 2018-2024*. Official Eurostat denomination: Manufacture of plastic products. <https://www.scribd.com/document/950129416/PE-TheFacts-25-digital-1pager-scrollable>
- Artham T, Doble M (2008). Biodegradation of aliphatic and aromatic polycarbonates. *Macromolecular bioscience* 8(1): 14–24. <https://doi.org/10.1002/mabi.200700106>
- Asees WK, Divya B (2024). A comprehensive approach to evaluate microplastic biodegradation potential of mangrove rhizobacteria. *J Environ Biol* 45:317–329. <https://doi.org/10.22438/jeb/45/3/MRN-5185>
- Augusta J, Müller R-J, Widdecke H (1993). A rapid evaluation plate-test for the biodegradability of plastics. *Appl Microbiol Biotechnol* 39:673–678. <https://doi.org/10.1007/BF00205073>
- Auta HS, Emenike CU, Fauziah SH (2017). Screening of *Bacillus* strains isolated from mangrove ecosystems in Peninsular Malaysia for microplastic degradation. *Environmental Pollution* 231:1552–1559. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2017.09.043>
- Auta HS, Emenike CU, Jayanthi B, Fauziah SH (2018). Growth kinetics and biodeterioration of polypropylene microplastics by *Bacillus* sp. and *Rhodococcus* sp. isolated from mangrove sediment. *Mar Pollut Bull* 127:15–21. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2017.11.036>
- Awad AH, Abdellatif MH (2019). Assessment of mechanical and physical properties of LDPE reinforced with marble dust. *Compos B Eng* 173:106948. <https://doi.org/10.1016/j.compositesb.2019.106948>
- Awasthi S, Srivastava N, Singh T, et al (2017a). Biodegradation of thermally treated low density polyethylene by fungus *Rhizopus oryzae* NS 5. *3 Biotech* 7(1): 73. <https://doi.org/10.1007/s13205-017-0699-4>
- Awasthi S, Srivastava P, Singh P, et al (2017b). Biodegradation of thermally treated high-density polyethylene (HDPE) by *Klebsiella pneumoniae* CH001. *3 Biotech* 7 (5): 332. <https://doi.org/10.1007/s13205-017-0959-3>
- Awogbemi O, Kallon DV Von (2023). Achieving affordable and clean energy through conversion of waste plastic to liquid fuel. *Journal of the Energy Institute* 106: 101154. <https://doi.org/10.1016/j.joei.2022.101154>
- Awoyera PO, Adesina A (2020). Plastic wastes to construction products: Status, limitations and future perspective. *Case Studies in Construction Materials* 12: e00330. <https://doi.org/10.1016/j.cscm.2020.e00330>

## Références bibliographiques

---

Axelsson C, van Sebille E (2017). Prevention through policy: Urban macroplastic leakages to the marine environment during extreme rainfall events. *Mar Pollut Bull* 124:211–227. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2017.07.024>

Bacha AUR, Nabi I, Zaheer M, et al (2023). Biodegradation of macro- and micro-plastics in the environment: A review on mechanism, toxicity, and future perspectives. *Science of the Total Environment* 858:160108. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2022.160108>

Badzinski TD, Campanaro AL, Brown MH, et al (2025). Effects of Enzyme Hydrolysis in Biofilm Formation and Biotic Degradation on Weathered Bioplastics. *ACS Omega* 10:17394–17403. <https://doi.org/10.1021/acsomega.4c10602>

Bai F, Fan J, Zhang X, et al (2025). Biodegradation of polyethylene with polyethylene-group-degrading enzyme delivered by the engineered *Bacillus velezensis*. *J Hazard Mater* 488:137330. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2025.137330>

Balangao KJ (2023) Degradation of Plastics-A Brief Review. *Journal of Chemical Health Risks*, 13(6): 1413–1420. <https://doi.org/10.1186/s40643-022-00532-4>

Balasubramanian V, Natarajan K, Hemambika B, et al (2010). High-density polyethylene (HDPE)-degrading potential bacteria from marine ecosystem of Gulf of Mannar, India. *Lett Appl Microbiol* 51:205–211. <https://doi.org/10.1111/j.1472-765X.2010.02883.x>

Balasubramanian V, Natarajan K, Rajeshkannan V, Perumal P (2014). Enhancement of in vitro high-density polyethylene (HDPE) degradation by physical, chemical, and biological treatments. *Environmental Science and Pollution Research* 21:12549–12562. <https://doi.org/10.1007/s11356-014-3191-2>

Banat R, Fares MM (2015). Thermo-Gravimetric Stability of High-Density Polyethylene Composite Filled with Olive Shell Flour. *American Journal of Polymer Science* 5:65–74. <https://doi.org/10.5923/j.aips.20150503.02>

Bandopadhyay S, English M, Anunciado MB, et al (2023). Organic and inorganic nitrogen amendments reduce biodegradation of biodegradable plastic mulch films. *SOIL* 9:499–516. <https://doi.org/10.5194/soil-9-499-2023>

Banerjee G (2025). Biodegradation of Waste Plastic by Bacterial Consortium from Contaminated Soil and Cow Dung. *Int J Res Appl Sci Eng Technol* 13:1698–1703. <https://doi.org/10.22214/ijraset.2025.72488>

Barbe V, Jacquin J, Bouzon M, et al (2024). Bioplastic degradation and assimilation processes by a novel bacterium isolated from the marine plastisphere. *J Hazard Mater* 466: 133573. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2024.133573>

## Références bibliographiques

---

Batista KA, Bataus LAM, Campos ITN, Fernandes KF (2013). Development of culture medium using extruded bean as a nitrogen source for yeast growth. *J Microbiol Methods* 92:310–315. <https://doi.org/10.1016/j.mimet.2013.01.002>

Beena UA, Muringayil JT (2024). Enhancing Polymer Sustainability: Eco-Conscious Strategies. *Polymers (Basel)*. 16 (13): 1769. <https://doi.org/10.3390/polym16131769>

Behera B, Das TK, Raj R, et al (2021). Microbial Consortia for Sustaining Productivity of Non-legume Crops: Prospects and Challenges. *Agricultural Research*. 10 (1): 1–14. <https://doi.org/10.1007/s40003-020-00482-3>

Behera SS, Ray RC (2021). Bioprospecting of cowdung microflora for sustainable agricultural, biotechnological and environmental applications. *Curr. Res. Microb. Sci.* 2: 100018. <https://doi.org/10.1016/j.crmicr.2020.100018>

Bel Hassen M, Bellaaj Zouari A, Abdennadher M, et al (2025). Plastics pollution: pathways, impacts, and regulatory challenges in marine environments. *Front. Environ. Sci.* 13: 1635230. <https://doi.org/10.3389/fenvs.2025.1635230>

Bhatia M, Girdhar A, Tiwari A, Nayariseri A (2014). Implications of a novel *Pseudomonas* species on low density polyethylene biodegradation: an in vitro to in silico approach. *Springerplus* 3:1–10. <https://doi.org/10.1186/2193-1801-3-497>

Bhattacharyya S. (2023). Overview on Old and New Biochemical Test for Bacterial Identification. *Journal of Surgical Case Reports and Images* 6:01–11. <https://doi.org/10.31579/2690-1897/163>

Bhikuning A, Setiawan B, Setiawan SA, Potto HE (2025). A review of combustion in waste incinerator and its emissions. *BIS Energy and Engineering* 2: V225030. <https://doi.org/10.31603/biseeng.221>

Biki SP, Mahmud S, Akhter S, et al (2021). Polyethylene degradation by *Ralstonia* sp. strain SKM2 and *Bacillus* sp. strain SM1 isolated from land fill soil site. *Environ Technol Innov* 22:101495. <https://doi.org/10.1016/j.eti.2021.101495>

Billings A, Jones KC, Pereira MG, Spurgeon DJ (2021). Plasticisers in the terrestrial environment: Sources, occurrence and fate. *Environmental Chemistry* 18:111–130. <https://doi.org/10.1071/EN21033>

Biyani N, Adhikari S, Driver EM, et al (2025). Mass and fate estimates of plastic waste dispersed globally to marine and terrestrial environments by three major corporations. *Sci Rep* 15: (1) 22074. <https://doi.org/10.1038/s41598-025-01679-8>

BlueWeave Consulting (2022). Global High-Density Polyethylene (HDPE) Market to Boost in Coming Years, Projected to Reach 78.0 million Tons by 2028. BlueWeave Consulting and Research Pvt Ltd. <https://www.blueweaveconsulting.com>

## Références bibliographiques

---

- Blesa Marco ZE, Sáez JA, Andreu-Rodríguez FJ, et al (2024). Effect of Abiotic Treatments on Agricultural Plastic Waste: Efficiency of the Degradation Processes. *Polymers (Basel)* 16 (3): 359. <https://doi.org/10.3390/polym16030359>
- Boschi A, Scieuzo C, Salvia R, et al (2024). Beyond Microbial Biodegradation: Plastic Degradation by *Galleria mellonella*. *J Polym Environ* 32:2158–2177. <https://doi.org/10.1007/s10924-023-03084-6>
- Bosch-Roig P, Pozo-Antonio JS, Sanmartín P (2021). Identification of the best-performing novel microbial strains from naturally-aged graffiti for biocleaning research. *Int Biodeterior Biodegradation* 159:105206. <https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2021.105206>
- Boucher J, Friot D (2017). Primary microplastics in the oceans: a global evaluation of sources. *IUCN, Gland, Switzerland* 10: 1–43. <https://doi.org/10.2305/IUCN.CH.2017.01>
- Bradford MM (1976). A Rapid and Sensitive Method for the Quantitation of Microgram Quantities of Protein Utilizing the Principle of Protein-Dye Binding. *Anal Biochem* 72:248–254. [https://doi.org/10.1016/0003-2697\(76\)90527-3](https://doi.org/10.1016/0003-2697(76)90527-3)
- Breakwell D, Woolverton C, Macdonald B, et al (2007). Colony Morphology Protocol. *American Society for Microbiology*, 1–7.
- Brody AL, Hong Zhuang, Jung H. Han (2011). Modified Atmosphere Packaging for Fresh-Cut Fruits and Vegetables. In: *Modified Atmosphere Packaging for Fresh-Cut Fruits and Vegetables*. John Wiley & Sons. <https://doi.org/10.1002/9780470959145>
- Bucknall D (2020). Plastic Sustainability Challenges. In *Plastics Research Innovation Fund Conference: Creative Circular Economy Approaches to Eliminate Plastics Waste*. UK Circular Plastics Network, 8–13. <https://doi.org/10.1039/x0xx00000x>
- Burd D (2008). Plastic Not Fantastic. *Project Reports of the Canada Wide Science Fair*, 1–5.
- Buron-Moles G, Vandenbossche V, Gorret N, et al (2025). Biodegradation of pre-treated low-density polyethylene (LDPE) by *Yarrowia lipolytica* determined by oxidation and molecular weight reduction. *Polym Degrad Stab* 236: 111292. <https://doi.org/10.1016/j.polymdegradstab.2025.111292>
- Byrne E, Schaerer LG, Kulas DG, et al (2022). Pyrolysis-Aided Microbial Biodegradation of High-Density Polyethylene Plastic by Environmental Inocula Enrichment Cultures. *ACS Sustain Chem Eng* 10:2022–2033. <https://doi.org/10.1021/acssuschemeng.1c05318>
- Moldoveanu CS, David V (2019). Derivatization Methods in GC and GC/MS. In: *Gas Chromatography - Derivatization, Sample Preparation, Application*. IntechOpen. <https://doi.org/10.5772/intechopen.81954>
- Cabeza-Vásquez H, Reaño-Segundo Y, Sánchez-Purihuamán M, et al (2025). Low-Density Polyethylene (LDPE) Degradation by Consortia of *Chryseobacterium* Sp. and *Methylorubrum* Spp.

## Références bibliographiques

---

Isolated From a Solid Waste Landfill. *Appl Environ Soil Sci* 2025: 9895980. <https://doi.org/10.1155/aess/9895980>

Cada JEG, Lei Muyot MC, Maria Sison JC, Baculi RQ (2019). Enhanced in vitro biodegradation of low-density polyethylene using alkaliphilic bacterial consortium supplemented with iron oxide nanoparticles. *Philipp Sci Lett* 12:55–69. [https://doi.org/10.1007/978-981-99-4221-3\\_15](https://doi.org/10.1007/978-981-99-4221-3_15)

Cai Z, Li M, Zhu Z, et al (2023). Biological Degradation of Plastics and Microplastics: A Recent Perspective on Associated Mechanisms and Influencing Factors. *Microorganisms* 11:1661. <https://doi.org/10.3390/microorganisms11071661>

Cassone BJ, Grove HC, Elebute O, et al (2020). Role of the intestinal microbiome in low-density polyethylene degradation by caterpillar larvae of the greater wax moth, *Galleria mellonella*. *Proceedings of the Royal Society B* 287 (1922): 20200112. <https://doi.org/10.1098/rspb.2020.0112>

Cazaudehore G, Monlau F, Gassie C, et al (2023). Active microbial communities during biodegradation of biodegradable plastics by mesophilic and thermophilic anaerobic digestion. *J Hazard Mater* 443:130208. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2022.130208>

Chamas A, Moon H, Zheng J, et al (2020). Degradation Rates of Plastics in the Environment. *ACS Sustain. Chem. Eng.* 8:3494–3511. <https://doi.org/10.1021/acssuschemeng.9b06635>

Chaudhary AK, Chitriv SP, Chaitanya K, Vijayakumar RP (2023). Influence of ultraviolet and chemical treatment on the biodegradation of low-density polyethylene and high-density polyethylene by *Cephalosporium* strain. *Environ Monit Assess* 195(3):395. <https://doi.org/10.1007/s10661-023-10982-8>

Chaudhary AK, Vijayakumar RP (2020). Effect of chemical treatment on biological degradation of high-density polyethylene (HDPE). *Environ Dev Sustain* 22:1093–1104. <https://doi.org/10.1007/s10668-018-0236-6>

Chen C, Taghavi N, Baroutian S (2024). Effect of cold plasma pretreatment on biodegradation of high-density polyethylene (HDPE) and polystyrene (PS). *J Mater Cycles Waste Manag* 26:1596–1608. <https://doi.org/10.1007/s10163-024-01913-x>

Chen HL, Nath TK, Chong S, et al (2021). The plastic waste problem in Malaysia: management, recycling and disposal of local and global plastic waste. *SN Appl. Sci.* 3(4): 437. <https://doi.org/10.1007/s42452-021-04234-y>

Chen JQ, Rong Z, Zheng DQ, et al (2025). Degradation of polyethylene by three bacteria isolated from coastal beach. *Environ Res* 278:121603. <https://doi.org/10.1016/j.envres.2025.121603>

Cheng Z, Zhang X, Kennes C, et al (2019). Differences of cell surface characteristics between the bacterium *Pseudomonas veronii* and fungus *Ophiostoma stenoceras* and their different

## Références bibliographiques

---

adsorption properties to hydrophobic organic compounds. *Science of the Total Environment* 650:2095–2106. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2018.09.337>

