

**République Algérienne Démocratique et Populaire**  
**Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique**  
**Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou**  
**Faculté des Sciences Biologiques et Sciences Agronomiques**  
**Département d'Ecologie et de l'Environnement**



## **Mémoire de fin d'étude**

En vue de l'obtention du diplôme de Master en Ecologie et Environnement

Spécialité : Biodiversité et Environnement

### ***Thème :***

**Essais de biodégradation des sachets noirs en polyéthylène par le champignon *Pleurotus ostreatus* (Jacq.) P. Kumm., 1871 au laboratoire**

### **Présenté par :**

Mlle BENABIDALLAH Meriem

Mlle MAHIOUZ Sarah

### **Devant le jury :**

**Présidente : ALI AHMED D.**

**Professeur à l'UMMTO**

**Promotrice : BACHI K.**

**Maître de conférences B à l'UMMTO**

**Examinatrice : ALI AHMED S.**

**Maître de conférences B à l'UMMTO**

**Soutenu publiquement le : 26/06/2025**

# Remercîments

Il est difficile de trouver les mots pour exprimer toute la gratitude que nous ressentons aujourd'hui. Ce travail est l'aboutissement de plusieurs années, d'un parcours plein d'efforts, mais surtout plein de belles rencontres.

Tout d'abord, nous remercions Allah le Tout Miséricordieux, le Tout Puissant et Bienveillant pour nous avoir accordées le succès, la santé et surtout le courage et patience pour mener ce travail.

Nous tenons à remercier Mme BACHI K., maitre de conférences B à l'UMMTO et lui exprimer notre reconnaissance pour son accompagnement bienveillant et pour sa contribution à la réalisation de ce travail dans les meilleures conditions possibles.

Nous remercions également Mme ALI AHMED D., professeur à l'UMMTO pour avoir accepté de présider le jury de soutenance et nous tenons aussi à remercier Mme ALI AHMED S. maitre de conférences B pour avoir examiné notre travail.

Nous tenant également à remercier Mme ABROUS H. ingénieur du laboratoire PSEMRVC pour son aide et sa disponibilité.

Enfin, nous adressons une pensée sincère a toutes les personnes qui, de près ou de loin, ont croisé notre chemin durant cette période. Chacun de vous a contribué d'une manière ou d'une autre à l'accomplissement de ce projet.

# Dédicaces

Je dédie ce travail à toutes les personnes qui ont cru en moi, m'ont soutenue et ont nourri en silence la force qui m'a permis d'arriver jusqu'ici

À mon grand-père maternel et ma grand-mère paternelle, qui ont toujours rêvé de me voir réussir. Leur confiance, leur bienveillance et leurs paroles d'encouragement ont été ma source de motivation dans mon parcours. Ce mémoire et aussi le vôtre, paix à vos âmes.

Mes parents, et mes frères pour leurs présences, leurs sacrifices et leurs soutiens constants.

À mes amis proches, toujours présents, de près ou de loin, toujours prêts à m'aider, à me motiver, à croire en moi parfois plus que moi-même. Votre présence a été précieuse dans cette aventure.

Et enfin, je me dédie ce mémoire. Car depuis l'enfance, j'ai toujours travaillé avec rigueur et persévérance, avec le désir profond de réussir. Jusqu'à aujourd'hui, j'ai constamment relevé les défis, animé par une volonté de me construire un avenir à la hauteur de mes efforts.

Avec gratitude, respect et détermination, ce mémoire est le fruit d'un chemin partagé.

Sarah

# Dédicaces

Je dédie ce mémoire à mes parents, pour leur amour inconditionnel, leur soutien constant et leur confiance qui m'ont toujours encouragé à aller de l'avant. A mes grands-parents, pour leur sagesse et leurs valeurs qui m'ont guidé tout au long de ce parcours. A toute ma famille, pour leur présence réconfortante et leurs encouragements sans faille. Je tiens également à remercier chaleureusement toutes les personnes qui m'ont aidé, soutenu et inspiré durant ce travail. Enfin, je dédie tout particulièrement ce mémoire à la mémoire de mon grand-père, qui, bien qu'il ne soit plus parmi nous continue de veiller sur moi et de m'inspirer chaque jour.

Meriem

## Liste des abréviations

**PE** : Polyéthylène

**PP** : Polypropylène

**PS** : Polystyrène

**PEHD** : Polyéthylène à haute densité

**PEBD** : Polyéthylène à basse densité

**PDA** : Pomme de terre-Dextrose -Agar

**CPB** : Champignons de la pourriture blanche

**LIP** : Lignine peroxydase

**CNIS** : Centre national des informations et des statistiques

**MnP** : Manganèse peroxydase

**VP** : Peroxydases polyvalentes

**SNPS** : Sol non stérilisé + *Pleurotus ostreatus* + Sachets noirs en PE

**SNS** : Sol stérilisé + *Pleurotus ostreatus* + Sachets noirs en PE

**PS** : *Pleurotus ostreatus* + Sachets noirs en PE

**SPS** : Sol + *Pleurotus ostreatus* + Sachet noirs en PE

**TM** : Témoin

**ZCP** : Pourcentage des zones claires

## Liste des figures

<b>Figure 1</b> : molécule de base du polyéthylène .....	06
<b>Figure 2</b> : structure du polyéthylène par polymérisation de l'éthylène.....	06
<b>Figure 3</b> : Carpophore de l'espèce <i>Pleurotus ostreatus</i> (Originale, 2025) .....	13
<b>Figure 4</b> : Préparation du milieu de culture PDA (Originale, 2025) .....	16
<b>Figure 5</b> : Coulage du milieu de culture PDA .....	17
<b>Figure 6</b> : Technique de bouturage des fragments de <i>Pleurotus ostreatus</i> sur le milieu PDA.	18
<b>Figure 7</b> : Etapes du repiquage de <i>Pleurotus ostreatus</i> (Originale, 2025) .....	18
<b>Figure 8</b> : Schéma démonstratif de la croissance et la mesure du diamètre moyen (cm) de la colonie mycélienne. ....	19
<b>Figure 09</b> : Quantification du CO <sub>2</sub> par titrage de la solution NaOH 0,5M par HCl 0,25M. (Originale, 2025) .....	22
<b>Figure 10</b> : Essai de biodégradation des sachets noirs dans un milieu PDA. (Originale, 2025) .	24
<b>Figure 11</b> : Diamètre moyen des colonies mycéliennes de <i>Pleurotus ostreatus</i> sur milieu PDA .....	27
<b>Figure 12</b> : Pourcentage des zones claires de <i>Pleurotus ostreatus</i> avec et sans sachets noirs.	28
<b>Figure 13</b> : Zones claires de <i>Pleurotus ostreatus</i> avec sachets noirs sur milieu PDA.....	29
<b>Figure 14</b> : Observation à la loupe binoculaire des filaments mycéliens d'une zone claire de <i>Pleurotus ostreatus</i> avec sachet noir sur milieu PDA au grossissement 07 x 100.....	29
<b>Figure 15</b> : Observation des modifications physiques et de la couleur des sachets noirs en PE après biodégradation par <i>Pleurotus ostreatus</i> sur milieu PDA au grossissement 400.....	30
<b>Figure 16</b> : Taux de dégradation en (mg) des sachets noirs sur milieu PDA.....	31
<b>Figure 17</b> : Quantités moyennes de CO <sub>2</sub> cumulé selon les différents traitements.....	32
<b>Figure 18</b> : Perte en poids des carrés de sachets noirs après biodégradation dans le sol.....	33

## Liste des tableaux

<b>Tableau 1</b> : Exemples de polymères et leurs structures chimiques.....	05
<b>Tableau 2</b> : Ensemble du matériel utilisé au cours de l'expérimentation. ....	13
<b>Tableau 3</b> : Classification biologique du pleurote (Mansour et Chavant, 2010) .....	14
<b>Tableau 4</b> : Etapes de la mise en culture de l'inoculum fongique sur le milieu gélosé (Mansour – Benamar et Chavant, 2010) (Mansour – Benamar et al,2013) .....	17
<b>Tableau 5</b> : Différents traitements utilisés pour la biodégradation du plastique (polyéthylène) dans le sol.....	25
<b>Tableau 6</b> : Résultats de l'analyse du sol.....	31

# Sommaire

<b>Introduction générale</b> .....	01
<b>Chapitre I : Synthèse Bibliographique.</b>	
I. Historique .....	03
II. Plastique. ....	03
II. 1. Polymérisation.....	03
II. 3. Plastique de type PE (Polyéthylène). ....	05
II. Evolution de la production du plastique dans le monde.....	07
III. 1. Plastiques en Algérie. ....	07
IV. Pollution par le plastique.....	07
IV. 1. Pollution du sol.....	07
IV. 2. Dégradation du plastique dans le sol.....	08
V. Champignons de la pourriture blanche CPB. ....	09
V. 1. Biodégradation du plastique par les champignons de la pourriture blanche.....	10
V. 2. Enzymes lignolytiques impliqués dans la dégradation du plastique. ....	10
<b>Chapitre II : Matériel et méthodes</b>	
I. Matériel utilisé.....	12
I. 1. Sol .....	12
I. 2. Sachets noirs en polyéthylène .....	12
I. 3. Champignon <i>Pleurotus ostreatus</i> .....	12
I. 4. Eléments utilisé au laboratoire .....	14
II. Méthodes .....	15
II. 1. Milieu de culture .....	15
II. 1.1. Préparation du milieu de culture synthétique (Milieu PDA).....	15
II. 1.2. Mise en culture de l'inoculum fongique sur milieu gélosé .....	16
II. 1.3. Evaluation de la croissance mycélienne .....	19
III. Préparation du sol .....	20
III. 1. Caractérisation du sol .....	20
III. 2. Activité biologique .....	21
IV. Biodégradation des sachets noirs en PE.....	23
IV. 1. Essais de biodégradation des sachets noirs sur milieu PDA .....	24
IV. 2. Essais de biodégradation des sachets noirs en PE dans le sol .....	25
V. Analyse statistique .....	26