Chinaglia S, Tosin M, Degli-Innocenti F (2018). Biodegradation rate of biodegradable plastics at molecular level. *Polym Degrad Stab* 147:237–244. <https://doi.org/10.1016/j.polymdegradstab.2017.12.011>

Christwardana M, Khoirunnisa K, Asy'ari M, Hadiyanto H (2025). Evaluating nitrogen sources for enhanced halophilic bacteria growth, electron transfer, and microbial fuel cell performance. *Chemosphere* 378: 144397. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2025.144397>

Crystal Thew XE, Lo SC, Ramanan RN, et al (2024). Enhancing plastic biodegradation process: strategies and opportunities. *Crit. Rev. Biotechnol.* 44:477–494. <https://doi.org/10.1080/07388551.2023.2170861>

Contat-Rodrigo L, Haider N, Ribes-Greus A, Karlsson S (2001). Ultrasonication and microwave assisted extraction of degradation products from degradable polyolefin blends aged in soil. *J Appl Polym Sci* 79:1101–1112. [https://doi.org/10.1002/1097-4628\(20010207\)79:6<1101::AID-APP140>3.0.CO;2-V](https://doi.org/10.1002/1097-4628(20010207)79:6<1101::AID-APP140>3.0.CO;2-V)

Czuba L (2014). Application of Plastics in Medical Devices and Equipment. In: *Handbook of Polymer Applications in Medicine and Medical Devices*. Elsevier Inc., pp 9–19. <https://doi.org/10.1016/B978-0-323-22805-3.00002-5>

Silva DJ, Wiebeck H (2022). ATR-FTIR Spectroscopy Combined with Chemometric Methods for the Classification of Polyethylene Residues Containing Different Contaminants. *J Polym Environ* 30:3031–3044. <https://doi.org/10.1007/s10924-022-02396-3>

Dallaev R, Papež N, Allaham MM, Holcman V (2025). Biodegradable Polymers: Properties, Applications, and Environmental Impact. *Polymers (Basel)*. 17(14): 1981. <https://doi.org/10.3390/polym17141981>

Danso D, Chow J, Streita WR (2019). Plastics: Environmental and biotechnological perspectives on microbial degradation. *Appl. Environ. Microbiol.* 85(19): e01095-19. <https://doi.org/10.1128/AEM.01095-19>

Das MP, Kumar S (2015). An approach to low-density polyethylene biodegradation by *Bacillus amyloliquefaciens*. *3 Biotech* 5:81–86. <https://doi.org/10.1007/s13205-014-0205-1>

Das MP, Kumar S, Das J (2018). Fungal-mediated deterioration and biodegradation study of low-density polyethylene (LDPE) isolated from municipal dump yard in Chennai, India. *Energy Ecol Environ* 3:229–236. <https://doi.org/10.1007/s40974-018-0085-z>

## Références bibliographiques

---

- De Weerd L, Sasao T, Compernelle T, et al (2020). The effect of waste incineration taxation on industrial plastic waste generation: A panel analysis. *Resour Conserv Recycl* 157: 104717. <https://doi.org/10.1016/j.resconrec.2020.104717>
- Deb A, Nath Choudhury S (2025). Polymerization Mechanisms: A Comprehensive Review of Step-Growth and Chain-Growth Pathways. *International Journal of Research and Innovation in Applied Science (IJRIAS)* 10(9): 471-474. <https://doi.org/10.51584/IJRIAS>
- Deepak J, Adarsha H, Keshavamurthy R, Ramkumar NP (2024). Analysis of Thermal Behaviour of Carbon Nanotubes-Reinforced HDPE Composites Developed Using FDM Process. *Journal of The Institution of Engineers (India): Series D* 105:425–437. <https://doi.org/10.1007/s40033-023-00493-8>
- Demirkan E, Enes B, Sevgi T (2020). Analysis by Scanning Electron Microscopy of Polyethylene Terephthalate and Nylon Biodegradation Abilities of *Bacillus* sp. Strains Isolated from Soil. *J BIOL ENVIRON SCI* 14(42): 107–114. <http://hdl.handle.net/11452/20918>
- Dennis L (2024). A brief history of the use of plastics. *Cambridge Prisms: Plastics* 2: e19. <https://doi.org/10.1017/plc.2024.17>
- Deveau A, Bonito G, Uehling J, et al (2018). Bacterial-fungal interactions: Ecology, mechanisms and challenges. *FEMS Microbiol. Rev.* 42:335–352. <https://doi.org/10.1093/femsre/fuy008>
- Devi D (2017). Isolation and Characterization of Low Density Polyethylene Degrading *Bacillus* Spp. From Garbage Dump Sites. *World J Pharm Res* 609–617. <https://doi.org/10.20959/wjpr201711-9514>
- Devi RS, Rajesh Kannan V, Nivas D, et al (2015). Biodegradation of HDPE by *Aspergillus* spp. from marine ecosystem of Gulf of Mannar, India. *Mar Pollut Bull* 96:32–40. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2015.05.050>
- Devi SR, Rajesh Kannan V, Natarajan K, et al (2016). The Role of Microbes in Plastic Degradation. *Environ waste manage* 341:341–370. <https://doi.org/10.1201/b19243-13>
- Devi SR, Ramya R, Kannan K, et al (2019). Investigation of biodegradation potentials of high density polyethylene degrading marine bacteria isolated from the coastal regions of Tamil Nadu, India. *Mar Pollut Bull* 138:549–560. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2018.12.001>
- Dey AS, Bose H, Mohapatra B, Sar P (2020). Biodegradation of Unpretreated Low-Density Polyethylene (LDPE) by *Stenotrophomonas* sp. and *Achromobacter* sp., Isolated From Waste Dumpsite and Drilling Fluid. *Front Microbiol* 11: 603210. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2020.603210>
- Dey S, Rout AK, Ghosh K, et al (2026a). *Proteus* spp. as potential agents for polyethylene (PE) bioremediation: Isolation, identification, and comparative degradation analysis. *Int Biodeterior Biodegradation* 206:106205. <https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2025.106205>

## Références bibliographiques

---

Dey S, Rout AK, Ghosh K, et al (2026b). Comparative evaluation of polyethylene degradation efficiency by two *Pseudomonas aeruginosa* strains from urban waste disposal areas. *Biotechnol Lett* 48(1): 6. <https://doi.org/10.1007/s10529-025-03678-1>

Dhali SL, Parida D, Kumar B, Bala K (2024). Recent trends in microbial and enzymatic plastic degradation: a solution for plastic pollution predicaments. *Biotechnology for Sustainable Materials* 1(1): 11. <https://doi.org/10.1186/s44316-024-00011-0>

Dharshni JS, Kanchana M (2021). MICROBIAL DEGRADATION OF LOW-DENSITY POLYETHYLENE (LDPE) BY FUNGUS ISOLATED FROM LANDFILL SOIL. *Plant Arch* 21: 1. <https://doi.org/10.51470/plantarchives.2021.v21.no1.107>

Dsouza GC, Sheriff RS, Ullanat V, et al (2021). Fungal biodegradation of low-density polyethylene using consortium of *Aspergillus* species under controlled conditions. *Heliyon* 7: 5. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2021.e07008>

Duan Q, Li J (2021). Classification of Common Household Plastic Wastes Combining Multiple Methods Based on Near-Infrared Spectroscopy. *ACS ES and T Engineering* 1:1065–1073. <https://doi.org/10.1021/acsestengg.0c00183>

Duan Y, Yin Y, Ni Z, et al (2024). The effective and green biodegradation of polyethylene microplastics by the screening of a strain with its degrading enzymes. *Biochem Eng J* 210: 109429. <https://doi.org/10.1016/j.bej.2024.109429>

Dugassa A, Alemu T, Woldehawariat Y (2021). In-vitro compatibility assay of indigenous *Trichoderma* and *Pseudomonas* species and their antagonistic activities against black root rot disease (*Fusarium solani*) of faba bean (*Vicia faba* L.). *BMC Microbiol* 21(1): 115. <https://doi.org/10.1186/s12866-021-02181-7>

Dwicania E, Rinanti A, Fachrul MF (2019). Biodegradation of LLDPE plastic by mixed bacteria culture of *Pseudomonas aeruginosa* and *Brevibacterium* sp. *J Phys Conf Ser* 1402:22105. <https://doi.org/10.1088/1742-6596/1402/2/022105>

Dzurendova S, Zimmermann B, Tafintseva V, et al (2020). The influence of phosphorus source and the nature of nitrogen substrate on the biomass production and lipid accumulation in oleaginous *Mucoromycota* fungi. *Appl Microbiol Biotechnol* 104:8065–8076. <https://doi.org/10.1007/s00253-020-10821-7>

Eberhard FS, Bowtell L, Lenske B, Islam MM (2023). Investigation of Gas Release from Recycled Plastic Shopping Bags during Melting at Low Temperatures. *Advances in Materials Science and Engineering* 2023 (1): 2378231. <https://doi.org/10.1155/2023/2378231>

## Références bibliographiques

---

Eck M, Schwab ST, Nelson TF, et al (2023). Biodegradable High-Density Polyethylene-like Material. *Angewandte Chemie - International Edition* 62 (6): e202213438. <https://doi.org/10.1002/anie.202213438>

El-Dash HA, Yousef NE, Aboelazm AA, et al (2023). Optimizing Eco-Friendly Degradation of Polyvinyl Chloride (PVC) Plastic Using Environmental Strains of *Malassezia* Species and *Aspergillus fumigatus*. *Int J Mol Sci* 24(20): 15452. <https://doi.org/10.3390/ijms242015452>

Eldin MA, Al-Sharnouby SFS, ElGabry KIM, Ramadan AI (2022). *Aspergillus terreus*, *Penicillium* sp. and *Bacillus* sp. isolated from mangrove soil having laccase and peroxidase roles in the depolymerization of polyethylene bags. *Process Biochemistry* 118:215–226. <https://doi.org/10.1016/j.procbio.2022.04.030>

El-Naggar MM, El-Sheekh M, El-Raheem A, et al (2024). Biodegradation of Low-Density Polyethylene Plastic Using Marine Bacterial Consortium. *Egyptian Journal of Aquatic Biology & Fisheries* 28(4). <https://doi.org/10.1007/s10668-021-01258-7>

El-Rafey E, Walid WM, Syala E, et al (2022). A study on the physical, mechanical, thermal properties and soil biodegradation of HDPE blended with PBS/HDPE-g-MA. *Polymer Bulletin* 79:2383–2409. <https://doi.org/10.1007/s00289-021-03623-y>

El-Sayed MT, Rabie GH, Hamed EA (2021). Biodegradation of low-density polyethylene (LDPE) using the mixed culture of *Aspergillus carbonarius* and *A. fumigates*. *Environ Dev Sustain* 23:14556–14584. <https://doi.org/10.1007/s10668-021-01258-7>

Eubeler JP, Bernhard M, Knepper TP (2010). Environmental biodegradation of synthetic polymers II. Biodegradation of different polymer groups. *TrAC - Trends in Analytical Chemistry* 29 (1):84–100. <https://doi.org/10.1016/j.trac.2009.09.005>

Evode N, Qamar SA, Bilal M, et al (2021). Plastic waste and its management strategies for environmental sustainability. *Case Studies in Chemical and Environmental Engineering* 4:100142. <https://doi.org/10.1016/j.cscee.2021.100142>

Ezzahrae FM, Nacer A, Latifa E, et al (2023). Thermal and mechanical properties of a high-density polyethylene (HDPE) composite reinforced with wood flour. *Mater Today Proc* 72:3602–3608. <https://doi.org/10.1016/j.matpr.2022.08.394>

Farag MA, Eid SM, El-Shamy S (2025). Gas chromatography-mass spectrometry and Fourier-transform infrared spectroscopy coupled to chemometrics for metabolome analysis of different milk types in the light of green analytical chemistry. *PeerJ* 13: e19921. <https://doi.org/10.7717/peerj.19921>

Farveen SM, Madhavan T, Narayanan R (2023). Association of Laccase from *Bacillus cereus* O2-B and *Pseudomonas aeruginosa* O1-P with the bio-degradation of polymers: an in vitro to in silico approach. *Biodegradation* 34:383–403. <https://doi.org/10.1007/s10532-023-10028-3>

## Références bibliographiques

---

Farzi A, Dehnad A, Fotouhi AF (2019). Biodegradation of polyethylene terephthalate waste using *Streptomyces* species and kinetic modeling of the process. *Biocatal Agric Biotechnol* 17:25–31. <https://doi.org/10.1016/j.bcab.2018.11.002>

Farzi A, Dehnad A, Shirzad N, Norouzifard F (2017). Biodegradation of high density polyethylene using *Streptomyces* species. *Journal of Coastal Life Medicine* 474–479. <https://doi.org/10.12980/jclm.5.2017J7-94>

Fayshal MA (2024). Current practices of plastic waste management, environmental impacts, and potential alternatives for reducing pollution and improving management. *Heliyon* 10 (23). <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2024.e40838>

Fitriatin BN, Nurmala D (2019). In vitro test for compatibility of biofertilizers containing phosphate solubilizers and nitrogen-fixing bacteria. In: *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science*. Institute of Physics Publishing 393 (1): 012049. <https://doi.org/10.1088/1755-1315/393/1/012049>

Flourizel I, Grace Opeoluwa A, Efe Gideon I (2021). a review on the effects of plastic debris on aquatic life (fish and wildlife) in aquatic ecosystems. *Int J Environ Pollut Res* 9:51–60. <https://doi.org/10.37745/ijepr.13>

Fu SF, Sun PF, Lu HY, et al (2016). Plant growth-promoting traits of yeasts isolated from the phyllosphere and rhizosphere of *Drosera spatulata* Lab. *Fungal Biol* 120:433–448. <https://doi.org/10.1016/j.funbio.2015.12.006>

Fulke AB, Bhanushali S, Jadhav HS (2026). Global marine plastic pollution: Sources, distribution, implications on human health and mitigation strategies. *Cont Shelf Res* 296:105578. <https://doi.org/10.1016/j.csr.2025.105578>

Gabriel LH (1998). Service life of drainage pipe (History and Physical Chemistry of HDPE). *Transportation Research Board* 254.

Gajendiran A, Krishnamoorthy S, Abraham J (2016). Microbial degradation of low-density polyethylene (LDPE) by *Aspergillus clavatus* strain JASK1 isolated from landfill soil. *3 Biotech* 6:1–6. <https://doi.org/10.1007/s13205-016-0394-x>

Gambarini V, Pantos O, Kingsbury JM, et al (2021a). Phylogenetic Distribution of Plastic-Degrading Microorganisms. *mSystems* 6(1):10–1128. <https://doi.org/10.1128/msystems.01112-20>

Ganji-Azad E, Javadi A, Veshareh MJ, et al (2021). Bacteria cell hydrophobicity and interfacial properties relationships: A new MEOR approach. *Colloids and Interfaces* 5 (4): 49. <https://doi.org/10.3390/colloids5040049>

## Références bibliographiques

---

- Gates EG, Crook N (2024). The biochemical mechanisms of plastic biodegradation. *FEMS Microbiol. Rev.* 48(6): fuae027. <https://doi.org/10.1093/femsre/fuae027>
- Geambulat A-E, Dobre T, Koncsag C-I (2022). Experimental investigations on polyethylene and polyethylene terephthalate microplastics' degradation. A review. *Ovidius University Annals of Chemistry* 33:156–165. <https://doi.org/10.2478/auoc-2022-0023>
- George As, George Ash, Martin Asg (2022). Superworms can Help Reduce Plastic Pollution by Being Capable of Eating Through Plastic Waste. *Partners Universal International Research Journal* 1(4): 13–19. <https://doi.org/10.5281/zenodo.7419740>
- Gerassimidou S, Geueke B, Groh KJ, et al (2023). Unpacking the complexity of the polyethylene food contact articles value chain: A chemicals perspective. *J. Hazard. Mater.* 454: 131422. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2023.131422>
- Ghatge S, Yang Y, Ahn JH, Hur HG (2020). Biodegradation of polyethylene: a brief review. *Appl. Biol. Chem.* 63 (1): 27. <https://doi.org/10.1186/s13765-020-00511-3>
- Ghosh M (2025). Review on Polymer Properties, Classification and Application. *IJCRT* 13. <https://doi.org/10.6084/m9.doi.one.IJCRT2508838>
- Giaganini G, Cifelli M, Biagini D, et al (2023). Multi-Analytical Approach to Characterize the Degradation of Different Types of Microplastics: Identification and Quantification of Released Organic Compounds. *Molecules* 28(3):1382. <https://doi.org/10.3390/molecules28031382>
- Giyahchi M, Moghimi H (2024). Acceleration a yeast-based biodegradation process of polyethylene terephthalate microplastics by Tween 20: Efficiency, by-product analysis, and metabolic pathway Prediction. *Environmental Pollution* 351:351. 124106. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2024.124106>
- Goddard JB (2011). A brief history of the development and growth of the corrugated polyethylene pipe industry in North America. In: *Plastic Pipe and Fittings: Past, Present, and Future*. ASTM 15. <https://doi.org/10.1520/STP49501S>
- Gómez-Méndez LD, Moreno-Bayona DA, Poutou-Piñales RA, et al (2018). Biodeterioration of plasma pretreated LDPE sheets by *Pleurotus ostreatus*. *PLoS One* 13(9): e0203786. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0203786>
- Gong Z, Jin L, Yu X, et al (2023). Biodegradation of Low Density Polyethylene by the Fungus *Cladosporium* sp. Recovered from a Landfill Site. *Journal of Fungi* 9(6): 605. <https://doi.org/10.3390/jof9060605>
- Gören AC, Topçu G, Bilsel G, et al (2004). Analysis of essential oil of *Satureja thymbra* by hydrodistillation, thermal desorber, and headspace GC.MS techniques and its antimicrobial activity. *Nat Prod Res* 18:189–195. <https://doi.org/10.1080/14786410310001608145>

## Références bibliographiques

---

- Gorghiu LM, Jipa S, Zaharescu T, et al (2004). The effect of metals on thermal degradation of polyethylenes. *Polym Degrad Stab* 84:7–11. [https://doi.org/10.1016/S0141-3910\(03\)00265-9](https://doi.org/10.1016/S0141-3910(03)00265-9)
- Gu JD (2003). Microbiological deterioration and degradation of synthetic polymeric materials: Recent research advances. *Int Biodeterior Biodegradation* 52:69–91. [https://doi.org/10.1016/S0964-8305\(02\)00177-4](https://doi.org/10.1016/S0964-8305(02)00177-4)
- Gui J, Sun Y, Wang J, et al (2021). Microplastics in composting of rural domestic waste: abundance, characteristics, and release from the surface of macroplastics. *Environmental Pollution* 274: 116553. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2021.116553>
- Gupta GK, Dixit M, Chot E, Shukla P (2025). Insights into Microbial Enzymatic Biodegradation of Plastics and Microplastics: Technological Updates. *ACS Environmental Au.* 5(6): 520-542 <https://doi.org/10.1021/acsenvironau.5c00033>
- Gupta KK, Chandra H, Sagar K, et al (2023a). Degradation of high density polyethylene (HDPE) through bacterial strain from Cow faeces. *Biocatal Agric Biotechnol* 48:102646. <https://doi.org/10.1016/j.bcab.2023.102646>
- Gupta KK, Devi D (2020). Characteristics investigation on biofilm formation and biodegradation activities of *Pseudomonas aeruginosa* strain ISJ14 colonizing low density polyethylene (LDPE) surface. *Heliyon* 6: 7. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2020.e04398>
- Gupta KK, Sharma KK, Chandra H (2022). *Micrococcus luteus* strain CGK112 isolated from cow dung demonstrated efficient biofilm-forming ability and degradation potential toward high-density polyethylene (HDPE). *Arch Microbiol* 204(7): 402. <https://doi.org/10.1007/s00203-022-03023-4>
- Gupta KK, Sharma KK, Chandra H (2023b). Utilization of *Bacillus cereus* strain CGK5 associated with cow feces in the degradation of commercially available high-density polyethylene (HDPE). *Arch Microbiol* 205(3):101. <https://doi.org/10.1007/s00203-023-03448-5>
- Gurung M (2025). Comparative Analysis of Natural and Synthetic Polymers. In: *Green Chemistry, Nanotechnology, and Sustainable Materials for Climate Action and Circular Economy*. 4: 147. <https://doi.org/10.3390/polym13071105>
- Hamzah A, Wong KK (2015). Tailoring the nitrogen sources of bacterial culture to enhance methyl tert-butyl ether degradation. *Ann Microbiol* 65:1131–1136. <https://doi.org/10.1007/s13213-014-0960-6>
- Han YN, Wei M, Han F, et al (2020). Greater biofilm formation and increased biodegradation of polyethylene film by a microbial consortium of *arthrobacter* sp. And *streptomyces* sp. *Microorganisms* 8:1–15. <https://doi.org/10.3390/microorganisms8121979>

## Références bibliographiques

---

Haque SKM, Ardila-Rey JA, Umar Y, et al (2021). Application and suitability of polymeric materials as insulators in electrical equipment. *Energies* (Basel). 14(10): 2758. <https://doi.org/10.3390/en14102758>

Harshvardhan K, Jha B (2013). Biodegradation of low-density polyethylene by marine bacteria from pelagic waters, Arabian Sea, India. *Mar Pollut Bull* 77:100–106. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2013.10.025>

Hegazy GE, Soliman NA, Farag S, et al (2024). Isolation and characterization of *Candida tropicalis* B: a promising yeast strain for biodegradation of petroleum oil in marine environments. *Microb Cell Fact* 23(1): 20. <https://doi.org/10.1186/s12934-023-02292-y>

Heller MC, Mazor MH, Keoleian GA (2020). Plastics in the US: Toward a material flow characterization of production, markets and end of life. *Environmental Research Letters* 15(9): 094034. <https://doi.org/10.1088/1748-9326/ab9e1e>

Henderson L, Green C (2020). Making sense of microplastics? Public understandings of plastic pollution. *Mar Pollut Bull* 152: 110908. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2020.110908>

Heris YS (2024). Bacterial biodegradation of synthetic plastics: a review. *Bull Natl Res Cent* 48 (1): 87. <https://doi.org/10.1186/s42269-024-01241-y>

Hooda S, Annu, Mondal P (2023). Insights into the degradation of high-density polyethylene microplastics using microbial strains: Effect of process parameters, degradation kinetics and modeling. *Waste Management* 164:143–153. <https://doi.org/10.1016/j.wasman.2023.04.002>

Hossain KS, Das S, Kundu S, et al (2019). ISOLATION AND CHARACTERIZATION OF POLYTHENE DEGRADING BACTERIA FROM GARBAGE SOIL. *International Journal of Agriculture Environment and Bioresearch* 04:254–263. <https://doi.org/10.35410/IJAEB.2019.4444>

Hossain S, Shukri ZNA, Waiho K, et al (2024). Biodegradation of polyethylene (PE), polypropylene (PP), and polystyrene (PS) microplastics by floc-forming bacteria, *Bacillus cereus* strain SHBF2, isolated from a commercial aquafarm. *Environmental Science and Pollution Research* 31:32225–32245. <https://doi.org/10.1007/s11356-024-33337-3>

Howard and, Hilliard (1999). Use of Coomassie blue polyurethane interaction in screening of polyurethanase proteins and polyurethanolytic bacteria. *Int Biodeterior Biodegradation* 43(1–2):23–30. [https://doi.org/10.1016/S0964-8305\(98\)00062-6](https://doi.org/10.1016/S0964-8305(98)00062-6)

Howard SA, Mccarthy RR (2023). Modulating biofilm can potentiate activity of novel plastic-degrading enzymes. *NPJ Biofilms Microbiomes* 9 (1): 72. <https://doi.org/10.1038/s41522-023-00440-1>

Hu B, Wang M, Geng S, et al (2020). Metabolic exchange with non-alkane-consuming *Pseudomonas stutzeri* SLG510A3-8 improves n-alkane biodegradation by the alkane degrader

## Références bibliographiques

---

- dietzia sp. strain DQ12-45-1b. *Appl Environ Microbiol* 86 (8): e02931-19. <https://doi.org/10.1128/AEM.02931-19>
- Hu C, Liao X, Qin QH, Wang G (2019). The fabrication and characterization of high density polyethylene composites reinforced by carbon nanotube coated carbon fibers. *Compos Part A Appl Sci Manuf* 121:149–156. <https://doi.org/10.1016/j.compositesa.2019.03.027>
- Huang S, Wang H, Ahmad W, et al (2022). Plastic Waste Management Strategies and Their Environmental Aspects: A Scientometric Analysis and Comprehensive Review. *Int. J. Environ. Res. Public Health* 19(8):4556. <https://doi.org/10.3390/ijerph19084556>
- Hussein AA, Al-Mayaly IK, Khudeir SH (2015). Isolation, Screening and Identification of Low Density Polyethylene (LDPE) degrading bacteria from contaminated soil with plastic wastes wastes. *Mesopotamia Environmental Journal* 1:1–14.
- Ingavale RR, Raut PD (2018). Comparative Biodegradation Studies of LDPE and HDPE Using *Bacillus weihenstephanensis* Isolated from Garbage Soil. *Nature Environment and Pollution Technology*, 17(2):649–655.
- Jacquin J, Cheng J, Odobel C, et al (2019). Microbial ecotoxicology of marine plastic debris: A review on colonization and biodegradation by the “plastisphere.” *Front Microbiol* 10: 865. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2019.00865>
- Jadaun SJ, Bansal S, Sonthalia A, et al (2022). Biodegradation of plastics for sustainable environment. *Bioresour Technol* 347:126697. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2022.126697>
- Jaiswal S, Sharma B, Shukla P (2020). Integrated approaches in microbial degradation of plastics. *Environ Technol Innov* 17: 100567. <https://doi.org/10.1016/j.eti.2019.100567>
- Jang J-C, Shin P-K, Yoon J-S, et al (2002). Glucose effect on the biodegradation of plastics by compost from food garbage. *Polymer degradation and stability* 76(1): 155–159. [https://doi.org/10.1016/S0141-3910\(02\)00011-3](https://doi.org/10.1016/S0141-3910(02)00011-3)
- Jangong OS, Gareso PL, Mutmainna I, Tahir D (2019). Fabrication and characterization starch/chitosan reinforced polypropylene as biodegradable. In: *Journal of Physics: Conference Series*. Institute of Physics Publishing 1341 (8): 082022. <https://doi.org/10.1088/1742-6596/1341/8/082022>
- Janzik R, Sieg H, Braeuning A, Böhl GF (2025). Microplastics: State of the Evidence on Health Effects and Public Perception. *Dtsch. Arztebl. Int.* 122:546–551. <https://doi.org/10.3238/arztebl.m2025.0138>
- Javed Z, Tripathi GD, Mishra M, et al (2022). Cow dung extract mediated green synthesis of zinc oxide nanoparticles for agricultural applications. *Sci Rep* 12(1): 20371. <https://doi.org/10.1038/s41598-022-22099-y>

## Références bibliographiques

---

Jayan N, Skariyachan S, Sebastian D (2023). The escalated potential of the novel isolate *Bacillus cereus* NJD1 for effective biodegradation of LDPE films without pre-treatment. *J Hazard Mater* 455: 131623. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2023.131623>

Jebashalomi V, Emmanuel Charles P, Rajaram R (2024). Microbial degradation of low-density polyethylene (LDPE) and polystyrene using *Bacillus cereus* (OR268710) isolated from plastic-polluted tropical coastal environment. *Science of the Total Environment* 924: 171580. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2024.171580>

Jeon JM, Park SJ, Choi TR, et al (2021). Biodegradation of polyethylene and polypropylene by *Lysinibacillus* species JY0216 isolated from soil grove. *Polym Degrad Stab* 191: 109662 <https://doi.org/10.1016/j.polymdegradstab.2021.109662>

Jeong M, Gavande V, Jambulingam R, et al (2025). Study on mechanical and thermal properties of polyethylene with ultra-high molecular weight polypropylene-b-polyethylene copolymers as filler. *Molecular Crystals and Liquid Crystals* 1:11. <https://doi.org/10.1080/15421406.2025.2462345>

Ji SH, Yoo S, Park S, Lee MJ (2024). Biodegradation of low-density polyethylene by plasma-activated *Bacillus* strain. *Chemosphere* 349:140763. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2023.140763>

Kadhim J, Mahdi H, Al-Mutairi H (2024). Mechanical and Thermal Properties of PP/HDPE Blends Reinforced with ZnO Nanoparticles for Industrial Applications. *International Journal of Nanoelectronics and Materials (IJNeAM)* 17 N 3:479-486. <https://doi.org/10.58915/ijneam.v17i3.1173>

Kahlert S, Bening CR (2022). Why pledges alone will not get plastics recycled: Comparing recycle production and anticipated demand. *Resour Conserv Recycl* 181: 106279. <https://doi.org/10.1016/j.resconrec.2022.106279>

Kalauni K, Vedrtam A, Sharma SP, et al (2025). A comprehensive review of recycling and reusing methods for plastic waste focusing Indian scenario. *Waste Management and Research* 43:1378–1399. <https://doi.org/10.1177/0734242X241308499>

Kale SK, Deshmukh AG, Dudhare MS, Patil VB (2015). Microbial degradation of plastic: a review. *J Biochem Technol* 6(2):952–961. <https://doi.org/59248382>

Kalidas VK, Pavendhan R, Sudhakar K, et al (2021). Study of synthesis and analysis of bio-inspired polymers-review. *Materials Today: Proceedings*. Elsevier Ltd, (44): 3856–3860. <https://doi.org/10.1016/j.matpr.2020.12.831>

Kamarudin NHA, Noor NDM, Rahman RNZRA (2021). Microbial Degradation Of Polylactic Acid Bioplastic. *J Sustain Sci Manag* 16:299–317. <https://doi.org/10.46754/jssm.2021.10.021>

## Références bibliographiques

---

Kanagaraj S, Varanda FR, Zhil'tsova T V., et al (2007). Mechanical properties of high density polyethylene/carbon nanotube composites. *Compos Sci Technol* 67:3071–3077. <https://doi.org/10.1016/j.compscitech.2007.04.024>