### **Chapitre III : Résultats et discussion**

I. Résultats .....	27
I. 1. Croissance mycélienne de <i>Pleurotus ostreatus</i> sur milieu PDA .....	27
I. 2. Essais de biodégradation des sachets noirs par <i>Pleurotus ostreatus</i> .....	28
I. 2.2. Pourcentage des zones claires de <i>Pleurotus ostreatus</i> sur milieu PDA avec sachets noirs.....	28
I. 2.3. Taux de dégradation des sachets noirs sur le milieu PDA .....	30
I. 3. Caractéristiques du sol .....	31
I. 4. Essais de biodégradation des sachets noirs par <i>Pleurotus ostreatus</i> dans le sol .....	32
I. 4.1. Activité biologique .....	32
I. 4.2. Taux de dégradation des sachets noirs dans le sol inoculé par <i>Pleurotus ostreatus</i> .....	33
II. Discussion .....	34
<b>Conclusion</b> .....	36

### **Références bibliographiques**

### **Liste des annexes**

# **Introduction générale**

### I. Introduction

La pollution par le plastique est l'un des phénomènes qui touche tout le globe, du plus haut sommet des montagnes aux profondeurs des océans, nuisant la santé humaine, détruisant la biodiversité et alimentant la crise du réchauffement climatique. Cette de pollution s'est accentuée de plus en plus par la production du plastique à usage unique, comme les sachets d'emballage du types PE qui est l'un des polymères les plus polluants qu'on retrouve souvent dispersés dans la nature, et qui prend des décennies pour se dégrader (Madeleine,2024).

La gestion classique des déchets plastiques consiste à les transporter dans des sites d'enfouissement, destiner à des pratiques comme le recyclage ou l'incinération qui ne sont pas en adéquation avec l'environnement à cause des gaz toxiques et des asphyxiants tels que : le dioxyde de carbone (CO<sub>2</sub>), chlorofluorocarbones (CFC) et dioxines. (Dussault, 2017).

La biodégradation par les champignons de la pourriture blanche est l'une des techniques écoresponsables et prometteuses pour gérer le processus de dégradation des polymères comme le polyéthylène, tels que *Pleurotus ostreatus*, *Trametes versicolor*, *Pleurotus eryngi* et *Agaricus bisporus*. Ce processus de biodégradation se fait par l'intermédiaire des enzymes qui dégradent la lignine tels que la peroxydase, la lipase, la cutinase en produisant de l'énergie (Dussault, 2017).

Notre étude vise à évaluer le potentiel de *Pleurotus ostreatus* dans la biodégradation des sachets noirs en polyéthylène dans divers substrats, sol et milieu gélosé PDA. Nous avons utilisé une souche étrangère de la société « Paris Saveurs », cultivé à Limousin en France. Le choix de *Pleurotus ostreatus* se justifie par sa capacité démontrée à coloniser divers substrats lignocellulosiques et à produire des enzymes capables de dégrader les polymères plastiques, comme l'ont montré plusieurs études, notamment celle d'Espinosa et al (2011) qui ont démontré l'efficacité de ce champignon dans la dégradation partielle du polyéthylène.

Le premier chapitre de ce mémoire développe une synthèse structurée qui rassemble les éléments nécessaires pour comprendre la thématique. Ce chapitre explore des informations sur le plastique, notamment le polyéthylène et la solution biologique qui est la biodégradation par les champignons de la pourriture blanche. Le deuxième chapitre, décrit la phase expérimentale dont le matériel et les différentes méthodes appliqué dans cette étude, tels que le milieu de culture utilisé et la culture du *Pleurotus ostreatus*, la préparation du sol et les différents protocoles d'analyses. Le troisième chapitre évoque l'analyse de l'ensemble des résultats

## **Introduction**

---

obtenues dans chaque expérience réalisée. Le mémoire se termine par une conclusion générale et certaines perspectives.

# **Chapitre I**

## **Synthèse bibliographique**

## I. Historique

Le plastique est d'origine des Etats Unies dont le nom grec « plastikos » qui signifie qu'il peut être moulé. Il se caractérise par une grande flexibilité qui favorise son adaptation à diverses formes et applications ; il s'agit d'un matériel synthétique obtenu par différentes procédés de polymérisation réalisés à partir de divers pétroliers (naeco,2023).

Son histoire débute au XIXe siècle, suite à une baisse importante des réserves d'ivoire. En 1860 la compagnie Phelan et Collander lança un concours d'une récompense de 10 000 Dollars. John Wesley Hyatt releva ce défi en mettant en point un matériau dérivé de la Cellulose, «**celluloïd**». Ce fut une avancée méthodique ouvrant la voie au développement des polymères modernes. En 1907, le chimiste américain Leo Baekland inventa la **Bakélite** la première matière plastique synthétique moulable à chaud et une fois refroidie devient un matériau thermodurcissable résistant et isolant. Poursuivant dans cette dynamique d'innovation, en 1926 Waldo Seaman développa le PVC chlorure de vinyle un polymère apprécié pour son imperméabilité et résistance au feu.

A partir de 1930 l'évolution du plastique s'accélère avec l'apparition de nouvelles variétés, tels que, le polyéthylène et le polystyrène qui deviennent des matériaux de références longtemps utilisés dans diverses industries (Duval, 2004).

## II. Plastique.

### II. 1.Polymérisation.

le terme décrit le processus chimique de la constitution des polymères à partir de petites molécules appelées monomères (Lamniai et Zergani ,2022).

Il existe deux types de polymérisation : la polycondensation et la polymérisation en chaîne.

- La polycondensation : c'est une réaction qui s'accompagne de la libération de sous-produits, molécules condensées (l'eau, les alcools ou le chlorure d'hydrogène) qui varie selon les monomères utilisés, par exemple : lors de la formation (polycondensation) de colles en silicones bi-composants, la réaction entraîne la production d'alcool qui s'évapore dans l'air. Ces sous-produits sont souvent sous forme gazeuse et s'évaporent du polymère final.
- La polymérisation en chaîne : La polymérisation en chaîne est un processus où les monomères se combinent sans réactions d'élimination simultanée. C'est la méthode la plus

couramment utilisée dans l'industrie, permettant la production de polymères, tels que le polyéthylène, le polypropylène, le polystyrène, l'alcool polyvinylique et le polytétrafluoroéthylène (téflon). Une réaction en chaîne se déroule de telle sorte qu'une molécule de monomère est ajoutée à un centre actif situé sur la chaîne en cours de croissance.

## **II. 1.1. Monomères.**

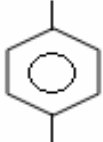
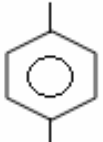
Ce sont des molécules organiques, composées principalement de carbone et d'hydrogène, de petite taille et de faible masse moléculaire qui se lient chimiquement par des liaisons covalentes pour former les polymères (Anonyme,2023). Il existe plusieurs types de monomères, d'où le choix varie selon le polymère visé. Par exemple l'éthylène pour la production du polyéthylène à haute et basse densité (PEHD/PEBD), le propylène pour la production polypropylène (PP), le styrène pour la production du polystyrène (PS) et le chlorure de vinyle pour la production du PVC... (Heal,2023).

## **II. 1.2. Polymères.**

Le mot « polymère » vient du grec : « polus » qui signifie plusieurs et « meros » qui signifie partie. C'est un ensemble d'unités liées par des liaisons chimiques. Le polymère est une molécule géante constituée par des unités structurables petites nommées monomères, liées par des liaisons covalentes (Chaker, 2020).

Les polymères représentent un immense tonnage au point d'être susceptibles de polluer l'environnement car ils proviennent généralement du pétrole ou du gaz (Chaker, 2020), comme le représente le tableau 1.

**Tableau 1** : Exemples de polymères et leurs structures chimiques.

Substance	Structure chimique
Ethylène	$\text{CH}_2=\text{CH}_2$
Polyéthylène	$\left( \text{CH}_2 - \text{CH}_2 \right)_n$
Styrène	$\text{CH}_2 = \text{CH}$  $\text{CH}_2 = \text{CH}$
Polystyrène	$\dots\text{CH}_2 - \text{CH} - \dots$  $\dots\text{CH}_2 - \text{CH} - \dots$

## II. 2. Additifs

Des substances nommées « additifs » ou « adjuvants » permettent de modifier certaines propriétés ou de réduire le coût de production. Parmi ces adjuvants, on trouve des charges, des renforts, des plastifiants, qui sont utilisés en grandes quantités par rapport aux pigments colorants, stabilisants, antioxydants, lubrifiants, fongicides, antistatiques et aux ignifugeants (Duval, 2004).

Toutefois, parmi l'ensemble des additifs existants, 144 ont été classés parmi ceux susceptibles d'avoir des effets néfastes sur la santé (Stenmarck et al., 2017).

## II. 3. Plastique du type PE

Le polyéthylène est la matière plastique la plus répandue au monde. Il a été synthétisé pour la première fois en 1933, et sa production industrielle a débuté aux États-Unis en 1943. Il a connu un succès à son emploi comme isolant dans les systèmes électroniques et électriques. C'est un polymère obtenu par la polymérisation de l'éthylène ( $\text{CH}_2=\text{CH}_2$ ). Sa structure moléculaire repose sur la répétition périodique du monomère  $\text{CH}_2$  (figure 1, figure 2), qui représente l'une des molécules les plus simple d'un polymère (ARLIE, 1987 ; BOUDET, 2003).



### **III. Evolution de la production plastique dans le monde**

Au plan mondiale, la fabrication de la matière plastique est devenue indispensable. Son évolution est en progression continues d'où la production annuelle mondiale est passé de 1,5 milliard de tonnes en 1950, jusqu'à plus de 400 milliards de tonnes en 2022 (Beigbeder, 2024). Cette augmentation est directement liée à la hausse de la demande, notamment au développement économique. Selon une analyse menée par l'Agence internationale de l'énergie, la demande de plastique en 2015 était par habitants d'environ 100 Kg/an en Corée, 80 Kg/an aux Etats-Unis, 61 Kg/an en Europe, 55 Kg/an en Chine, 10 Kg/an en Inde et seulement 5 Kg/an en Afrique (IEA, 2018). Selon l'ONU, environ 5000 milliards de sacs en plastique sont consommés chaque année dans le monde, ce qui représente 10 millions de sacs plastiques par minute.