Kang BR, Kim S Bin, Song HA, Lee TK (2019). Accelerating the biodegradation of high-density polyethylene (Hdpe) using *bjerkandera adusta* tbb-03 and lignocellulose substrates. *Microorganisms* 7 (9): 304. <https://doi.org/10.3390/microorganisms7090304>

Kaushal J, Khatri M, Arya SK (2021). Recent insight into enzymatic degradation of plastics prevalent in the environment: A mini - review. *Clean. Eng. Technol.* 2: 100083. <https://doi.org/10.1016/j.clet.2021.100083>

Kavitha R, Bhuvanewari V (2021). Assessment of polyethylene degradation by biosurfactant producing ligninolytic bacterium. *Biodegradation* 32:531–549. <https://doi.org/10.1007/s10532-021-09949-8>

Kehinde O, Ramonu OJ, Babaremu KO, Justin LD (2020). Plastic wastes: environmental hazard and instrument for wealth creation in Nigeria. *Heliyon* 6(10). <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2020.e05131>

Kelly FJ, Wright SL, Woodward G, Fussell JC (2025). Plastic pollution under the influence of climate change: implications for the abundance, distribution, and hazards in terrestrial and aquatic ecosystems. *Frontiers in Science* 3:1636665. <https://doi.org/10.3389/fsci.2025.1636665>

KhALEEL SI (2025). general polymers, structure, properties and applications: a review. *international journal of applied sciences and technology (minar)07*. <https://doi.org/10.47832/2717-8234.22.15>

Khampratueng P, Anal AK (2026). Enhancing the biodegradation of low-density polyethylene (LDPE) using novel bacterial consortia: *Bacillus* sp. AS3 and *Sphingobacterium* sp. AS8. *J Environ Sci (China)* 159:263–270. <https://doi.org/10.1016/j.ies.2025.04.007>

Khan S, Iqbal A (2023). Organic polymers revolution: Applications and formation strategies, and future perspectives *J. Polym. Sci. Eng*6(1): 3125. <https://doi.org/10.24294/jpse.v6i1.3125>

Khandare SD, Agrawal D, Mehru N, Chaudhary DR (2022). Marine bacterial based enzymatic degradation of low-density polyethylene (LDPE) plastic. *J Environ Chem Eng* 10 (3): 107437. <https://doi.org/10.1016/j.jece.2022.107437>

Khandare SD, Chaudhary DR, Jha B (2021a). Marine bacterial biodegradation of low-density polyethylene (LDPE) plastic. *Biodegradation* 32:127–143. <https://doi.org/10.1007/s10532-021-09927-0>

Khandare SD, Chaudhary DR, Jha B (2021b). Bioremediation of polyvinyl chloride (PVC) films by marine bacteria. *Mar Pollut Bull* 169:112566. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2021.112566>

## Références bibliographiques

---

- Khaswar Syamsu KSAK (2008). The Effect of Plastisizer Additions (Polyethylene Glycol 400 and Dimethyl Phtalate) on the Biodegradation Process of Bioplastics Poly-B-Hydroxyalkanoat in Liquid Media with Limited Air. *Jurnal Teknologi Pertanian* 4:4- 14. <https://doi.org/10.1007/s10924-023-02925-8>
- Khatua S, Simal-Gandara J, Acharya K (2024). Myco-remediation of plastic pollution: current knowledge and future prospects. *Biodegradation* 35:249–279. <https://doi.org/10.1007/s10532-023-10053-2>
- Khoaele KK, Gbadeyan OJ, Chunilall V, Sithole B (2023). The Devastation of Waste Plastic on the Environment and Remediation Processes: A Critical Review. *Sustainability (Switzerland)* 15(6): 5233. <https://doi.org/10.3390/su15065233>
- Kim SH, Lee JW, Kim JS, et al (2022). Plastic-inhabiting fungi in marine environments and PCL degradation activity. *Antonie van Leeuwenhoek, International Journal of General and Molecular Microbiology* 115:1379–1392. <https://doi.org/10.1007/s10482-022-01782-0>
- Kinyua EM, Nyakairu GWA, Tebandeke E, Odume ON (2023). Photocatalytic Degradation of Microplastics: Parameters Affecting Degradation. *Advances in Environmental and Engineering Research* 4(3): 1-21. <https://doi.org/10.21926/aeer.2303039>
- Kiran S, Kanchi K (2015). Biodegradation of low-density polyethylene by fungi. These doctoral. Swinburne. <https://doi.org/10.25916/sut.26285434>
- Kopecká R, Kubínová I, Sovová K, et al (2022). Microbial degradation of virgin polyethylene by bacteria isolated from a landfill site. *SN Appl Sci* 4:302. <https://doi.org/10.1007/s42452-022-05182-x>
- Koriam A, Ollick AM, Elhadary M (2021). The effect of artificial weathering and hardening on mechanical properties of HDPE with and without UV stabilizers. *Alexandria Engineering Journal* 60:4167–4175. <https://doi.org/10.1016/j.aej.2021.03.024>
- Kornilova TA, Ukolov AI, Kostikov RR, Zenkevich IG (2013). A simple criterion for gas chromatography/mass spectrometric analysis of thermally unstable compounds, and reassessment of the by-products of alkyl diazoacetate synthesis. *Rapid Communications in Mass Spectrometry* 27:461–466. <https://doi.org/10.1002/rcm.6457>
- Kovacs D, Simedru D, Kovacs M (2021). GC-MS analysis of some plastic components from 1997-2003 computer main boards. *Studia Universitatis Babeş-Bolyai, Chemia*, 66(2).2:163–170. <https://doi.org/10.24193/subbchem.2021.2.14>
- Kowalczyk A, Chyc M, Ryszka P, Latowski D (2016). *Achromobacter xylosoxidans* as a new microorganism strain colonizing high-density polyethylene as a key step to its biodegradation. *Environmental Science and Pollution Research* 23:11349–11356. <https://doi.org/10.1007/s11356-016-6563-y>

## Références bibliographiques

---

Krasowska A, Sigler K (2014). How microorganisms use hydrophobicity and what does this mean for human needs? *Front. Cell. Infect. Microbiol.* 4: 112. <https://doi.org/10.3389/fcimb.2014.00112>

Kristensen M, Christensen P, Christensen JH (2019). Optimization and validation of a derivatization method with boron trifluoride in ethanol for analysis of aromatic carboxylic acids in water. *J Chromatogr A* 1601:21–26. <https://doi.org/10.1016/j.chroma.2019.05.003>

Kumar smith, Sadhna, Kumar A (2024). Burning Plastic Polymers Waste Outdoors Is A Serious Global Health Concern. *International Journal of Creative Research Thoughts (IJCRT)* 12:1. <https://doi.org/IJCRT2410438>

Kumar Gupta K, Devi Deepa (2019). Biodegradation of low density polyethylene by selected bacillus sp. *Gazi University Journal of Science* 32:802–813. <https://doi.org/10.35378/gujs.496392>

Kumar R, Verma A, Shome A, et al (2021). Impacts of plastic pollution on ecosystem services, sustainable development goals, and need to focus on circular economy and policy interventions. *Sustainability (Switzerland)* 13(17): 9963. <https://doi.org/10.3390/su13179963>

Kumar S, Das MP (2014). Microbial Deterioration of Low Density Polyethylene by *Aspergillus* and *Fusarium* sp. *Int J Chem Tech Res*, 6(1):299–305. <https://doi.org/10.1007/s13205-016-0394-x>

Kumar S, Suyal DC, Yadav A, et al (2019). Microbial diversity and soil physiochemical characteristic of higher altitude. *PLoS One* 14(3): e0213844. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0213844>

Kumar Sen S, Raut S (2015). Microbial degradation of low density polyethylene (LDPE): A review. *J. Environ. Chem. Eng.* 3:462–473. <https://doi.org/10.1016/j.jece.2015.01.003>

Kumari R, Tiwari R, Akhtar R, et al (2023). Harmful Effects of Plastics on Human Health and the Environment: A Review. *Int J Social Science Humanities Research* 06:248–255. <https://doi.org/10.5281/zenodo.10429234>

Kunlere IO, Fagade OE, Nwadike BI (2019). Biodegradation of low density polyethylene (LDPE) by certain indigenous bacteria and fungi. *International Journal of Environmental Studies* 76:428–440. <https://doi.org/10.1080/00207233.2019.1579586>

Kuzmin A, Ashori A, Pantyukhov P, et al (2024). Mechanical, thermal, and water absorption properties of HDPE/barley straw composites incorporating waste rubber. *Sci Rep* 14:25232. <https://doi.org/10.1038/s41598-024-76337-6>

Kyaw BM, Champakalakshmi R, Sakharkar MK, et al (2012). Biodegradation of Low Density Polythene (LDPE) by *Pseudomonas* Species. *Indian J Microbiol* 52:411–419. <https://doi.org/10.1007/s12088-012-0250-6>

## Références bibliographiques

---

- Kyrikou I, Briassoulis D (2007). Biodegradation of agricultural plastic films: A critical review. *J. Polym. Environ.* 15:125–150. <https://doi.org/10.1007/s10924-007-0053-8>
- Lade H, Kadam A, Paul D, Govindwar S (2016). Exploring the potential of fungal-bacterial consortium for low-cost biodegradation and detoxification of textile effluent. *Archives of Environmental Protection* 42:12–21. <https://doi.org/10.1515/aep-2016-0042>
- Lade HS, Waghmode TR, Kadam AA, Govindwar SP (2012). Enhanced biodegradation and detoxification of disperse azo dye Rubine GFL and textile industry effluent by defined fungal-bacterial consortium. *Int Biodeterior Biodegradation* 72:94–107. <https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2012.06.001>
- Landrigan PJ, Dunlop S, Treskova M, et al (2025). The Lancet Countdown on health and plastics. *The Lancet* 406:1044–1062. [https://doi.org/10.1016/S0140-6736\(25\)01447-3](https://doi.org/10.1016/S0140-6736(25)01447-3)
- Landrigan PJ, Raps H, Cropper M, et al (2023). The Minderoo-Monaco Commission on Plastics and Human Health. *Ann Glob Health* 89(1): 23. <https://doi.org/10.5334/aogh.4056>
- Leys NM, Bastiaens L, Verstraete W, Springael D (2005). Influence of the carbon/nitrogen/phosphorus ratio on polycyclic aromatic hydrocarbon degradation by *Mycobacterium* and *Sphingomonas* in soil. *Appl Microbiol Biotechnol* 66:726–736. <https://doi.org/10.1007/s00253-004-1766-4>
- Li D, Zhou L, Wang X, et al (2019). Effect of crystallinity of polyethylene with different densities on breakdown strength and conductance property. *Materials* 12(11):1746. <https://doi.org/10.3390/ma12111746>
- Li X, Xu H, Li Y, et al (2023). Exploring Diverse Bioactive Secondary Metabolites from Marine Microorganisms Using Co-Culture Strategy. *Molecules* 28(17): 6371. <https://doi.org/10.3390/molecules28176371>
- Liu F, Wang T, Liu XH, et al (2025). Efficient biodegradation and upcycling of polyethylene terephthalate mediated by cell-factories. *Front. Microbiol.* 16: 1599470. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2025.1599470>
- Liu X, Lei T, Boré A, et al (2022a). Evolution of global plastic waste trade flows from 2000 to 2020 and its predicted trade sinks in 2030. *J Clean Prod* 376:134373. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2022.134373>
- Liu X, Zhang Y, Sun Q, et al (2022b). Rapid colonization and biodegradation of untreated commercial polyethylene wrap by a new strain of *Bacillus velezensis* C5. *J Environ Manage* 301:128363. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2021.113848>
- Lokesh P, Shobika R, Omer SN, et al (2023). Bioremediation of plastics by the help of microbial tool: A way for control of plastic pollution. *Sustainable Chemistry for the Environment* 3:100027. <https://doi.org/10.1016/j.scenv.2023.100027>

## Références bibliographiques

---

- Lourmpas N, Papanikos P, Efthimiadou EK, et al (2024). Degradation assessment of high-density polyethylene (HDPE) debris after long exposure to marine conditions. *Science of The Total Environment* 954:176847. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2024.176847>
- Lv S, Li Y, Zhao S, Shao Z (2024). Biodegradation of Typical Plastics: From Microbial Diversity to Metabolic Mechanisms. *Int J Mol Sci* 25(1): 593. <https://doi.org/10.3390/ijms25010593>
- Ma Y, Wu S, Xu Y, et al (2023). Degradation characteristics of polyethylene film by microorganisms from lake sediments. *Environmental Pollution* 333:122115. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2023.122115>
- Maddela NR, Kakarla D, Venkateswarlu K, Megharaj M (2023). Additives of plastics: Entry into the environment and potential risks to human and ecological health. *J. Environ. Manage.* 348: 119364. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2023.119364>
- Mahalakshmi V, Andrew SN (2012). Assessment of Physicochemically treated plastic by fungi. *Ann Biol Res* 3(9):4374–4381. <https://doi.org/10.1007/s10924-009-0135>
- Maheswaran B, Al-Ansari M, Al-Humaid L, et al (2023). In vivo degradation of polyethylene terephthalate using microbial isolates from plastic polluted environment. *Chemosphere* 310: 136757. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2022.136757>
- Maingi G (2017). High-Density Polyethylene (HDPE) as a Replacement Material for Carbon Steel Pipes in Geothermal Projects. *GRC T* 41.
- Maroof L, Khan I, Yoo HS, et al (2021). Identification and characterization of low density polyethylenedegrading bacteria isolated from soils of waste disposal sites. *Environmental Engineering Research* 26:3. <https://doi.org/10.4491/eer.2020.167>
- Martinez-Delgado J, Benítez-Campo N (2024). High density polyethylene microplastics biodegradation by bacteria isolated from a landfill in Cali, Colombia. *Revista Internacional de Contaminacion Ambiental* 40:773–785. <https://doi.org/10.20937/RICA.55206>
- Martínez-Romo A, González-Mota R, Soto-Bernal JJ, Rosales-Candelas I (2015). Investigating the Degradability of HDPE, LDPE, PE-BIO, and PE-OXO Films under UV-B Radiation. *Journal of Spectroscopy* 2015:586514. <https://doi.org/10.1155/2015/586514>
- Massot F, Bernard N, Alvarez LMM, et al (2022). Microbial associations for bioremediation. What does “microbial consortia” mean? *Appl. Microbiol. Biotechnol.* 106:2283–2297. <https://doi.org/10.1007/s00253-022-11864-8>
- Mathur G, Mathur A, Prasad R (2011). Colonization and degradation of thermally oxidized high-density polyethylene by *Aspergillus niger* (ITCC No. 6052) isolated from plastic waste dumpsite. *Bioremediat J* 15:69–76. <https://doi.org/10.1080/10889868.2011.570281>

## Références bibliographiques

---

McKeen LW (2013). Introduction to Use of Plastics in Food Packaging. In: Plastic Films in Food Packaging: Materials, Technology and Applications. Elsevier Inc., 1: 15. <https://doi.org/10.1016/C2012-0-00246-3>

McKeen LW. (2012). Introduction to food irradiation and medical sterilization. The Effect of sterilization on plastics and elastomers. Elsevier Health Sciences 1. <https://doi.org/10.1016/C2011-0-06772-8>

Mendoza JE, Tineo D, Chuquibala-Checan B, et al (2024). Global perspectives on the biodegradation of LDPE in agricultural systems. Front. Microbiol. 15: 1510817. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2024.1510817>

Meral G (2022). Global Plastics Outlook. OECD. <https://doi.org/10.1787/de747aef-en>.

Statista Resaerch department, (2025). Global plastic production 1950-2023. <https://www.statista.com/statistics/282732/global-production-of-plastics-since-1950/>.

(accessed 26 March 2025).

Midhun KD, Kalyani LT, Girijasankar G, Dandu SD (2015). Biodegradation of low density polyethylene (LDPE) by a new biosurfactant-producing thermophilic *Streptomyces coelicoflavus* NBRC 15399T. Afr J Biotechnol 14:327–340. <https://doi.org/10.5897/ajb2014.14224>

Mihai FC, Gündogdu S, Markley LA, et al (2022). Plastic Pollution, Waste Management Issues, and Circular Economy Oppurtunities in Rural Communities. Sustainability 14(1):20. <https://doi.org/10.3390/su14010020>

Millet H, Vangheluwe P, Block C, et al (2018). The Nature of Plastics and Their Societal Usage. In: Plastics and the Environment. The Royal Society of Chemistry, 1-20. <https://doi.org/10.1039/9781788013314-00001>

Millican JM, Agarwal S (2021). Plastic Pollution: A Material Problem? Macromolecules 54:4455–4469. <https://doi.org/10.1021/ACS.MACROMOL.0C02814>

Miloloža M, Ukić Š, Cvetnić M, et al (2022). Optimization of Polystyrene Biodegradation by *Bacillus cereus* and *Pseudomonas alcaligenes* Using Full Factorial Design. Polymers (Basel) 14(20): 4299. <https://doi.org/10.3390/polym14204299>

Min Min A, Chuah TG, Chantara TR (2008). Thermal and dynamic mechanical analysis of polyethylene modified with crude palm oil. Mater Des 29:992–999. <https://doi.org/10.1016/j.matdes.2007.03.023>

Miri S, Saini R, Davoodi SM, et al (2022). Biodegradation of microplastics: Better late than never. Chemosphere 286: 131670 . <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2021.131670>

## Références bibliographiques

---

- Mohamed SF, Narayanan R (2024). Enterobacter cloacae-mediated polymer biodegradation: in-silico analysis predicts broad spectrum degradation potential by Alkane monooxygenase. *Biodegradation* 35(6): 969–991. <https://doi.org/10.1007/s10532-024-10091-4>
- Mohammed F (2022). Recent Advancements in Natural, Synthetic and Semi-synthetic Polymers. *Modern Chemistry & Applications* 10. <https://doi.org/10.35248/2329-6798.22.10.382>
- Mohan AJ, Sekhar VC, Bhaskar T, Nampoothiri KM (2016). Microbial assisted High Impact Polystyrene (HIPS) degradation. *Bioresour Technol* 213:204–207. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2016.03.021>
- Mohan P, Hamid FS (2026). Biodegradation of PE by tropical landfill derived Aspergillus fumigatus in modified BOD enriched medium. *Bioresour Technol Rep* 33: 102534. <https://doi.org/10.1016/j.biteb.2025.102534>
- Mohanan N, Montazer Z, Sharma PK, Levin DB (2020). Microbial and Enzymatic Degradation of Synthetic Plastics. *Front. Microbiol.* 11: 580709. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2020.580709>
- Montazer Z, Habibi-Najafi MB, Mohebbi M, Oromiehei A (2018). Microbial Degradation of UV-Pretreated Low-Density Polyethylene Films by Novel Polyethylene-Degrading Bacteria Isolated from Plastic-Dump Soil. *J Polym Environ* 26:3613–3625. <https://doi.org/10.1007/s10924-018-1245-0>
- Montazer Z, Najafi MBH, Levin DB (2020). Challenges with verifying microbial degradation of polyethylene. *Polymers (Basel)* 12:123. <https://doi.org/10.3390/polym12010123>
- Moreno MM, Macea Romero Y, Rodríguez Zambrano H, et al (2018). Mechanical and thermal properties of friction-stir welded joints of high density polyethylene using a non-rotational shoulder tool. *International Journal of Advanced Manufacturing Technology* 97:2489–2499. <https://doi.org/10.1007/s00170-018-2102-y>
- Morris BA (2024). A perspective on additives for flexible packaging. *Journal of Vinyl and Additive Technology* 30:1359–1371. <https://doi.org/10.1002/vnl.22135>
- Mückschel B, Simon O, Klebensberger J, et al (2012). Ethylene glycol metabolism by *Pseudomonas putida*. *Appl Environ Microbiol* 78:8531–8539. <https://doi.org/10.1128/AEM.02062-12>
- Muhammad MH, Idris AL, Fan X, et al (2020). Beyond Risk: Bacterial Biofilms and Their Regulating Approaches. *Front. Microbiol.* 11: 928. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2020.00928>
- Muhonja CN, Makonde H, Magoma G, Imbuga M (2018). Biodegradability of polyethylene by bacteria and fungi from dandora dumpsite Nairobi-Kenya. *PLoS One* 13:1–17. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0198446>

## Références bibliographiques

---

- Muñoz-Elías EJ, McKinney JD (2006). Carbon metabolism of intracellular bacteria. *Cell. Microbiol.* 8:10–22. <https://doi.org/10.1111/j.1462-5822.2005.00648.x>
- Muthukumar A,, Veerappapillai S (2015). Biodegradation of Plastics – A Brief Review. *Int J Pharm Sci Rev Res* 31.2:204-209.-209. <https://doi.org/10.1016/j.matpr.2020.06.096>
- Nadeem H, Alia KB, Muneer F, et al (2021). Isolation and identification of low-density polyethylene degrading novel bacterial strains. *Arch Microbiol* 203:5417–5423. <https://doi.org/10.1007/s00203-021-02521-1>
- Nag M, Lahiri D, Dutta B, et al (2021). Biodegradation of used polyethylene bags by a new marine strain of *Alcaligenes faecalis* LNDR-1. *Environmental Science and Pollution Research*, 28(30): 41365-41379. <https://doi.org/10.1007/s11356-021-13704-0>
- Nair S, Hrishikesh M V., Sudeep SM, et al (2024). Degradation of high-density polyethylene mediated by fungus *Talaromyces liani* JA2HS. *Appl Biochem Microbiol* 60:880–888. <https://doi.org/10.1134/S0003683823602159>
- Nanda S, Berruti F (2021). Municipal solid waste management and landfilling technologies: a review. *Environ. Chem. Lett.* 19:1433–1456. <https://doi.org/10.1007/s10311-020-01100-y>
- Napoli M Di, Silvestri B, Castagliuolo G, et al (2023). High density polyethylene (HDPE) biodegradation by the fungus *Cladosporium halotolerans*. *FEMS Microbiol Ecol* 99:148. <https://doi.org/10.1093/femsec/fiac148>
- Nasrabadi AE, Ramavandi B, Bonyadi Z (2023). Recent progress in biodegradation of microplastics by *Aspergillus* sp. in aquatic environments. *Colloids and Interface Science Communications* 57: 100754. <https://doi.org/10.1016/j.colcom.2023.100754>
- Nedi EG, Ebu SM, Somboo M (2024). Identification and molecular characterization of Polyethylene degrading bacteria from garbage dump sites in Adama, Ethiopia. *Environ. Technol. Innov.* 33: 103441. <https://doi.org/10.1016/j.eti.2023.103441>
- Neethu TM, Dubey PK, Kaswala AR, Patel KG (2019). Cow Dung as a Bioremediation Agent to Petroleum Hydrocarbon Contaminated Agricultural Soils. *Current Journal of Applied Science and Technology* 1–9. <https://doi.org/10.9734/cjast/2019/v38i630437>
- Nehal N, Singh P (2023). Optimization of cultural condition of *Bacillus* sp. MZ540316: improve biodegradation efficiency of lipopeptide biosurfactant against polyethylene. *Biomass Convers Biorefin* 13:15471–15487. <https://doi.org/10.1007/s13399-021-02042-3>
- Newrick BA, Valdés D, Laca A, et al (2025). Enhanced biodegradation of high-density polyethylene microplastics: Study of bacterial efficiency and process parameters. *J Hazard Mater* 485:136822. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2024.136822>

## Références bibliographiques

---

Nguyen KQ, Mwiseneza C, Mohamed K, et al (2021). Long-term testing methods for HDPE pipe - advantages and disadvantages: A review. *Eng Fract Mech* 246: 107629.. <https://doi.org/10.1016/j.engfracmech.2021.107629>

Nguyen MK, Rakib MRJ, Hwangbo M, Kim J (2025). Microplastic accumulation in soils: Unlocking the mechanism and biodegradation pathway. *Journal of Hazardous Materials Advances* 17:100629. <https://doi.org/10.1016/j.hazadv.2025.100629>

Nunes PS, Lacerda-Junior G V., Mascarin GM, et al (2024). Microbial consortia of biological products: Do they have a future? *Biological Control* 188: 105439. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2024.105439>

Odian G (2004). *PRINCIPLES OF POLYMERIZATION* Fourth Edition. John Wiley & Sons. <https://doi.org/10.1002/047147875X>

Ogunbayo AO, Olanipekun OO, Adamu IA (2019). Preliminary Studies on the Microbial Degradation of Plastic Waste Using *Aspergillus niger* and *Pseudomonas* sp. *J Environ Prot (Irvine, Calif)* 10:625–631. <https://doi.org/10.4236/jep.2019.105037>

Ojha N, Pradhan N, Singh S, et al (2017). Evaluation of HDPE and LDPE degradation by fungus, implemented by statistical optimization. *Sci Rep* 7(1): 39515. <https://doi.org/10.1038/srep39515>

Olesik P, Godzierz M, Koziół M, et al (2021). Structure and mechanical properties of high-density polyethylene composites reinforced with glassy carbon. *Materials* 14(14): 4024. <https://doi.org/10.3390/ma14144024>

Ong GH, Liew LM, Wong KK, et al (2024). Screening of Native Fungi For Biodegradation of High-Density Polyethylene (HDPE) Plastic in Mangroves Ecosystem. *Malaysian Applied Biology* 53:97–103. <https://doi.org/10.55230/mabjournal.v53i6.12>

Ono S, Hewage HTSA, Visvanathan C (2023). Towards Plastic Circularity: Current Practices in Plastic Waste Management in Japan and Sri Lanka. *Sustainability* 15:7550. <https://doi.org/10.3390/su15097550>

Orji FA, Ibiene AA, Dike EN (2012). Laboratory scale bioremediation of petroleum hydrocarbon-polluted mangrove swamps in the Niger Delta using cow dung. *Malays J Microbiol* 8 (4):219–228. <https://doi.org/10.21161/mjm.40312>

Osman M, Satti SM, Luqman A, et al (2018). Degradation of Polyester Polyurethane by *Aspergillus* sp. Strain S45 Isolated from Soil. *J Polym Environ* 26:301–310. <https://doi.org/10.1007/s10924-017-0954-0>

Otiniano NM, Rojas-Villacorta W, De La Cruz-Noriega M, et al (2022). Effect of Inoculum Concentration on the Degradation of Diesel 2 by a Microbial Consortium. *Sustainability* 14(24): 16750. <https://doi.org/10.3390/su142416750>

## Références bibliographiques

---

- Pan D, Su F, Liu C, Guo Z (2020). Research progress for plastic waste management and manufacture of value-added products. *Adv Compos Hybrid Mater* 3(4):443-461. <https://doi.org/10.1007/s42114-020-00190-0/Published>
- Pang KL, Chiang MWL, Guo SY, et al (2020). Growth study under combined effects of temperature, pH and salinity and transcriptome analysis revealed adaptations of *Aspergillus terreus* NTOU4989 to the extreme conditions at Kueishan Island Hydrothermal Vent Field, Taiwan. *PLoS One* 15(5): e0233621. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0233621>
- Paray AA, Singh M, Amin Mir M (2023). Gram Staining: A Brief Review. *International Journal of Research and Review* 10:336–341. <https://doi.org/10.52403/ijrr.20230934>
- Parija SC, Shivaprakash MR, Jayakeerthi SR (2003). Evaluation of lacto-phenol cotton blue (LPCB) for detection of *Cryptosporidium*, *Cyclospora* and *Isospora* in the wet mount preparation of stool. *Acta Trop* 85:349–354. [https://doi.org/10.1016/S0001-706X\(02\)00265-6](https://doi.org/10.1016/S0001-706X(02)00265-6)
- Patel CJ, Kansagara RH, Modi D V., et al (2024). Microbes Breaking Down Plastic: Insights for Sustainable Waste Management. *Nature Environment and Pollution Technology* 23:1717–1722. <https://doi.org/10.46488/nept.2024.v23i03.043>
- Pathak G, Nichter M, Hardon A, Moyer E (2024). The Open Burning of Plastic Wastes is an Urgent Global Health Issue. *Ann Glob Health* 90(1): 3. <https://doi.org/10.5334/aogh.4232>
- Pathak VM, Navneet (2023). Exploitation of bacterial strains for microplastics (LDPE) biodegradation. *Chemosphere* 316:137845. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2023.137845>
- Peng Y, Prabhu A, Rinke C (2023). Facing our plastic waste crisis: biorecycling as a promising solution. *Microbiol Aust* 44:52–56. <https://doi.org/10.1071/MA23013>
- Peng Y, Wang Y, Ke L, et al (2022a). A review on catalytic pyrolysis of plastic wastes to high-value products. *Energy Convers. Manag.* 254: 115243. <https://doi.org/10.1016/j.enconman.2022.115243>
- Peng Z, Liang C, Gao M, et al (2022b). The neglected role of micronutrients in predicting soil microbial structure. *NPJ Biofilms Microbiomes* 8(1): 103. <https://doi.org/10.1038/s41522-022-00363-3>
- Perera M, Wijayarathna D, Wijesundera S, et al (2019). Biofilm mediated synergistic degradation of hexadecane by a naturally formed community comprising *Aspergillus flavus* complex and *Bacillus cereus* group. *BMC Microbiol* 19(1): 84. <https://doi.org/10.1186/s12866-019-1460-4>
- Peti D, Dobránský J, Michalík P (2025). Recent Advances in Polymer Recycling: A Review of Chemical and Biological Processes for Sustainable Solutions. *Polymers (Basel)*. 17(5): 603. <https://doi.org/10.3390/polym17050603>
- Pilapitiya NTPGC, Ratnayake AS (2024). The world of plastic waste: A review. *Cleaner Materials* 11: 100220. <https://doi.org/10.1016/j.clema.2024.100220>

## Références bibliographiques

---

Pramila & Ramesh (2011). Biodegradation of low density polyethylene (LDPE) by fungi isolated from marine water– a SEM analysis. *Afr J Microbiol Res* 5(28):5013–5018. <https://doi.org/10.5897/ajmr11.670>