La majorité des plastiques sont ensuite considérés comme déchets, collectés et transportés aux centres de tri, où un faible pourcentage d'environ 7 à 9% peut être recyclé ou incinéré et le reste sera jeté dans des décharges souvent mal contrôlées, ou même abandonné dans des décharges sauvages (Geyer et al., 2017).

#### **III.1. Plastique en Algérie**

D'après les données fournis par le Centre National de l'Information et des Statistique CNIS, le coût des importations en industrie du plastique en Algérie connaissent une progression au fil des années. Il est passé d'environ 1,7 milliards de dollars en 2015 à près de 2,03 milliards de dollars en 2017 (Agence Nationale des Déchets, 2020).

En analysant les données relatives à la consommation annuelle de cette matière ces dix dernières années, on observe une augmentation de 13Kg par habitant entre 2007 et 2017, avec une estimation de 25,8 Kg en 2020. Environ 60% de cette consommation est consacrée aux emballages, 20% au secteur du bâtiment et de la construction, tandis que le reste est destiné à d'autres industries (Agence Nationale des Déchets, 2020).

### **IV. Pollution par le plastique**

#### **IV.1. Pollution du sol**

Le plastique a un impact direct sur les propriétés physiques et chimiques du sol. En effet les microplastiques dans les sols modifient leurs propriétés physiques comme la densité, la capacité de rétention d'eau et la structure du sol. La présence de ces microplastiques est souvent accompagnée d'autres substances toxiques et nocives, influença la microflore du sol par

altération de la communauté microbienne et de la biodiversité. Ce qui nuit également à la santé des plantes en perturbant le cycle de ses éléments nutritifs dans le sol. Ces effets peuvent atteindre l'être humain directement ou indirectement (ingestion directement du sol, consommation des animaux et des plantes contaminés ou par voie cutanée) (Saidani et Mekkaoui, 2022).

#### **IV.1.2. Sources de pollution par le plastique dans le sol**

Les voies d'apports directes de la matière plastique retrouvée sur ou dans les sols sont le « **littering** », qui signifie l'action de jeter des déchets de manière inappropriée à petites quantités et les abandonner dans les espaces publics, la fragmentation progressive des films plastiques utilisés dans les secteurs de la construction et de l'agriculture, et l'épandage sur les surfaces agricoles de compost ou de résidus issus de la méthanisation des déchets organiques pollués par des plastiques. Cependant, il existe des voies d'apport indirectes, notamment l'infiltration des eaux de pluie tombées sur les routes. Des plastiques peuvent être aussi transportés sur de petites ou de longues distances par le vent et par les eaux avant d'arriver sur ou dans le sol. En effet, les sols reçoivent une grande partie des déchets issus de diverses sources continentales, principalement l'agriculture, les décharges mal gérées et les rejets industriels (Da Costa et al., 2017 ; De Souza et al., 2018 ; Blasing et Amelung, 2018).

#### **IV.2. Dégradation du plastique dans le sol**

Le plastique peut subir une dégradation dans le sol, mais ce processus reste très lent. Il dépend principalement des facteurs environnementaux, qui régulent les microorganismes et influencent la vitesse de la dégradation. De plus, la mobilité des plastiques dans le sol varie en fonction de leur taille et de leur forme. Le polyéthylène fait partie des polymères les plus sensibles à la biodégradation (Wahl, 2022).

Selon une expérience menée sur la biodégradation du plastique par les champignons, dans le but de connaître la façon dont le plastique change physiquement dans le sol pendant une durée spécifique. Ils ont utilisé principalement trois types de polyéthylène en trois environnements différents. Après trente-deux jours d'exposition au sol et à la boue, la surface du plastique a changé physiquement par l'apparition de petits trous, de fissures, de zones surélevées et de creux marqués. Également une croissance de biofilm sur la surface du polymère. Suite à une comparaison isotopique entre la quantité relative du carbone 13 et du carbone 12 dans le plastique exposé au sol et dans le plastique témoin, une augmentation de l'isotope plus lourde

du carbone 13 lorsqu'il est exposé au sol a été repérée. Cela signifie que les plastiques ont été changés même chimiquement (Giebel et Cime, 2022).

Les méthodes chimiques de la biodégradation du plastique ont des effets néfastes sur l'environnement. Elles provoquent le rejet des composés chimiques toxiques, ce qui modifie la géochimie des sols et des fragments chimiques souvent sous forme de micro et nano-plastique qui se propagent dans les sols contaminant la faune et la chaîne trophique (Académie des sciences, 2021).

En raison de ces limites, le recours aux champignons de la pourriture blanche est une alternative naturelle prometteuse, du fait de leur capacité à dégrader la lignine (Hadjoudj, 2024).

## V. Champignons de la pourriture blanche

Les champignons de la pourriture blanche (CPB) sont des organismes terrestres qui ne constituent pas de groupe taxonomique, mais plutôt un ensemble d'espèces fongiques appartenant à la classe des Basidiomycètes (Bautista-Zamudio et al., 2023). Ils sont communément appelés « pourriture blanche » car ils laissent une matière riche en cellulose blanche après avoir métabolisé la lignine du bois (Tylor et Stamets, 2014). Plusieurs espèces de champignons de la pourriture blanche dégradent le bois comme *Trametes versicolor* (Lekounougou, 2008), *Pleurotus ostreatus* (Dussault, 2017).

Les Basidiomycètes forment un groupe de champignons caractérisés par la présence de basides, structures spécialisées qui produisent des spores exogènes à l'issue de la reproduction sexuée. Ils comptent parmi les champignons les plus évalués et regroupent notamment la majorité des grandes espèces possédant des fructifications bien développées sous forme de carpophores (Mebarek et Bachi, 2007).

Certains champignons de la pourriture blanche sont des champignons comestibles qui répondent à des besoins à la fois nutritifs et écologiques. Ils sont utilisés comme agents biologiques de biodégradation de certains xénobiotiques comme les plastiques et les hydrocarbures. Selon Mebarek et Bachi (2007), deux souches de *Pleurotus ostreatus* POC qui est la souche locale isolée à Oued Aïssi dans la wilaya de Tizi-Ouzou et la souche POL qui provient de l'INRA de Bordeaux sont capables de dégrader trois types de carburants : le gasoil, l'essence sans plomb et l'essence plombée. Le champignon de Paris, *Agaricus bisporus*, est capable de dégrader les sachets noirs en polyéthylène (Benfdila et Benabderrahmane, 2024) et *Trametes versicolor* pour la dégradation du bois (Lekounougou, 2008).

## V. 2. Biodégradation du plastique par les champignons

La biodégradation du plastique par les microorganismes, particulièrement par les champignons de la pourriture blanche, représente l'une des méthodes les plus efficaces pour la dégradation du plastique, grâce à son mécanisme non polluant. C'est un processus très lent, qui débute par la colonisation de la surface du plastique par les champignons, d'où le plastique est consommé comme une source nutritive (source de carbone) par l'espèce fongique (Shah et al., 2008 ; Chausse, 2023).

Les champignons de la pourriture blanche sécrètent des enzymes spécifiques et des ions pro-oxydants, qui contribuent à la dégradation du polymère. Ce dernier subit une dépolymérisation, suivi d'un processus de minéralisation où l'eau, le dioxyde de carbone et le méthane sont les produits finaux. L'efficacité de la biodégradation dépend des facteurs environnementaux, tels que l'humidité, qui est nécessaire pour activer le métabolisme fongique, la température, qui joue un rôle crucial dans la vitesse du processus de dégradation et le pH optimal pour permettre aux enzymes d'interagir efficacement avec le polymère. Ainsi les propriétés physiques du plastique afin d'évaluer la facilité ou la difficulté de sa biodégradation par les champignons (Srikanth et al., 2022).

L'efficacité de cette approche a été confirmée par des études comme celle de, Espinosa-Valdemar et al. (2011), qui a étudié la biodégradation par *Pleurotus ostreatus* des couches jetables usagées qui se composent de polyéthylène et de polypropylène. Chonde et al. (2012), démontrent que le nylon 6 peut être biodégradé par *Trametes versicolor* et Srikanth et al. (2022), qui ont mis en évidence la biodégradation des polymères plastiques par les champignons saprophytes comme *Agaricus bisporus*, *Pleurotus abalones* et *Pleurotus eryngi*.

## V. 3. Enzymes impliqués dans la biodégradation des plastiques

La dégradation de la matière plastique par certains champignons se fait par l'intermédiaire du système enzymatique oxydatif extracellulaire, capable de décomposer des structures complexes, comme la lignine et les hydrates de carbone du bois en CO<sub>2</sub> et H<sub>2</sub>O. Cela rend le système enzymatique plus efficace pour initier la dégradation des polymères en conditions naturelles (Boras et al., 2010 ; Srikanth et al., 2022).

Les enzymes lignolytiques sont une combinaison des peroxydases, des laccases et d'autres enzymes nécessaires à la formation des radicaux dérivés réactifs de l'oxygène (Dussault, 2017). Parmi ces enzymes figurent les peroxydases, cutinases, lipases et les ions pro-oxydants.

- **Péroxydases** : les peroxydases sont des enzymes appartenant à la classe des oxydoréductases. Elles accélèrent les réactions d'oxydation-réduction en utilisant des radicaux libres pour transformer des composés en produits oxydés et polymérisés. Les peroxydases issues des champignons sont efficaces pour la dégradation de la lignine. Dans cette classe, on distingue certaines qui sont principalement présentes dans les champignons de la pouritures blanches, tels que, les lignine peroxydases (LIP), les manganèse peroxydases (MnP) et les peroxydases polyvalentes (VP), (Hofrichter et Ullrich, 2006).
- **Cutinases** : les cutinases sont une sous classe des enzymes estérases qui ont la capacité d'hydrolyser des polyesters à grande masse molaire (Chen et al., 2013).
- **Lipases** : les lipases sont aussi une sous classe des enzymes estérases qui se caractérisent par la capacité de faciliter la séparation des composants des lipides en utilisant l'eau (l'hydrolyse) (Vertommen et al., 2005).
- **Ions pro-oxydants** : ce sont des éléments chimiques qui engendrent un stress oxydatif, soit en libérant des espèces réactives de l'oxygène, soit en perturbant le fonctionnement du systèmes antioxydant (Weiland et al., 1995).

# **Chapitre II**

## **Matériel et méthodes**

## I. Matériel utilisé

Cette étude est basée sur l'utilisation de *Pleurotus ostreatus* dans deux substrats, sol et milieu gélosé PDA. Qui a été réalisée au laboratoire PSEMRVC de la faculté des sciences biologiques et sciences agronomiques de l'université Mouloud Mammeri, Tizi-Ouzou (UMMTO),

### I. 1. Sol

Les échantillons de sol ont été prélevés de manière aléatoire selon une diagonale au niveau de la couche superficielle du sol (0-25 cm). Le site de prélèvement est situé à l'université Mouloud Mammeri, Tizi-Ouzou (Hesnaoua II), Algérie.

Les échantillons de sol sont destinés à étudier la biodégradation des sachets noirs en polyéthylène par les champignons au laboratoire.

### I. 2. Sachets noirs en polyéthylène

Dans le cadre de cette étude des sachets noirs en polyéthylène ont été choisis comme polluant à dégrader. Un polymère couramment utilisé dans les emballages, en raison de son faible coût, sa légèreté et sa résistance à la dégradation naturelle.

### I. 3. Champignon *Pleurotus ostreatus*

Le champignon utilisé est *Pleurotus ostreatus*, communément appelé pleurote en huitre. C'est un champignon comestible cosmopolite saprophyte, lignicole. Il pousse sur les arbres morts ou vivants en automne et en hiver, de juin à octobre. Il possède un chapeau en forme d'huitre ou d'éventail d'une couleur grisâtre, un pied plus en moins absent, excentrique et court, des lamelles blanches longuement décurrentes sur le pied, si présent et une chair blanche avec une odeur et une saveur agréable (Mansour et Chavant, 2010).



**Figure 3** : Carpophore de l'espèce *Pleurotus ostreatus* (Originale, 2025)

### I. 3.1. Classification de *Pleurotus ostreatus*

La classification biologique de *Pleurotus ostreatus* permet de situer ce champignon dans le règne des fungi et de préciser son appartenance aux différentes divisions taxonomiques. Le tableau 2 résume cette classification.

**Tableau 2** : classification biologique du pleurote (Mansour et Chavant, 2010).

<b>Règne</b>	Fungi
<b>Division</b>	Basidiomycètes
<b>Classe</b>	Basidiomycètes
<b>Sous- classe</b>	Homobasidiomycètes
<b>Ordre</b>	Agaricales
<b>Famille</b>	Pleurotacées
<b>Genre</b>	<i>Pleurotus</i>
<b>Espèce</b>	<i>Pleurotus ostreatus</i>

## I. 4. Eléments utilisé au laboratoire

Tableau 3 : Ensemble du matériel utilisé au cours de l'expérimentation.

Catégorie	Eléments
<b>Matériels du laboratoire</b>	Gros matériels : <ul style="list-style-type: none"> <li>• Hôte stérile.</li> <li>• Autoclave.</li> <li>• Bain-marie.</li> <li>• Etuves BINDER.</li> <li>• Balance de précision.</li> <li>• Microscope.</li> <li>• Loupe.</li> </ul> Petits matériels : <ul style="list-style-type: none"> <li>• Agitateur magnétique.</li> <li>• Bec bunsen.</li> <li>• Boîtes de pétri en plastique.</li> <li>• Balance.</li> <li>• Pincés.</li> <li>• Scalpels.</li> <li>• Tubes en plastiques.</li> <li>• Tamis de 2 mm.</li> </ul> Verrerie : <ul style="list-style-type: none"> <li>• Bécher de 1000 ml.</li> <li>• Flacons.</li> <li>• Erlenmeyers de 1000 ml.</li> </ul>
<b>Matériels consommable</b>	Coton. Papier aluminium. Papier film. Sachets de congélation.
<b>Produits chimiques</b>	Agar-Agar. Glucose. Eau distillée (HO). Sulfate de magnésium (MgSO <sub>4</sub> ). Hydrochlorite de sodium (NaOH). Alcool. Phénophtaléine Chlorure de baryum (BaCl <sub>2</sub> )

**I. 5. Milieu PDA**

Pour la culture d'un champignon il faut principalement une source de nutrition. Pour cela il existe divers milieux de culture, tels que le milieu PDA (Pomme de terre – Dextrose - Agar), qui est milieu de nature semi synthétique, standard, largement utilisé en raison sa préparation facile et son efficacité (Mansour et Chavant, 2010).

Nous avons utilisé le milieu PDA, sa composition chimique selon Rappilly (1968) est la suivante:

- 200g pomme de terre
- 4g de Glucose
- 4g d'Agar-Agar
- 1 litre d'eau distillé

**II. Méthodes****II. 1. Milieu de culture****II. 1.1. Préparation milieu PDA**

Pour préparer se substrat spécifique il faut suivre le protocole décrit par Mansour et Chavant, (2010) qui comporte les étapes suivantes :

- Eplucher et découper la pomme de terre en petits cubes et rincer à l'eau distillé.
- Faire bouillir dans l'eau distillé pendant 20min.
- Peser 20g de Glucose et d'Agar-Agar 4g dans chaque flacon (figure 4).
- Verser l'Agar-Agar, le Glucose et l'extrait de pomme de terre obtenu dans des flacons et ajuster à 200ml avec l'eau distillé.
- Homogénéiser à l'aide d'un agitateur magnétique.
- Fondre la gélose au bain marie.
- Autoclaver à 150°C.



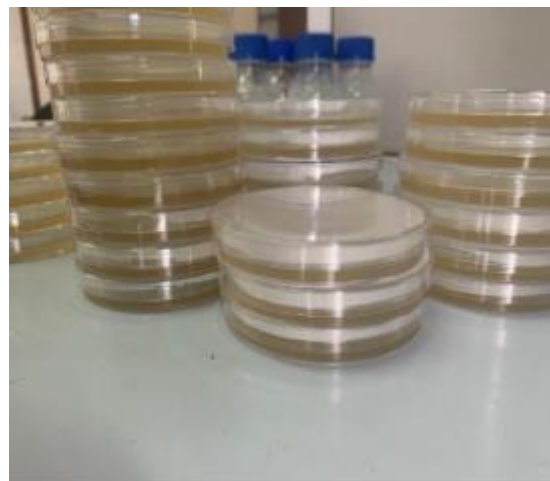
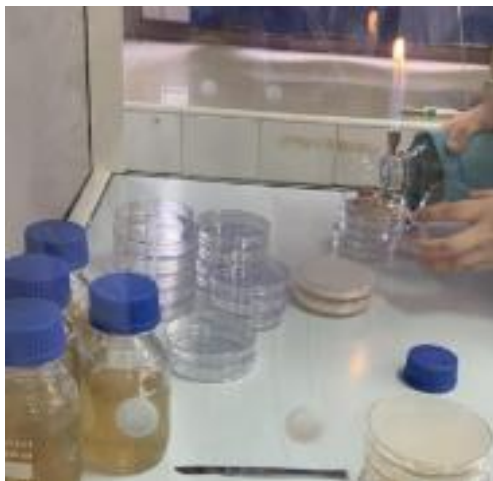
**Figure 4 :** préparation du milieu de culture PDA. (Originale, 2025)

## II. 1.2. Mise en culture de l'inoculum fongique sur milieu gélosé

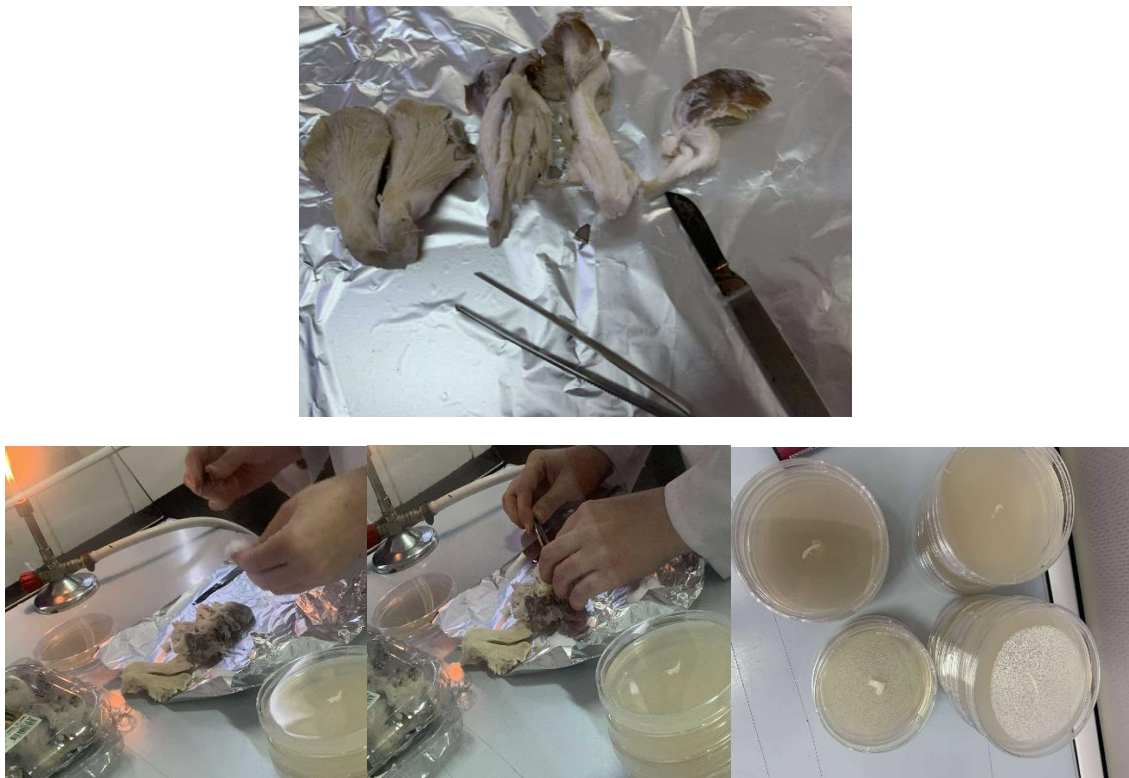
Les différentes étapes de la mise en culture de l'inoculum fongique sur le milieu gélosé inspiré du protocole de Mansour – Benamar et Chavant (2010), Mansour – Benamar et al.,(2013) sont présentes dans le tableau 4.