Prasath AR, Selvam K, Sudhakar C (2024). Biodegradation of low-density polyethylene film by *Bacillus gaemokensis* strain SSR01 isolated from the guts of earthworm. *Environ Geochem Health* 46(5): 159. <https://doi.org/10.1007/s10653-024-01925-4>

Prata JC, Patrício Silva AL, da Costa JP, et al (2019). Solutions and integrated strategies for the control and mitigation of plastic and microplastic pollution. *Int. J. Environ. Res. Public Health* 16(13): 2411. <https://doi.org/10.3390/ijerph16132411>

Preda OT, Vlasceanu AM, Andreescu CV, et al (2024). Health Implications of Widespread Micro- and Nanoplastic Exposure: Environmental Prevalence, Mechanisms, and Biological Impact on Humans. *Toxics* 12(10): 730. <https://doi.org/10.3390/toxics12100730>

Priya A, Dutta K, Daverey A (2022). A comprehensive biotechnological and molecular insight into plastic degradation by microbial community. *Journal of Chemical Technology and Biotechnology* 97:381–390. <https://doi.org/10.1002/jctb.6675>

Pu Y, Feng F, Hou Y, et al (2025). Impact of yeast extract on bacterial metabolism and nickel microbiologically influenced corrosion: Insights into medium optimization and biofilm electron transfer mechanism. *Bioelectrochemistry* 166(5):159. <https://doi.org/10.1016/j.bioelechem.2025.109027>

Qin R, Xu T, Jia X (2022). Engineering *Pseudomonas putida* to Produce Rhamnolipid Biosurfactants for Promoting Phenanthrene Biodegradation by a Two-Species Microbial Consortium . *Microbiol Spectr* 10(4): e00910-22. <https://doi.org/10.1128/spectrum.00910-22>

Qin ZH, Mou JH, Chao CYH, et al (2021). Biotechnology of Plastic Waste Degradation, Recycling, and Valorization: Current Advances and Future Perspectives. *ChemSusChem* 14:4103–4114. <https://doi.org/10.1002/cssc.202101825>

Radhi AB, Zaaen AY (2025). Potential of Bioremediation for Plastic Waste: Bacteria and Fungi: a Review. *Journal of University of Anbar for Pure Science* 19:39–57. <https://doi.org/10.37652/juaps.2024.152830.1311>

Ramos MJG, Fernández Tarrillo LM, Guevara Bravo AX, et al (2024). Efficiency of Microorganisms and Effectiveness of Biodegradation Techniques on LDPE Plastics: A Systematic Review. *F1000Res* 13:745. <https://doi.org/10.12688/f1000research.151338.1>

Rana AK, Thakur MK, Saini AK, et al (2022). Recent developments in microbial degradation of polypropylene: Integrated approaches towards a sustainable environment. *Science of the Total Environment* 826: 154056. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2022.154056>

## Références bibliographiques

---

Rana K, Rana N (2020). Isolation and Screening of Plastic Degrading Bacteria from Dumping Sites of Solid Waste. *Int J Curr Microbiol Appl Sci* 9:2611–2618. <https://doi.org/10.20546/ijcmas.2020.907.308>

Rani A, Singh P, Kumar R (2020). Microbial deterioration of high-density polyethylene by selected microorganisms. *J Appl Biol Biotechnol* 8:64–66. <https://doi.org/10.7324/JABB.2020.80611>

Rani R, Rathee J, Kumari P, et al (2022). Biodegradation and detoxification of low-density polyethylene by an indigenous strain *Bacillus licheniformis* SARR1. *J Appl Biol Biotechnol* 10:9–21. <https://doi.org/10.7324/JABB.2021.100102>

Rani S, Panwar H, Malik D, Gupta KK (2025). Plastic-contaminated soil inherent novel strain *Microbacterium hydrocarbonoxydans* KRS13 demonstrates significant applicability toward biofilms formation and degradation of polypropylene. *Prep Biochem Biotechnol*.1:18. <https://doi.org/10.1080/10826068.2025.2543283>

Restrepo-Flórez JM, Bassi A, Thompson MR (2014). Microbial degradation and deterioration of polyethylene - A review. *Int. Biodeterior. Biodegradation* 88:83–90. <https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2013.12.014>

Reuschenbach P, Pagga U, Strotmann U (2003). A critical comparison of respirometric biodegradation tests based on OECD 301 and related test methods. *Water Res* 37:1571–1582. [https://doi.org/10.1016/S0043-1354\(02\)00528-6](https://doi.org/10.1016/S0043-1354(02)00528-6)

Rial LP (2022). Classification, Types, and Chemistry of Polymers. *Pharmaceutical Analytical Chemistry*.7:1000158. <https://doi.org/10.35248/2471-2698.22.7.158>

Richter A, Blei F, Hu G, et al (2024). Enhanced surface colonisation and competition during bacterial adaptation to a fungus. *Nat Commun* 15(1):4486. <https://doi.org/10.1038/s41467-024-48812-1>

Riesti A, Arimurti R, Rohmayani V, et al (2023). The Potential of Indigenous Bacteria from Various Soil Samples in Degrading Polymer Plastic Waste. *Journal of Biology and Applied Biology* 6:111–125. <https://doi.org/10.21580/ah.v6i2.17767>

Rios LM, Jones PR, Moore C, Narayan U V. (2010). Quantitation of persistent organic pollutants adsorbed on plastic debris from the Northern Pacific Gyre's "eastern garbage patch." *Journal of Environmental Monitoring* 12:2226–2236. <https://doi.org/10.1039/c0em00239a>

Rivard C, Moens L, Roberts K, et al (1995). Starch esters as biodegradable plastics: Effects of ester group chain length and degree of substitution on anaerobic biodegradation. *Enzyme and Microbial Technology*, 17(9): 848–852. [https://doi.org/10.1016/0141-0229\(94\)00120-G](https://doi.org/10.1016/0141-0229(94)00120-G)

Roberts C, Edwards S, Vague M, et al (2020). Environmental Consortium Containing *Pseudomonas* and *Bacillus* Species Synergistically Degrades Polyethylene Terephthalate Plastic. *mSphere* 5:10-1128. <https://doi.org/10.1128/msphere.01151-20>

## Références bibliographiques

---

Roell GW, Zha J, Carr RR, et al (2019). Engineering microbial consortia by division of labor. *Microb. Cell Fact.* 18(1): 35. <https://doi.org/10.1186/s12934-019-1083-3>

Rogers K, Jaspers I (2025). ToxPoint: Waste incineration management of plastic materials—an issue of increasing global public health importance. *Toxicological Sciences* 206:230–232. <https://doi.org/10.1093/toxsci/kfae111>

Rogers K, Wamaina E, Barber A, et al (2024). Emissions from plastic incineration induce inflammation, oxidative stress, and impaired bioenergetics in primary human respiratory epithelial cells. *Toxicological Sciences* 199:301–315. <https://doi.org/10.1093/toxsci/kfae038>

Roy D, Gunri SK, Pal KK (2024). Isolation, screening and characterization of efficient cellulose-degrading fungal and bacterial strains and preparation of their consortium under in vitro studies. *3 Biotech* 14(5): 131. <https://doi.org/10.1007/s13205-024-03974-z>

Roy PK, Titus S, Surekha P, et al (2008). Degradation of abiotically aged LDPE films containing pro-oxidant by bacterial consortium. *Polym Degrad Stab* 93:1917–1922. <https://doi.org/10.1016/j.polymdegradstab.2008.07.016>

Ruiz Medina MD, Ruales J (2025). Physicochemical and Mechanical Characterization of HDPE and LDPE Films Used in the Postharvest Packaging of Banana (*Musa paradisiaca*). *Polymers (Basel)* 17(24):3268. <https://doi.org/10.3390/polym17243268>

Saad F, Mosaad MM, Othman HA, Hassabo AG (2024). Polymers and Polymerization Mechanisms for Textile Industry. *Egypt J Chem* 67:99–108. <https://doi.org/10.21608/ejchem.2024.257959.9058>

Safdar A, Ismail F, Iftikhar H, et al (2024). Determination of Biodegradation Potential of *Aspergillus niger*, *Candida albicans*, and *Acremonium sclerotigenum* on Polyethylene, Polyethylene Terephthalate, and Polystyrene Microplastics. *Int J Microbiol* 2024(1): 7682762. <https://doi.org/10.1155/2024/7682762>

Saira, Abdullah, Maroof L, et al (2022). Biodegradation of Low-Density Polyethylene (LDPE) Bags by Fungi Isolated from Waste Disposal Soil. *Appl Environ Soil Sci* 2022(1): 8286344. <https://doi.org/10.1155/2022/8286344>

Saldivar-Guerra Enrique, Vivaldo-Lima Eduardo (2013). *Handbook of Polymer Synthesis, Characterization, and Processing*. Wiley& Sons. <https://doi.org/10.1002/9781118480793>

Salinas J, Carpena V, Martínez-Gallardo MR, et al (2023). Development of plastic-degrading microbial consortia by induced selection in microcosms. *Front Microbiol* 14:1143769. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2023.1143769>

Samanta S, Datta D, Halder G (2020). Biodegradation efficacy of soil inherent novel sp. *Bacillus tropicus* (MK318648) onto low density polyethylene matrix. *Journal of Polymer Research* 27(10):324. <https://doi.org/10.1007/s10965-020-02296-x>

## Références bibliographiques

---

- Sambyal P, Najmi P, Sharma D, et al (2025). Plastic recycling: Challenges and opportunities. *Canadian Journal of Chemical Engineering* 103:2462–2498. <https://doi.org/10.1002/cjce.25531>
- Samir A, Ashour FH, Hakim AAA, Bassyouni M (2022). Recent advances in biodegradable polymers for sustainable applications. *Npj Mater. Degrad.* 6(1):68. <https://doi.org/10.1016/j.eurpolymj.2023.112068>
- Sánchez C (2020). Fungal potential for the degradation of petroleum-based polymers: An overview of macro- and microplastics biodegradation. *Biotechnol. Adv.* 40:107501. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2019.107501>
- Sangale MK, Shahnawaz M, Ade AB (2019). Potential of fungi isolated from the dumping sites mangrove rhizosphere soil to degrade polythene. *Sci Rep* 9(1): 5390. <https://doi.org/10.1038/s41598-019-41448-y>
- Devi SR, Rajesh Kannan V, Nivas D, et al (2015). Biodegradation of HDPE by *Aspergillus* spp. from marine ecosystem of Gulf of Mannar, India. *Mar Pollut Bull* 96:32–40. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2015.05.050>
- Sanuth H, Hassan Adeyemi S, Adeniyi Adewale O, Obasola Ezekiel F (2015). Hydrolytic Degradation of Nylon-6 by *Pseudomonas aeruginosa* HE858284 Isolated from Solid Waste Dumpsites in Lagos State, Nigeria 5: 2.
- Sarkar S, Gill SS, Das Gupta G, Kumar Verma S (2022). Water toxicants: a comprehension on their health concerns, detection, and remediation. *Environmental Science and Pollution Research* 29:53934–53953. <https://doi.org/10.1007/s11356-022-20384-x>
- Sarker M, Rashid MM, Molla M (2011). Abundant High-Density Polyethylene (HDPE-2) Turns into Fuel by Using of HZSM-5 Catalyst. *Journal of Fundamentals of Renewable Energy and Applications* 1:1–12. <https://doi.org/10.4303/jfrea/r110201>
- Sarker RK, Chakraborty P, Paul P, et al (2020). Degradation of low-density poly ethylene (LDPE) by *Enterobacter cloacae* AKS7: a potential step towards sustainable environmental remediation. *Arch Microbiol* 202:2117–2125. <https://doi.org/10.1007/s00203-020-01926-8>
- Sarker RK, Paul P, Das S, et al (2021). Exploration of strategies for the enhanced biodegradation of low-density polyethylene (LDPE) by a soil bacterium *enterobacter cloacae* Aks7. *J Pure Appl Microbiol* 15:1266–1278. <https://doi.org/10.22207/JPAM.15.3.16>
- Sarmah P, Rout J (2018). Efficient biodegradation of low-density polyethylene by cyanobacteria isolated from submerged polyethylene surface in domestic sewage water. *Environmental Science and Pollution Research* 25:33508–33520. <https://doi.org/10.1007/s11356-018-3079-7>
- Sasikumar SRC (2015). Efficacy of Microbial Consortium on Degradation of Low Density Polythene Material Through FTIR Spectroscopy. *IJRST-International Journal for Innovative Research in Science & Technology* 2.

## Références bibliographiques

---

- Sathiyabama M, Boomija R V., Sathiyamoorthy T, et al (2024). Mycodegradation of low-density polyethylene by *Cladosporium sphaerospermum*, isolated from platisphere. *Sci Rep* 14(1):8351. <https://doi.org/10.1038/s41598-024-59032-4>
- Seenivasagan R, Karthika A, Poonkuzhali K (2022). In Vitro and In Silico Study of the Efficacy of Fungi in Low-Density Polyethylene Degradation in a Disposal Paper Cup. *Water Air Soil Pollut* 233:77. <https://doi.org/10.1007/s11270-022-05534-8>
- Sekhar VC, Nampoothiri KM, Mohan AJ, et al (2016). Microbial degradation of high impact polystyrene (HIPS), an e-plastic with decabromodiphenyl oxide and antimony trioxide. *J Hazard Mater* 318:347–354. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2016.07.008>
- Shah Z, Gulzar M, Hasan F, Shah AA (2016). Degradation of polyester polyurethane by an indigenously developed consortium of *Pseudomonas* and *Bacillus* species isolated from soil. *Polym Degrad Stab* 134:349–356. <https://doi.org/10.1016/j.polymdegradstab.2016.11.003>
- Shahnawaz M, Sangale MK, Ade AB (2016). Bacteria-based polythene degradation products: GC-MS analysis and toxicity testing. *Environmental Science and Pollution Research* 23:10733–10741. <https://doi.org/10.1007/s11356-016-6246-8>
- Shahnawaz Mohd, Sangale MK, Ade AB, et al (2019). Bacteria as Key Players of Plastic Bioremediation. In: *Bioremediation Technology for Plastic Waste*. Springer Singapore, 45–69. [https://doi.org/10.1007/978-981-13-7492-0\\_5](https://doi.org/10.1007/978-981-13-7492-0_5)
- Shaji A, Kamalesh R, Dinakarkumar Y, et al (2024). Microbial degradation of marine plastic debris: A comprehensive review on the environmental effects, disposal, and biodegradation. *Biochem Eng J* 201:109133. <https://doi.org/10.1016/j.bej.2023.109133>
- Shandeep SG, Kalaiarasan P, Swarnapriya R, et al (2021). Compatibility studies between different bacterial and fungal biocontrol agents and neem cake for management of root knot nematode, *Meloidogyne incognita* in okra. *Pharm. Innov. Int. J*, 10(12): 73–76. <https://www.doi.org/10.22271/tpi>
- Shariati S, Pourbabaee AA, Alikhani HA, Rezaei KA (2021). Biodegradation of DEHP by a new native consortium An6 (*Gordonia* sp. and *Pseudomonas* sp.) adapted with phthalates, isolated from a natural strongly polluted wetland. *Environ Technol Innov* 24:101936. <https://doi.org/10.1016/j.eti.2021.101936>
- Sharma A, Nampoothiri Devadas VAS, Nair PP, et al (2022a). Biodegradation of Polymers with Microbial Agents. *Current Green Chemistry* 9:3–13. <https://doi.org/10.2174/2213346109666220620155653>
- Sharma KK, Panwar H, Gupta KK (2024). Isolation and characterization of bio-prospecting gut strains *Bacillus safensis* CGK192 and *Bacillus australimaris* CGK221 for plastic (HDPE) degradation. *Biotechnol Lett* 46:671–689. <https://doi.org/10.1007/s10529-024-03486-z>