**Tableau 4** : étapes de la mise en culture de l'inoculum fongique sur le milieu gélosé (Mansour – Benamar et Chavant, 2010, Mansour – Benamar et al,2013)

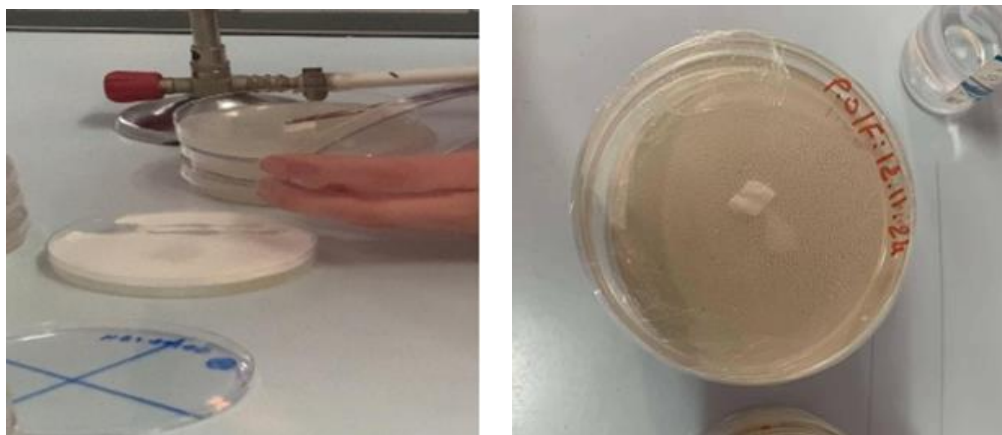
Etapes techniques	Description
<b>Coulage du milieu PDA</b>	Après la stérilisation, à l'aide d'une hôte stérile nous avons fait un coulage dans des boîtes de Pétri qu'on a laissé solidifier à la température ambiante (figure 3).
<b>Bouturage des carpophores de <i>Pleurotus ostreatus</i></b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Allumer le bec bunsen pour crée une zone stérile.</li> <li>- Préparer les boîtes de Pétri contenant le milieu de culture.</li> <li>- Placer un morceau de champignon, et prélever à l'aide d'un scalpel un petit bout du tissu interne du champignon.</li> <li>- Ouvrir une boîte de Pétri à proximité de la flamme, puis déposer délicatement le fragment de champignon au centre de la boîte et refermer immédiatement.</li> </ul>
<b>Incubation</b>	Mettre les boîtes de Pétri dans une étuve à 24°C.
<b>Repiquage</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Allumer le bec bunsen pour maintenir une zone stérile.</li> <li>- Désinfecter le plan de travail et le matériel.</li> <li>- Passer le scalpel dans la flamme du bec bunsen jusqu'à incandescence et laisser refroidir quelques secondes.</li> <li>- Couper des carrés avec le scalpel et les déposer délicatement au centre de la boîte de Pétri à proximité de la flamme (figure 7).</li> </ul>



**Figure 5** : Coulage



**Figure 6 :** Technique de bouturage des fragments de *Pleurotus ostreatus* sur le milieu PDA. (Originale, 2025)

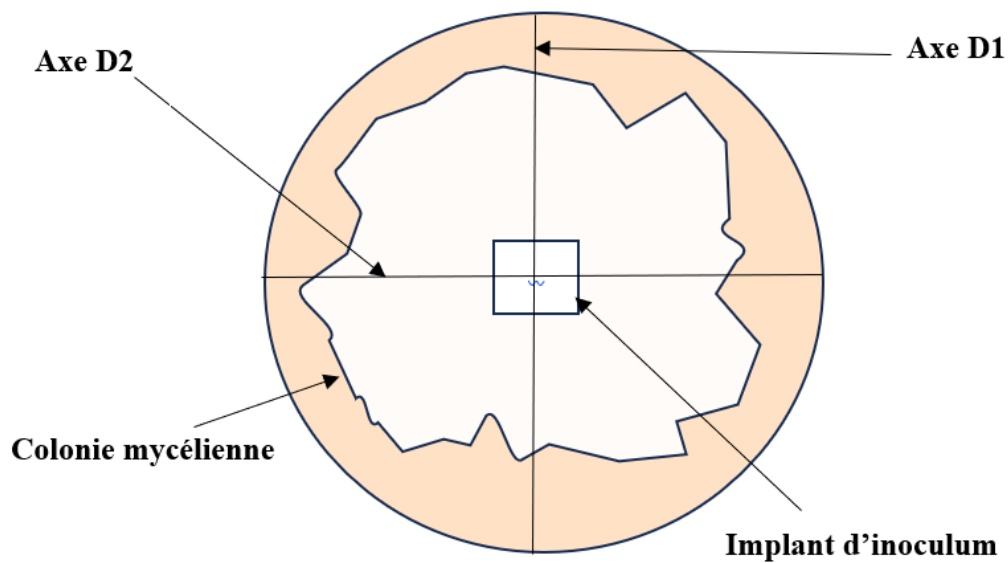


**Figure 7 :** Etapes du repiquage de *Pleurotus ostreatus* (Originale, 2025)

### II. 1.3. Evaluation de la croissance mycélienne

La croissance mycélienne a été évaluée par la prise en mesurant chaque 24 heures à 48 heures le diamètre moyen des deux axes perpendiculaires tracé sur le couvercle de chaque boîte de pétri en passant par le centre de l'implant d'inoculum (figure 8). Calculé en (cm) selon la formule suivante :

$$\text{diamètre moyen} = \frac{D1 + D2}{2}$$



**Figure 8** : Schéma démonstratif de la croissance et de la méthode de mesure du diamètre moyen (cm) de la colonie mycélienne.

### III. Préparation du sol

Le sol prélevé sur le terrain a été transporté au laboratoire dans des sachets en plastiques. Une fois au laboratoire il été étalé sur des paillasses pour sécher pendant une semaine à une température ambiante, ensuite nous l'avons broyé manuellement et tamisé à l'aide d'un tamis de 2mm de diamètre afin d'obtenir une terre fine. Le sol ainsi a été réparti dans des flacons en verre a raison de 50g pour chaque flacon puis stérilisé au four à 400°C pendant 2h. les échantillons de sol stérilisé ont été étiquetés et stockés dans un endroit sec. Une partie de ce sol tamisé a servi pour effectuer diverses analyses physicochimiques, notamment : pH, dosage de la matière organique, dosage du carbone organique, de l'azote organique, de la granulométrie et la capacité au champ.

#### III.1. Caractérisation du sol

La caractérisation de sol a été réalisé au laboratoire de pédologie, INFR et au laboratoire de contrôle de qualité et de conformité (SARL NEW MN LAB) à Alger.

##### III.1.3. Mesure du pH

Dans un bécher, nous avons préparé une suspension de sol dans de l'eau en respectant un rapport de masse / volume de 1/2,5. 10 g de terre fine ont été mélangés avec 12,5 ml d'eau distillée à l'aide d'une baguette en verre. La suspension a été ensuite homogénéisée à l'aide d'un agitateur pendant 15 minutes, puis laissée au repos pendant deux heures permettant ainsi une stabilisation avant la mesure du pH.

##### III.1.4. Capacité au champ (CC)

Nous avons placé de la terre fine dans un récipient, dans lequel nous avons ajouté de l'eau au fur et à mesure jusqu'à la saturation complète du sol et obtenir un mélange sol-eau. Après 24 heures, nous avons versé le mélange obtenu sur des papier filtres et laisser l'eau s'écouler jusqu'à ce qu'on obtient un sol humide. Nous avons pesé ce dernier puis laissé sécher. Jusqu'à poids constant nous avons procédé une nouvelle pesée du sol sec (Bouderhem, 2011).

Nous avons calculé la capacité au champ par la formule suivante :

$$\text{Capacité au champ (\%)} = (P1 - P0 / P0) \times 100$$

P0 : poids du sol après 48h de séchage

P1 : poids du sol humide

### III.1.5. Analyse granulométrique

Selon le centre d'expertise en analyse environnementale du Québec (CEAEQ, 2015) l'analyse granulométrique d'un sol consiste à déterminer la proportion de diverses classes de grosseur des particules. En effet, un échantillon de sol séché est mélangé à un volume d'eau contenant un agent dispersant, puis introduit dans un cylindre. La densité du mélange est ensuite mesurée à l'aide d'un hydromètre à différents intervalles de temps. Les valeurs obtenues en fonction de la durée de sédimentation, permettent de déterminer une fraction du sol ayant une granulométrie inférieure à 75 $\mu$ m. Après la mesure finale, le reste de l'échantillon passe par une série de tamis pour déterminer la granulométrie des particules plus grossières.

### III.1.6. Matière organique

La teneur en matière organique du sol est évaluée en fonction de son taux en carbone organique déterminé par la méthode de Walkley-Black. Cette technique consiste à oxyder le carbone organique présent dans le sol à l'aide de la solution de bichromate de potassium en milieu sulfurique.

### III.2. Activité biologique globale

Afin de déterminer l'activité biologique dans le sol inoculé par *Pleurotus ostreatus*, nous avons adopté la méthode de Dommerges (1968) (modifié). Nous avons récupéré les tubes à hémolyse contenant 5 ml de NaOH 0,5M, en parallèle des solutions ont été préparées individuellement, 5g de chlorure de baryum (BaCl) dissous dans 100 ml d'eau distillé et 1g de phénophtaléine (C<sub>20</sub>H<sub>14</sub>O<sub>4</sub>) dissout dans 50 ml d'alcool, et le réactif titrant l'acide chlorhydrique (HCl) 0,25M.