## Références bibliographiques

---

- Sharma R (2024). Synthetic High Polymers: Structure, Types, Properties, and Applications. *Industrial Chemistry* 10:1–2. <https://doi.org/10.4172/2469-9764.1000317>
- Sharma S, Mathur N, Singh A, Agarwal M (2022b). Biodegradation of Low- and High-Density Polyethylene Films by Microbacterium Barkeri Sh20. *Current World Environment* 17:245–254. <https://doi.org/10.12944/cwe.17.1.22>
- Sharma SR (2018). Bioremediation of Polythenes and Plastics: A Microbial Approach. In: *Nanotechnology in the Life Sciences*. Springer Science and Business Media B.V., 97–114. [https://doi.org/10.1007/978-3-030-02369-0\\_6](https://doi.org/10.1007/978-3-030-02369-0_6)
- Sheriff SS, Yusuf AA, Akiyode OO, et al (2025). A comprehensive review on exposure to toxins and health risks from plastic waste: Challenges, mitigation measures, and policy interventions. *Waste Management Bulletin* 3(3): 100204. <https://doi.org/10.1016/j.wmb.2025.100204>
- Shita H, Sinha A, Khan JB, et al (2018). Compatibility of Fungal and Bacterial Bio-Agents and their Antagonistic Effect against *Fusarium oxysporum* f. Sp. *Lycopersici*. *Int J Curr Microbiol Appl Sci* 7:2305–2316. <https://doi.org/10.20546/ijcmas.2018.707.269>
- Siddiqua A, Hahladakis JN, Al-Attia WAKA (2022). An overview of the environmental pollution and health effects associated with waste landfilling and open dumping. *Environmental Science and Pollution Research* 29:58514–58536. <https://doi.org/10.1007/s11356-022-21578-z>
- Cano NSDSL, Marino M, Brooks AL, et al (2025). Advancing the circular economy of healthcare plastics: A systematic literature review. *Resour Conserv Recycl* 219:108317. <https://doi.org/10.1016/j.resconrec.2025.108317>
- Singh A, Khan G N, Choudhury M, et al (2025). Phthalates and epigenetics: An emerging public health concern. *Curr. Res. Toxicol.* 9:100267. <https://doi.org/10.1016/j.crtox.2025.100267>
- Singh J, Gupta KC (2015). Isolation and identification of low-density polyethylene (LDPE) degrading bacterial strains from polythene polluted sites around Gwalior city (M.P.). *CITY (M.P.). Journal of Global Biosciences* 4:3220–3228. <https://doi.org/10.1007/s00203-021-02521-1>
- Singh M, Guru S (2015). Isolation and characterization of bacteria from cow dung of desi cow breed on different morpho-biochemical parameters in Dehradun, Uttarakhand, India 2(4).
- Singh MV (2022). Pyrolysis of Waste Polyolefins into Liquid Petrochemicals Using Metal Carbonate Catalyst. *Engineered Science* 19:285–291. <https://doi.org/10.30919/es8d699>
- Singh N, Hui D, Singh R, et al (2017). Recycling of plastic solid waste: A state of art review and future applications. *Compos B Eng* 115:409–422. <https://doi.org/10.1016/j.compositesb.2016.09.013>
- Singh RS, Gilcrease EB, Goel R, et al (2024). The Rising Tide of Plastic Pollution: Exploring *Bacillus* sp. for Sustainable Microbial Degradation of Polyethylene. *J Polym Environ* 32:2748–2761. <https://doi.org/10.1007/s10924-024-03236-2>

## Références bibliographiques

---

- Singhalage ID, Seneviratne G, Madawala HMSP (2022). Intimate interactions of Enterobacter, Aspergillus and Enterobacter-Aspergillus biofilm with strawberry, tomato and rice: early plant growth under glass house conditions. *Ceylon Journal of Science* 51:379–387. <https://doi.org/10.4038/cjs.v51i4.8055>
- Siracusa V (2019). Microbial degradation of synthetic biopolymers waste. *Polymers (Basel)*. 11(6): 1066. <https://doi.org/10.3390/polym11061066>
- Sivan A, Szanto M, Pavlov V (2006). Biofilm development of the polyethylene-degrading bacterium *Rhodococcus ruber*. *Appl Microbiol Biotechnol* 72:346–352. <https://doi.org/10.1007/s00253-005-0259-4>
- Skariyachan S, Patil AA, Shankar A, et al (2018). Enhanced polymer degradation of polyethylene and polypropylene by novel thermophilic consortia of *Brevibacillus* sps. and *Aneurinibacillus* sp. screened from waste management landfills and sewage treatment plants. *Polym Degrad Stab* 149:52–68. <https://doi.org/10.1016/j.polymdegradstab.2018.01.018>
- Skariyachan S, Setlur AS, Naik SY, et al (2017). Enhanced biodegradation of low and high-density polyethylene by novel bacterial consortia formulated from plastic-contaminated cow dung under thermophilic conditions. *Environmental Science and Pollution Research* 24:8443–8457. <https://doi.org/10.1007/s11356-017-8537-0>
- Skariyachan S, Taskeen N, Kishore AP, et al (2021). Novel consortia of enterobacter and pseudomonas formulated from cow dung exhibited enhanced biodegradation of polyethylene and polypropylene. *J Environ Manage* 284:112030. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2021.112030>
- Skariyachan S, Taskeen N, Kishore AP, Krishna BV (2022). Recent advances in plastic degradation – From microbial consortia-based methods to data sciences and computational biology driven approaches. *J. Hazard. Mater.* 426:128086. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2021.128086>
- Smith O, Brisman A (2021). Plastic Waste and the Environmental Crisis Industry. *Crit Criminol* 29:289–309. <https://doi.org/10.1007/s10612-021-09562-4>
- Solano G, Rojas-Gätjens D, Rojas-Jimenez K, et al (2022). Biodegradation of plastics at home composting conditions. *Environmental Challenges* 7:100500. <https://doi.org/10.1016/j.envc.2022.100500>
- Soni R, Kapri A, Zaidi MGH, Goel R (2009). Comparative biodegradation studies of non-poronized and poronized LDPE using indigenous microbial consortium. *J Polym Environ* 17:233–239. <https://doi.org/10.1007/s10924-009-0143-x>
- Spalding MA, Chatterjee A (2017). Handbook of Industrial Polyethylene and Technology: Definitive guide to manufacturing, properties, processing, applications and markets set. In: *Handbook of Industrial Polyethylene and Technology*. Wiley

## Références bibliographiques

---

- Spina F, Tummino ML, Poli A, et al (2021). Low density polyethylene degradation by filamentous fungi. *Environmental Pollution* 274:116548. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2021.116548>
- Sridhar S, Murugesan N, Gopalakrishnan M, et al (2024). Removal of microplastic for a sustainable strategy by microbial biodegradation. *Sustainable Chemistry for the Environment* 6:100088. <https://doi.org/10.1016/j.scenv.2024.100088>
- Srikanth M, Sandeep TSRS, Sucharitha K, Godi S (2022). Biodegradation of plastic polymers by fungi: a brief review. *Bioresour. Bioprocess.* 9(1):42. <https://doi.org/10.1186/s40643-022-00532-4>
- Srivastava S, Balyan S (2025). Environmental pollutants as endocrine disruptors. *Journal of Reproductive Healthcare and Medicine* 6:17. [https://doi.org/10.25259/jrhm\\_22\\_2025](https://doi.org/10.25259/jrhm_22_2025)
- Sriyapai P, Chansiri K, Sriyapai T (2018). Isolation and Characterization of Polyester-Based Plastics-Degrading Bacteria from Compost Soils. *Microbiology* 87:290–300. <https://doi.org/10.1134/S0026261718020157>
- Stanley J, Culliton D, Jovani-Sancho AJ, Neves AC (2025). The Journey of Plastics: Historical Development, Environmental Challenges, and the Emergence of Bioplastics for Single-Use Products. *Eng* 6(1): 17. <https://doi.org/10.3390/eng6010017>
- Stanzione I, Pitocchi R, Pennacchio A, et al (2022). Innovative surface bio-functionalization by fungal hydrophobins and their engineered variants. *Front. Mol. Biosci.* 9 :959166. <https://doi.org/10.3389/fmolb.2022.959166>
- Stasiškienė Ž, Barbir J, Draudvilienė L, et al (2022). Biodegradable Waste Collection Systems. Challenges and Opportunities : Biodegradable Waste Management in the Circular Economy. Wiley, 16476. <https://doi.org/10.1002/9781119679523>
- Sukmawati D, Sondana GA, Fikriyyah NN, et al (2021). Cellulase-producing yeast isolated from fermented cocoa beans as biocontrol for pathogenic mold chocolate fruit collected from Sentul, Jawa Barat, Indonesia. In: *Journal of Physics: Conference Series*. IOP Publishing Ltd. 1869(1): 012043. <https://doi.org/10.1088/1742-6596/1869/1/012043>
- Sun W, Zhang Y, Zhang H, et al (2024). Exploitation of *Enterobacter hormaechei* for biodegradation of multiple plastics. *Science of the Total Environment* 907:156840. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2023.167708>
- Suresh V, Shams R, Dash KK, et al (2025). Comprehensive review on enzymatic polymer degradation: A sustainable solution for plastics. *J. Agric. Food Res.* 20: 101788. <https://doi.org/10.1016/j.jafr.2025.101788>
- Suslova TN, Salakhov II, Nikonorova VN, et al (2023). Biodegradation Features of Composite Materials Based on High-Density Polyethylene and Starch. *Microbiology* 92:695–703. <https://doi.org/10.1134/S0026261723601653>

## Références bibliographiques

---

- Sutkar PR, Gadewar RD, Dhulap VP (2023). Recent trends in degradation of microplastics in the environment: A state-of-the-art review. *J Hazard Mater* 11:100343. <https://doi.org/10.1016/j.hazadv.2023.100343>
- Sutkar PR, Pore SM, Dhulap VP (2022). A Review on Plastic Pollution and Biodegradation of Polyethylene: Indian Region. *Current World Environment* 17:289–305. <https://doi.org/10.12944/cwe.17.2.2>
- Syranidou E, Karkanorachaki K, Amorotti F, et al (2017). Biodegradation of weathered polystyrene films in seawater microcosms. *Sci Rep* 7(1):17991. <https://doi.org/10.1038/s41598-017-18366-y>
- Taghavi N, Singhal N, Zhuang WQ, Baroutian S (2021a). Degradation of plastic waste using stimulated and naturally occurring microbial strains. *Chemosphere* 263: 127975. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2020.127975>
- Taghavi N, Udugama IA, Zhuang WQ, Baroutian S (2021b). Challenges in biodegradation of non-degradable thermoplastic waste: From environmental impact to operational readiness. *Biotechnol. Adv.* 49: 107731. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2021.107731>
- Tahani Gatea Obaid, Ihsan Flayyih Hasan AL-Jawhari (2023). Biodegradation of Low-Density Polyethylene (LDPE) by *Aspergillus niger*. *GSC Advanced Research and Reviews* 17:101–108. <https://doi.org/10.30574/gscarr.2023.17.3.0468>
- Tamura K, Peterson D, Peterson N, et al (2011). MEGA5: Molecular evolutionary genetics analysis using maximum likelihood, evolutionary distance, and maximum parsimony methods. *Mol Biol Evol* 28:2731–2739. <https://doi.org/10.1093/molbev/msr121>
- Tareen A, Saeed S, Iqbal A, et al (2022). Biodeterioration of Microplastics: A Promising Step towards Plastics Waste Management. *Polymers (Basel)* 14(11):2275. <https://doi.org/10.3390/polym14112275>
- Tassone S, Issaoui R, Balestra V, et al (2025). Degradation of Microplastics in an In Vitro Ruminant Environment. *Fermentation* 11:445. <https://doi.org/10.3390/fermentation11080445>
- Temporiti MEE, Nicola L, Nielsen E, Tosi S (2022). Fungal Enzymes Involved in Plastics Biodegradation. *Microorganisms* 10(6):1180. <https://doi.org/10.3390/microorganisms10061180>
- Thakur S, Mathur S, Saraf M, et al (2025). Bacterial Isolation and Evaluation for Degradation of Unpretreated LDPE from Waste Dump Soils. *J Pure Appl Microbiol* 19:1419–1433. <https://doi.org/10.22207/JPAM.19.2.45>
- Thompson JD, Gibson TJ, Plewniak F, et al (1997). The CLUSTAL\_X windows interface: flexible strategies for multiple sequence alignment aided by quality analysis tools. *Nucleic Acids Res* 25:4876–4882. <https://doi.org/10.1093/nar/25.24.4876>

## Références bibliographiques

---

- Tippayawong N, Khongkrapan ; P (2009). Development of a laboratory scale air plasma torch and its application to electronic waste treatment. *Int J Environ Sci Tech* 6:407–414. <https://doi.org/10.1007/BF03326079>
- Tirkey A, Upadhyay LSB (2025). Introducing the LDPE degrading microbes of sedimentary systems: from dumpsite to laboratory. *Environmental Science: Advances* 4:952–963. <https://doi.org/10.1039/d5va00058k>
- Torre YDDZ, Delos Santos LA, Louise Reyes MC, Baculi RQ (2018). Biodegradation of low-density polyethylene by bacteria isolated from serpentinization-driven alkaline spring. *Philipp Sci Lett* 11:1-12.
- Tosin M, Pischedda A, Degli-Innocenti F (2019). Biodegradation kinetics in soil of a multi-constituent biodegradable plastic. *Polym Degrad Stab* 166:213–218. <https://doi.org/10.1016/j.polymdegradstab.2019.05.034>
- Tribedi P, Sil AK (2013). Low-density polyethylene degradation by *Pseudomonas* sp. AKS2 biofilm. *Environmental Science and Pollution Research* 20:4146–4153. <https://doi.org/10.1007/s11356-012-1378-y>
- Tumu K, Vorst K, Curtzwiler G (2023). Endocrine modulating chemicals in food packaging: A review of phthalates and bisphenols. *Compr. Rev. Food Sci. Food Saf.* 22:1337–1359
- Udekku CC, Chidiebere FRANCIS U, Mayowa OJETUNDE M, et al (2024). A Review of Plastic Pollution; Conventional and Recent Bioremediation Technologies. *JDFEWS* 5:11–33. <https://doi.org/10.36615/fztzpx21>
- Ugoeze K, Amogu E, Oluigbo K, Nwachukwu N (2021). Environmental and public health impacts of plastic wastes due to healthcare and food products packages: A Review. *Journal of Environmental Science and Public Health* 05(1):1-31. <https://doi.org/10.26502/jesph.96120114>
- Ullah AA, Riaz A, Abdali U, et al (2025). Microbial-Mediated Plastic Degradation: A Sustainable Pathway to Environmental Health. *One Health in a Changing World: Climate, Disease, Policy, and Innovation* 310-318. <https://doi.org/10.47278/book.hh/2025.170>
- Upton RL, Fedosyuk A, Edel JB, Crick CR (2021). Carbon Nanofiber/SiO<sub>2</sub> Nanoparticle/HDPE Composites as Physically Resilient and Submersible Water-Repellent Coatings on HDPE Substrates. *ACS Appl Nano Mater* 4:10090–10102. <https://doi.org/10.1021/acsnanm.1c01498>
- Urbanek AK, Rymowicz W, Mironczuk AM (2018). Degradation of plastics and plastic-degrading bacteria in cold marine habitats. *Appl. Microbiol. Biotechnol* 102(18): 7669–7678. <https://doi.org/10.1007/s00253-018-9195-y>
- Usha R, Muthusamy P, Usha R, et al (2011). Screening of polyethylene degrading microorganisms from garbage soil. *Libyan agriculture research center journal international*, 2(4):200–204.