Dans chaque tube contenant l'Hydrochlorite de sodium (NaOH), nous avons ajouté 3 gouttes de chlorure de baryum à 20%, un changement de couleur vers le blanc a été observé en raison de la formation d'un précipité. Ensuite, on a ajouté 3 gouttes de phénophtaléine à 1% qui a entraîné un autre changement de couleur vers le rose, ce qui indique l'alcalinité du milieu. Le mélange est versé dans un bécher pour pouvoir passer à l'étape du titrage. A l'aide d'une burette graduée, nous avons ajouté progressivement l'acide chlorhydrique à 0,25M à la solution rose, jusqu'à ce qu'on observe la disparition de cette couleur devenant incolore, cela signifie l'accomplissement de la réaction acide-base.

La quantité de CO<sub>2</sub> fixée en (g) a été calculée par la formule suivante :

$$\text{Quantité de CO}_2 \text{ fixée} = (8,6 - V) \times 2,2$$

8,6 = quantité de HCl titré

2,2 = quantité de CO<sub>2</sub> fixée en (g)

V = volume de HCl dans la pipette



1 : retirer les tubes en hémolyse des flacons



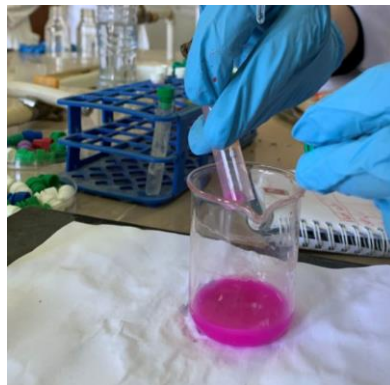
2 : verser trois gouttes de BaCl.



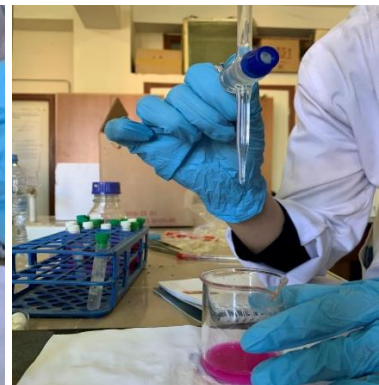
3 : verser trois gouttes de phénophtaléine.



4 : solution de NaOH après addition de BaCl et phénophtaléine



5 : verser la solution de NaOH dans un bécher.



6 : ajout progressif de la solution titrante HCl



7 : début de changement de couleur.



8 : début de disparition de couleur vers le transparent au point d'équivalence.

**Figure 9** : Quantification du CO<sub>2</sub> par titrage de la solution NaOH 0,5M par HCl 0,25M. (Originale, 2025)

#### IV. Biodégradation des sachets noirs en PE

##### IV.1. Essais de biodégradation des sachets noirs sur milieu PDA

Pour cette étape, nous avons préparé un milieu de culture suivi d'un coulage et d'un repicage d'inoculum de 1 cm<sup>2</sup> de *Pleurotus ostreatus*, posé préalablement au centre de chaque boîte de Pétri. En parallèle nous avons découpés des disques de sachet noirs en PE de même diamètre des boîtes de Pétri, qui ont été pesés avec une balance de précision. Ces derniers sont soigneusement stérilisés avec de l'alcool.

Ces disques stérilisés sont déposés sur le milieu gélosé PDA contenant l'inoculum *Pleurotus ostreatus*. Les boîtes de Pétri contenant l'inoculum sont fermées et incubées à 24°C. Cette opération a été répétée quatre fois.

Le suivi du processus de biodégradation des sachets se fait par l'évaluation des zones claires et la perte en poids des disques des sachets noirs en polyéthylène.

La surface totale colonisée ( $s_c$ ) est obtenue par la formule suivante :

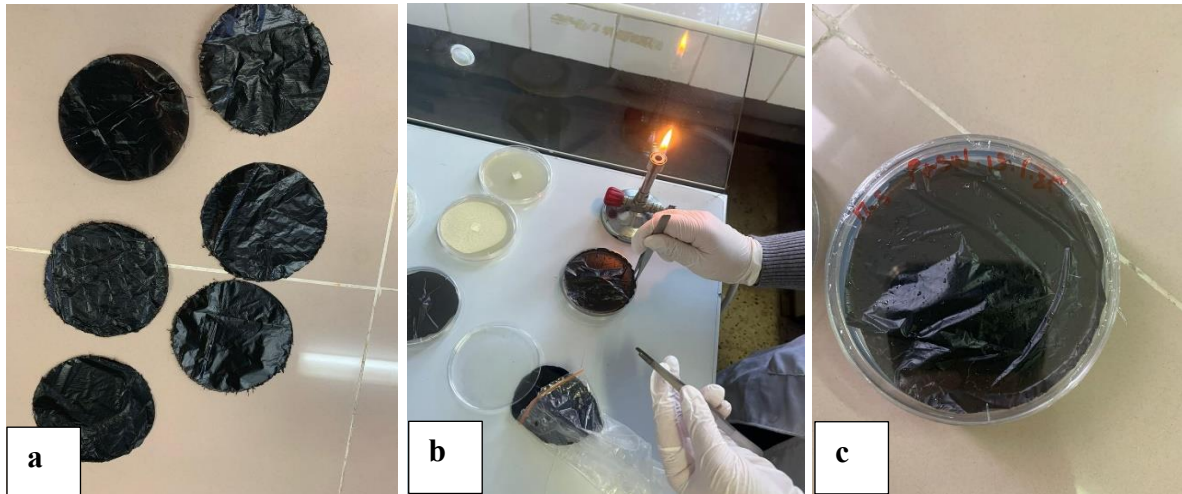
$$\text{surface colonisée} = \text{nombre de carreaux} \times 25$$

sachant que :

$$\begin{aligned} \text{la surface de la boîte de Pétri} &= \pi r^2 \\ &= 3,14 \times (4,5)^2 \\ &= 5672 \text{ mm}^2 \end{aligned}$$

Le taux de dégradation en pourcentage est exprimée par la formule suivante :

$$\text{Taux de dégradation (\%)} = \left( \frac{\text{surface colonisée}}{\text{surface de la boîte de Pétri}} \right) \times 100$$



**Figure 10** : Essai de biodégradation des sachets noirs sur milieu PDA. a : découpage des disques de sachets noirs en PE, b : mise en place des disques de sachets noirs en PE dans les boîtes de Pétri inoculées par *Pleurotus ostreatus* sur milieu PDA, c : incubation à 24°C. (Originale, 2025)

#### IV.2. Essais de biodégradation des sachets noirs en PE dans le sol

Nous avons adopté le protocole modifié d'Espinoza-valdemar et al, (2011).

Nous avons réparti 50 g de sol stérilisé ou non stérilisé dans des flacons en verre de 200 ml. Certains sols sont inoculés avec des inoculum de *Pleurotus ostreatus* prélevés des cultures mycéliennes précédentes (voir les différents traitements du tableau 4). Ensuite, nous avons ajouté à l'intérieur des sols inoculés des carrés de plastiques noirs de 4 cm<sup>2</sup> à raison de quatre par traitement.

Pour mesurer la respiration fongique par la quantité de CO<sub>2</sub> cumulée, nous avons adopté le protocole modifié de Rivera-Espinoza et Dendooven (2004) :

Dans chaque flacon, nous avons mis deux tubes à hémolyse : un tube contient 5 ml d'eau distillée pour assurer l'humidité, et un autre tube contient 5 ml de la solution d'hydrochlorite de sodium NaOH 0,5M pour fixer la quantité de CO<sub>2</sub> dégagée. Un témoin, flacon vide contenant deux tubes à hémolyse, l'un contient 5 ml d'eau distillée et l'autre 5 ml de la solution NaOH 0,5M est réalisé pour le test respirométrique.

Les différents traitements (tableau 4) sont incubés à 27°C dans un incubateur pendant cinq semaines.

**Tableau 5 :** Différents traitements appliqués pour la biodégradation de plastique (polyéthylène) dans le sol.

Substrat	Nombre de répétitions	Identifiant
50 g de sol non stérilisé + inoculum de <i>Pleurotus ostreatus</i> + 4 carrées de sachets noirs + 2 tubes à hémolyse	4	S-N-P-S
50 g de sol stérilisé + inoculum de <i>Pleurotus ostreatus</i> + 4 carrées sachets noirs + 2 tubes en hémolyse	4	S-P-S
Inoculum de <i>Pleurotus ostreatus</i> + 4 carrés de sachets noirs + 2 tubes hémolyse	4	P-S
50 g de sol stérilisé + 4 carrés de sachets noirs + 2 tubes à hémolyse	4	S-N-S

Pour déterminer le poids de l'inoculum dans chaque flacon, nous avons d'abord pesé une boîte de Pétri vide qui est 14,50 g et les boîtes de pétris contenant l'inoculum. Puis nous avons calculé le poids selon la formule suivante :

$$\text{Poids d'inoculum} = \text{poids de la boîte pétri vide} - \text{poids de la boîte pétri contenant l'inoculum.}$$

## V. Analyse statistique

L'analyse des résultats obtenus a été réalisée par le logiciel R.4.4.1. Nous avons utilisé le test non paramétrique de Kruskal-Wallis dans la majorité des analyses statistiques car la normalité n'est pas vérifiée. Il nous a permis de former des groupes homogènes et déterminer s'il existe une différence significative entre les traitements, leurs durées d'application et la croissance

mycélienne. L'ANOVA a été appliqué pour déterminer les quantités de CO<sub>2</sub> fixées en fonction du traitement appliqué en formant des groupes homogènes par le test de Newman-Keuls.

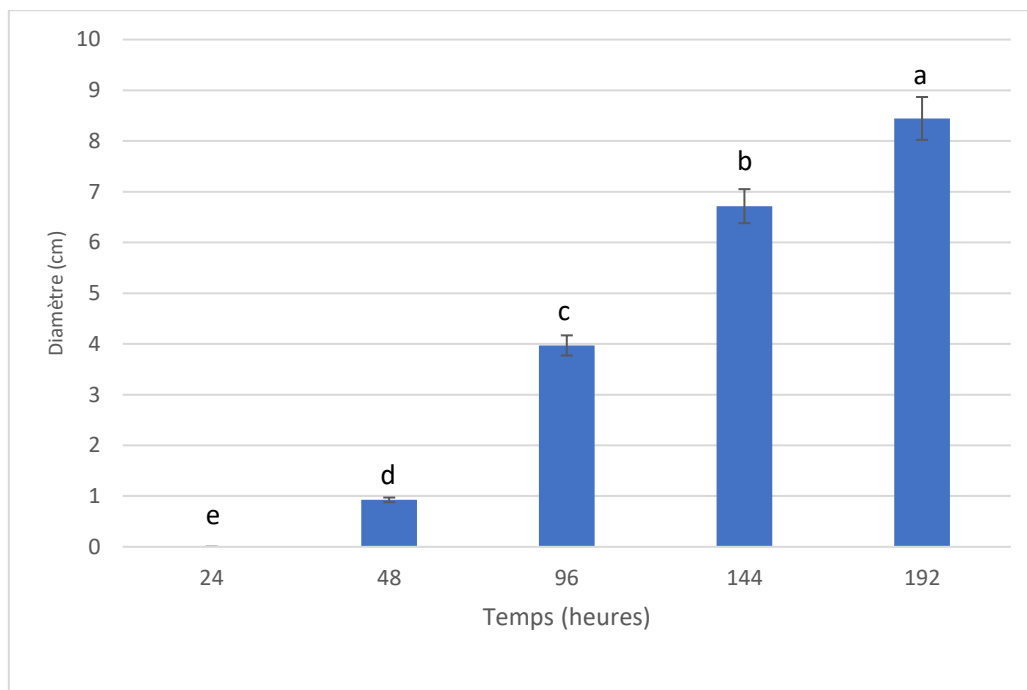
# **CHAPITRE III**

## **Résultats et discussion**

## I. Résultats

### I. 1. Croissance mycélienne de *Pleurotus ostreatus* sur milieu PDA

A partir des résultats illustrés dans la figure 12, le diamètre moyen des colonies mycélienne de *Pleurotus ostreatus* sur milieu PDA augmente progressivement en fonction du temps. Le diamètre moyen de la colonie mycélienne après 48heures d'incubation est de l'ordre de 0,92 cm. Ce diamètre moyen augmente progressivement et atteint 8,4 cm après 192 heures d'incubation.



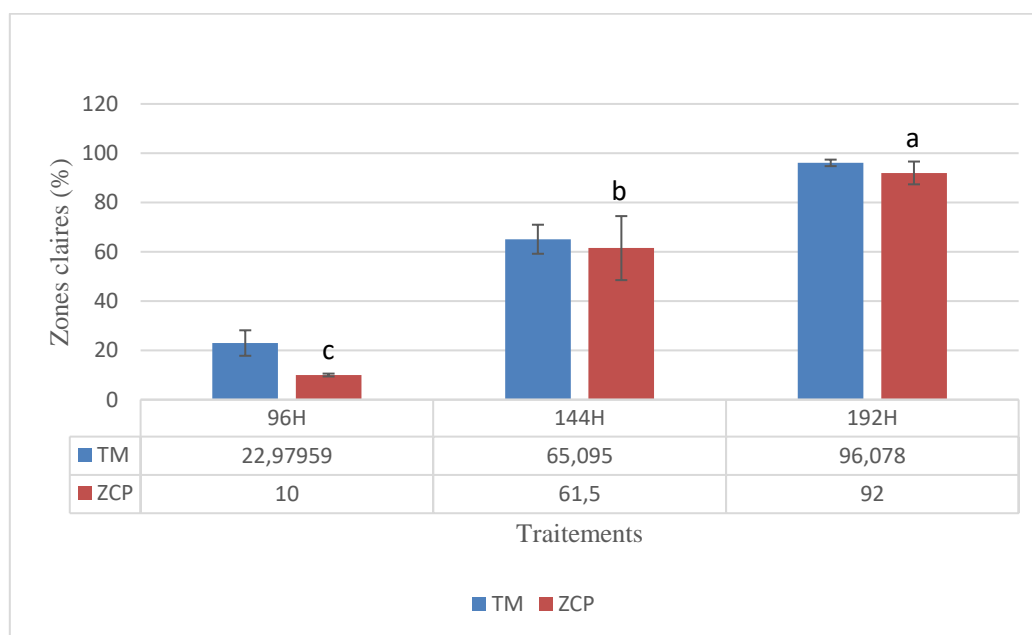
**Figure 11** : Diamètre moyen des colonies mycéliennes de *Pleurotus ostreatus* sur milieu PDA.

Selon le test de Kruskal-Walis, il y a une différence très hautement significative pour le facteur temps, avec une p-value de  $1,08e^{-9}$ . Cinq groupes homogènes ont été obtenus, le groupe « e » de 24 heures, le groupe « d » de 48 heures, le groupe « c » de 96 heures, le groupe « b » de 144 heures et le groupe « a » de 196 heures qui correspond au diamètre moyen de croissance mycélienne la plus élevée (voir annexe).

## I. 2. Essais de biodégradation des sachets noirs par *Pleurotus ostreatus* sur milieu PDA

### I. 2.1. Pourcentage des zones claires de *Pleurotus ostreatus* sur milieu PDA avec sachets noirs

La figure 12 illustre l'augmentation du pourcentage des zones claires de *Pleurotus ostreatus* sur milieu PDA avec les disques de sachets noirs en PE (ZCP) par rapport au témoin (TM) sans sachets en fonction du temps d'incubation. Au début de la biodégradation, après 96 heures d'incubation, le pourcentage des zones claires de ZCP est de l'ordre de 10% par rapport au témoin TM qui présente un pourcentage de 22,69 %. Après 196 heures d'incubation le pourcentage des zones claires ZCP augmente à 92 % et celui du témoin 96%. Le champignon occupe la quasi-totalité de la surface du milieu 96 % en 192 heures.



**Figure 12** : Pourcentage des zones claires de *Pleurotus ostreatus* avec et sans sachets noirs.

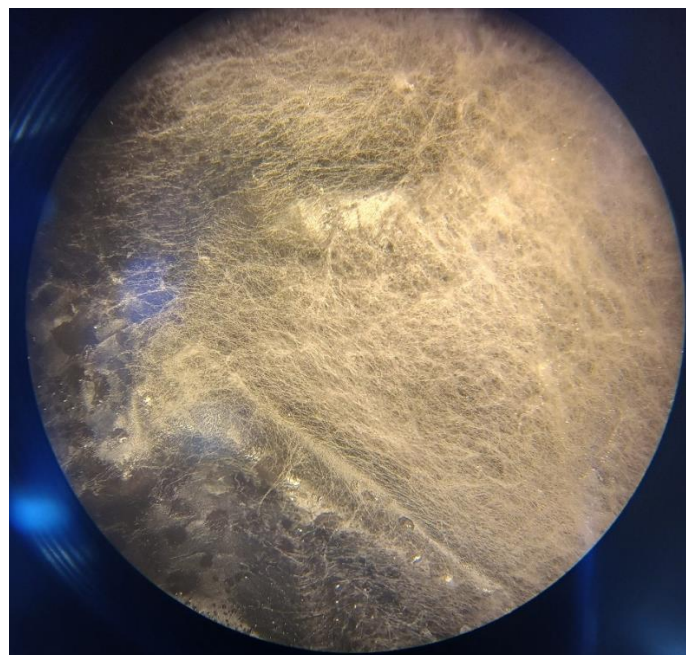
L'analyse statistique des résultats ne révèle pas de différences significatives pour le facteur traitement ZCP et TM (p-value de 0,816). Par contre l'analyse statistique des données révèle une différence très hautement significative pour le facteur temps d'incubation (p-value =  $2,405e^{-06}$ ).

Le test de Kruskal-Walis révèle trois groupes homogènes. Groupe « a » à 192 heures, groupe « b » 144 heures et groupes « c » 96 heures (voir annexes 1)

La figure 13 présente des zones claires de *Pleurotus ostreatus* dus à une croissance mycélienne envahissant la surface du sachets noirs en PE. La figure 14 représente des filaments mycéliens d'une zone claire observée sous microscope au grossissement 400. *Pleurotus ostreatus* utilise le sachet noir en PE comme substrat pour sa croissance.