## Références bibliographiques

---

- Uwakwe FE, Ezejiofor TIN, Anyalogbu EAA, Ogbulie TE (2025). The biodegradation of low-density polyethylene by *Bacillus* species. *EQA* 67:26–35. <https://doi.org/10.6092/issn.2281-4485/20474>
- Velázquez-Fernández JB, Aceves Suriano CE, Thalasso F, et al (2024). Structural and functional bacterial biodiversity in a copper, zinc and nickel amended bioreactor: shotgun metagenomic study. *BMC Microbiol* 24(1):313. <https://doi.org/10.1186/s12866-024-03437-8>
- Vellaiperumal M, Gunasekar B, Subramaniam J (2025). Activity of *Aspergillus* and *Pseudomonas* in the biodegradation of polyethylene. *Biomass Convers Biorefin* 15:13909–13916. <https://doi.org/10.1007/s13399-024-06095-y>
- Velramar B, Raja M, Raja K, et al (2015). Exploration of HDPE degradation by immobilized *Aspergillus terreus*. *International Journal of Pure and Applied Biotechnology IJPAB* 2:35–48
- Venkatesh S, Mahboob S, Govindarajan M, et al (2021). Microbial degradation of plastics: Sustainable approach to tackling environmental threats facing big cities of the future. *J. King Saud Univ. Sci.* 33(3): 101362. <https://doi.org/10.1016/j.jksus.2021.101362>
- Vroman I, Tighzert L (2009). Biodegradable polymers. *Materials* 2:307–344.
- Wagner M, Scherer C, Alvarez-Muñoz D, et al (2014). Microplastics in freshwater ecosystems: what we know and what we need to know. *Environ Sci Eur* 26:1–9. <https://doi.org/10.1186/s12302-014-0012-7>
- Wakefield JC. (2010). A toxicological review of the products of combustion. Health Protection Agency, Centre for Radiation, Chemical and Environmental Hazards, Chemical Hazards and Poisons Division. <https://doi.org/10.1371/4F959951CCE2C>
- Wanapat M, Muslykhah U, Matra M, et al (2025). Biodegradation of low-density polyethylene plastics by cellulolytic *Pseudomonas aeruginosa* isolated from the rumen of Swamp buffalo and the in vitro end-product characteristics. *Environ Technol Innov* 38:104175. <https://doi.org/10.1016/j.eti.2025.104175>
- Wang J-Y, Yang Q-B (2010). Experimental Study on Mechanical Properties of Concrete Confined with Plastic Pipe. *ACI Mater J* 107(2):132. <https://doi.org/10.14359/51663576>
- Wang P, Zhao J, Ruan Y, et al (2022). Degradation of Polypropylene by the *Pseudomonas aeruginosa* Strains LICME WZH-4 and WGH-6. *J Polym Environ* 30:3949–3958. <https://doi.org/10.1007/s10924-022-02480-8>
- Wang Q, Chen H, Gu W, et al (2024). Biodegradation of aged polyethylene (PE) and polystyrene (PS) microplastics by yellow mealworms (*Tenebrio molitor* larvae). *Science of the Total Environment* 927:172243. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2024.172243>
- Waqas M, Haris M, Asim N, et al (2021). Biodegradable Potential of *Bacillus amyloliquefaciens* and *Bacillus safensis* Using Low-Density Polyethylene Thermoplastic (LDPE) Substrate. *Eur J Environ Public Health* 5: em0069. <https://doi.org/10.21601/ejeph/9370>

## Références bibliographiques

---

- Weisburg WG, Barns SM, Pelletier DA, Lane DJ (1991). 16S Ribosomal DNA Amplification for Phylogenetic Study. *Journal of bacteriology*, 173(2): 697-703. <https://doi.org/10.1128/jb.173.2.697-703.1991>
- White TJ, Bruns T, Lee S, Taylor J (1990). Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. *PCR protocols: a guide to methods and applications*, 18(1): 315–322. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-372180-8.50042-1>
- Widiyanti A, Soedjono ES, Shovitri M, et al (2025). Accelerated degradation of low-density polyethylene by bacteria isolates: Insights from Surabaya River, Indonesia. *Journal of Ecological Engineering* 26:179–188. <https://doi.org/10.12911/22998993/202494>
- Wiramidjaja A (2025). Solving the plastic problem. [https://unosd.un.org/sites/unosd.un.org/files/wiramidjaja\\_unosdsummercamp\\_2025.pdf](https://unosd.un.org/sites/unosd.un.org/files/wiramidjaja_unosdsummercamp_2025.pdf) (accessed 2 December 2025).
- Withana PA, Yuan X, Im D, et al (2025). Biodegradable plastics in soils: sources, degradation, and effects. *Environ. Sci. Process. Impacts*.27: 3321-3343 <https://doi.org/10.1039/D4EM00754A>
- Wolffers M, Eggenberger U, Schlumberger S, Churakov S V. (2021). Characterization of MSWI fly ashes along the flue gas cooling path and implications on heavy metal recovery through acid leaching. *Waste Management* 134:231–240. <https://doi.org/10.1016/j.wasman.2021.08.022>
- Wolski EA, Murialdo SE, Gonzalez JF (2006). Effect of pH and inoculum size on pentachlorophenol degradation by *Pseudomonas* sp. *Water SA* 32:1–5. <https://doi.org/10.4314/wsa.v32i1.5228>
- Wright RJ, Bosch R, Langille MGI, et al (2021). A multi-OMIC characterisation of biodegradation and microbial community succession within the PE plastisphere. *Microbiome* 9(1):141. <https://doi.org/10.1186/s40168-021-01054-5>
- Wu H, Liu Q, Sun W, et al (2023a). Biodegradability of polyethylene mulch film by *Bacillus paramycoides*. *Chemosphere* 311:136978. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2022.136978>
- Wu Q, Ni M, Dou K, et al (2018). Co-culture of *Bacillus amyloliquefaciens* ACCC11060 and *Trichoderma asperellum* GDFS1009 enhanced pathogen-inhibition and amino acid yield. *Microb Cell Fact* 17(1):155. <https://doi.org/10.1186/s12934-018-1004-x>
- Wu Z, Shi W, Valencak TG, et al (2023b). Biodegradation of conventional plastics: Candidate organisms and potential mechanisms. *Science of the Total Environment* 885:163908. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2023.163908>
- Xie Y, Peng R, Xiao L (2025). Environmental Chemicals and Female Reproductive Health: Unraveling Mechanisms and Societal Impacts — A Narrative Review. *Clin. Exp. Obstet. Gynecol.* 52(8):39882. <https://doi.org/10.31083/ceog39882>

## Références bibliographiques

---

Xu C, Yu H (2021). Insights into constructing a stable and efficient microbial consortium. *Chin. J. Chem. Eng.* 30:112–120. <https://doi.org/10.1016/j.cjche.2020.12.012>

Yamada-Onodera K, Mukumoto H, Katsuyaya Y, et al (2001). Degradation of polyethylene by a fungus, *Penicillium simplicissimum* YK. *Polymer degradation and stability*, 72(2): 323–327. [https://doi.org/10.1016/S0141-3910\(01\)00027-1](https://doi.org/10.1016/S0141-3910(01)00027-1)

Yang J, Yang Y, Wu WM, et al (2014). Evidence of polyethylene biodegradation by bacterial strains from the guts of plastic-eating waxworms. *Environ Sci Technol* 48:13776–13784. <https://doi.org/10.1021/es504038a>

Yang XG, Wen PP, Yang YF, et al (2023). Plastic biodegradation by in vitro environmental microorganisms and in vivo gut microorganisms of insects. *Front. Microbiol.* 13 :1001750. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2022.1001750>

Yang Y, Jalalah M, Alsareii SA, et al (2024). Plastic wastes (PWs) and microplastics (MPs) formation: Management, migration, and environmental impact. *J. Environ. Chem. Eng.* 12(3):112926. <https://doi.org/10.1016/j.jece.2024.112926>

Yao Z, Seong HJ, Jang YS (2022a). Degradation of low-density polyethylene by *Bacillus* species. *Appl Biol Chem* 65(1): 84. <https://doi.org/10.1186/s13765-022-00753-3>

Yao Z, Seong HJ, Jang YS (2022b). Environmental toxicity and decomposition of polyethylene. *Ecotoxicol. Environ. Saf.* 242: 113933. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2022.113933>

Ye T, Yang R, He S, et al (2025). Synergistic endocrine disruption and cellular toxicity of polyethylene microplastics and bisphenol A in MLTC-1 cells and zebrafish. *Sci Rep* 15(1):10752. <https://doi.org/10.1038/s41598-025-94902-5>

Yoezer N, Gurung DB, Wangchuk K (2023). Environmental Toxicity, Human Hazards and Bacterial Degradation of Polyethylene. *Nature Environment and Pollution Technology* 22:1155–1167. <https://doi.org/10.46488/NEPT.2023.v22i03.006>

Yu K, Yi S, Li B, et al (2019). An integrated meta-omics approach reveals substrates involved in synergistic interactions in a bisphenol A (BPA)-degrading microbial community. *Microbiome* 7(1):6. <https://doi.org/10.1186/s40168-019-0634-5>

Yuan J, Ma J, Sun Y, et al (2020). Microbial degradation and other environmental aspects of microplastics/plastics. *Science of the Total Environment* 715:136968. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.136968>

Zade gomaa, Radwan TE-SE-D, aboalkasem nabil (2023). Biodegradation of plastic by some fungi as influenced by Physical factors. *Labyrinth: Fayoum Journal of Science and Interdisciplinary Studies* 1:47–53. <https://doi.org/10.21608/ifjsis.2023.216498.1028>

## Références bibliographiques

---

- Zadjelovic V, Wright RJ, Walker TR, et al (2023). Assessing the impact of chronic and acute plastic pollution from construction activities and other anthropogenic sources: A case study from the coast of Antofagasta, Chile. *Mar Pollut Bull* 195:115510. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2023.115510>
- Zahid A, Batool R, Jamil N (2025). Microbial Degradation of Low-Density Polyethylene Using a Synergistic Consortium from Landfill Soil. *BioScientific Review (BSR)* 7 (4):21. <https://doi.org/10.32350/bsr.74.03>
- Zaveri P, Iyer AR, Patel R, Munshi NS (2021). Uncovering Competitive and Restorative Effects of Macro- and Micronutrients on Sodium Benzoate Biodegradation. *Front Microbiol* 12:634753. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2021.634753>
- Zeenat, Elahi A, Bukhari DA, et al (2021). Plastics degradation by microbes: A sustainable approach. *J. King Saud Univ. Sci.* 33(6):101538. <https://doi.org/10.1016/j.jksus.2021.101538>
- Zhang C, Bennett GN (2005). Biodegradation of xenobiotics by anaerobic bacteria. *Appl. Microbiol. Biotechnol.* 67:600–618. <https://doi.org/10.1007/s00253-004-1864-3>
- Zhang C, Zhang G, Sun K, et al (2024a). Association of mixed exposure to microplastics with sperm dysfunction: a multi-site study in China. *EBioMedicine* 108. <https://doi.org/10.1016/j.ebiom.2024.105369>
- Zhang H, Liu Q, Wu H, et al (2023a). Biodegradation of polyethylene film by the *Bacillus* sp. PELW2042 from the guts of *Tenebrio molitor* (Mealworm Larvae). *Process Biochemistry* 130:236–244. <https://doi.org/10.1016/j.procbio.2023.04.006>
- Zhang H, Wu H, Liu Q, et al (2023b). Degradation of High-Density Polyethylene (HDPE) Film by Bacterial Consortium. *JOM* 75:5350–5360. <https://doi.org/10.1007/s11837-023-06178-7>
- Zhang K, Hamidian AH, Tubić A, et al (2021). Understanding plastic degradation and microplastic formation in the environment: A review. *Environmental Pollution* 274:116554. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2021.116554>
- Zhang N, Ding M, Yuan Y (2022). Current Advances in Biodegradation of Polyolefins. *Microorganisms* 10(8):1537. <https://doi.org/10.3390/microorganisms10081537>
- Zhang T, Li X, Rao X, et al (2024b). Biodegradation of polystyrene and polyethylene by *Microbacterium esteraromaticum* SW3 isolated from soil. *Ecotoxicol Environ Saf* 274:116207. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2024.116207>
- Zhao A, Sun J, Liu Y (2023). Understanding bacterial biofilms: From definition to treatment strategies. *Front. Cell. Infect. Microbiol.* 13:1137947. <https://doi.org/10.3389/fcimb.2023.1137947>
- Zhong X, Zhao X, Qian Y, Zou Y (2017). Polyethylene plastic production process. *Materials Science: Materials Review* 1(1). <https://doi.org/10.18282/ims.v1i1.104>

## Références bibliographiques

---

Zhou D, Chen J, Wu J, et al (2021). Biodegradation and catalytic-chemical degradation strategies to mitigate microplastic pollution. *Sustainable Materials and Technologies* 28: e00251. <https://doi.org/10.1016/j.susmat.2021.e00251>

Zhou JF, Gao PK, Dai XH, et al (2018). Heavy hydrocarbon degradation of crude oil by a novel thermophilic *Geobacillus stearothermophilus* strain A-2. *Int Biodeterior Biodegradation* 126:224–230. <https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2016.09.031>

Zohuri GH, Albahily K, Schwerdtfeger ED, Miller SA (2012). Metallocene Alkene Polymerization Catalysts. *Polymer Science* 1(10):673–697. <https://doi.org/10.1016/B978-0-444-53349-4.00081-9>

Talapatra K, Das AR, Saha AK, Das P (2017). In vitro antagonistic activity of a root endophytic fungus towards plant pathogenic fungi. *J Appl Biol Biotechnol.* 5(2): 68–71. <https://doi.org/10.7324/jabb.2017.50210>