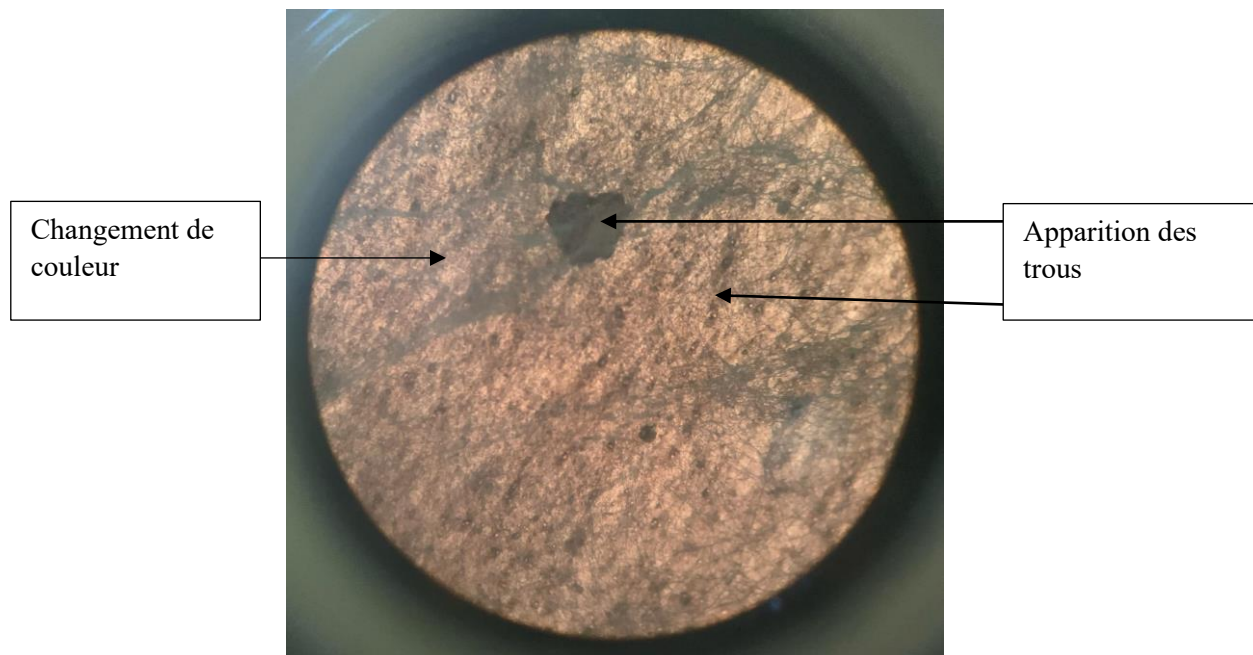


**Figure 13** : Zones claires de *Pleurotus ostreatus* avec sachets noirs sur milieu PDA.



**Figure 14** : Observation à la loupe binoculaire les filaments mycéliens d'une zone claire de *Pleurotus ostreatus* avec sachets noirs sur milieu PDA au grossissement 0,7 x 100.

La figure 15 présente la modification physique et de la couleur des sachets noir en PE après biodégradation par *Pleurotus ostreatus* sur milieu PDA au grossissement 400.



**Figure 15** : Observation microscopique des modifications physiques et de couleur des sachets noirs en PE après biodégradation par *Pleurotus ostreatus* sur milieu PDA au grossissement 400.

### I. 2. 2. Taux de dégradation des sachets noirs sur milieu PDA

La figure 16 montre le taux de dégradation exprimé par le changement du poids des disques de sachets noirs sur milieu PDA après 192 heures de dégradation. Le graphique indique un gain de poids de 10 mg, soit 20%. Ce gain ne pourrait être que le résultat d'un séchage incomplet des sachets noirs avant la pesée, il est aussi la conséquence d'une forte charge mycélienne à l'intérieur du substrat en plastique.

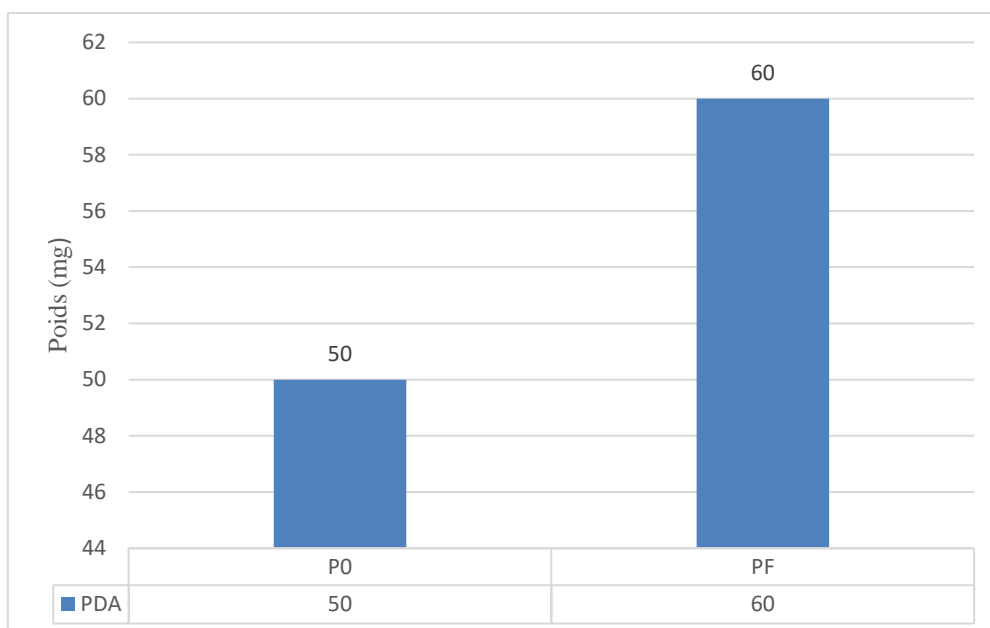


Figure 16 : Taux de dégradation en (mg) des sachets noirs sur milieu PDA.

### I. 3. Caractéristiques du sol

Le tableau 6 représente les résultats du rapport d'analyse du sol réalisé au laboratoire de pédologie, INRF d'Alger et les résultats du rapport d'analyse physicochimique du sol réalisé au laboratoire de contrôle de qualité et de conformité (SARL NEW MN LAB). Ces résultats nous ont permis de déterminer les différentes propriétés du sol.

Tableau 6 : résultats des analyses du sol.

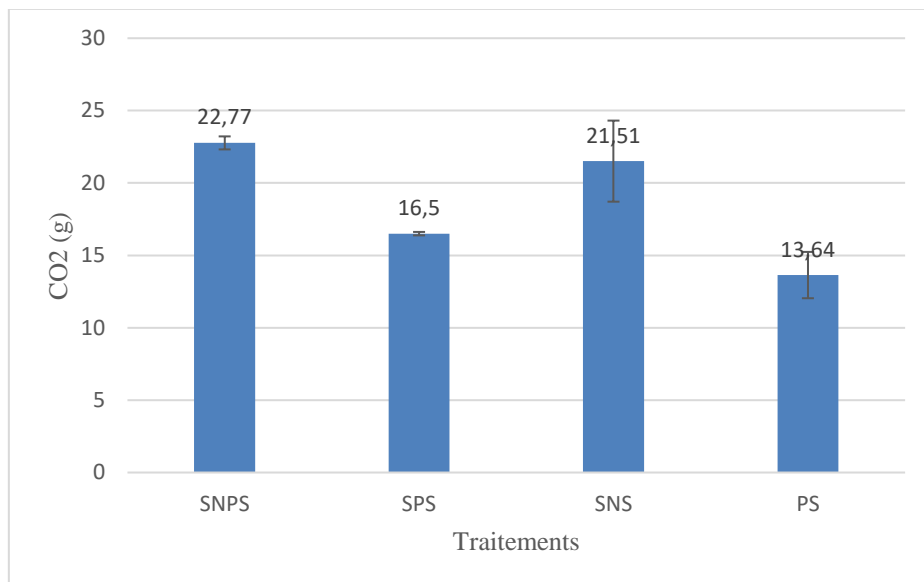
Paramétré	Résultats	Commentaire
Carbone total (%)	1,78	/
Matière organique (%)	3,07	Riche en MO
Granulométrie (%)	A : 31,45 % L : 52,308 % S : 16,242 %	Texture : Limon argilo-sableuse
Azote (%)	0,35 %	/
Capacité au champ	73,33 %	/
Ph	7,23	Neutre
Rapport C / N	5,09	Riche en matière organique minéralisé

## I. 4. Essais de biodégradation des sachets noirs par *Pleurotus ostreatus* dans le sol

### I. 4.1. Activité biologique

Le graphique de la figure 17 révèle les différentes quantités moyennes de CO<sub>2</sub> en (g) cumulée en fonction des 4 traitements (SNPS, SPS, SNS et PS).

SNPS et SNS sont les traitements les plus performants, d'où la quantité de CO<sub>2</sub> cumulé est plus élevée par rapport aux autres traitements. Elles sont respectivement de l'ordre de 22,77 g et 21,51 g/100 g de sol. Contrairement aux traitements SPS qui présente une quantité de CO<sub>2</sub> cumulée de l'ordre de 16,5 g/100g. La plus faible quantité de CO<sub>2</sub> dégagée est enregistrée avec le traitement PS, elle est de l'ordre de 13,64 g/100g.

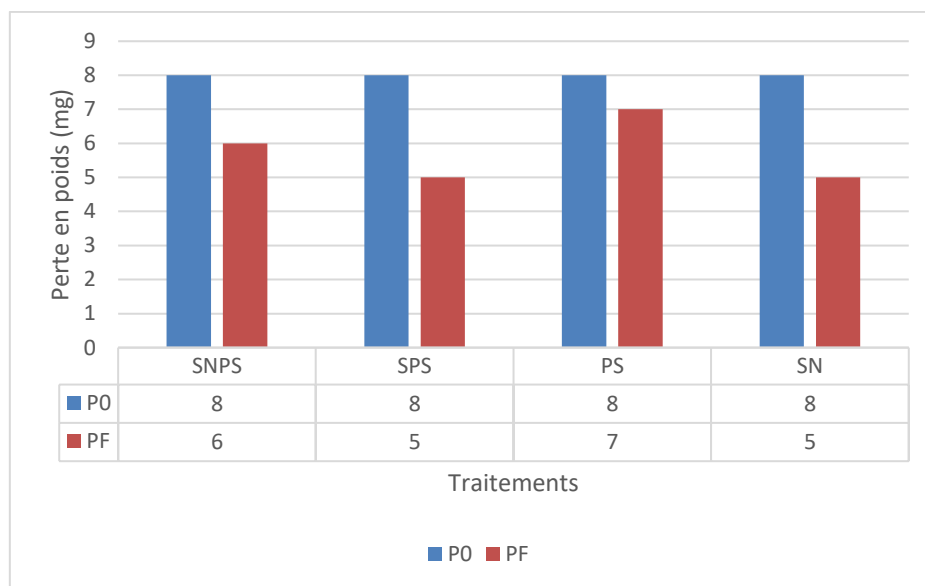


**Figure 17 :** Quantités moyennes de CO<sub>2</sub> cumulées selon les différents traitements.

Les résultats de l'analyse statistique révèlent une différence significative de la variation du CO<sub>2</sub> en fonction du facteur traitement (p-value de 0,017). Le test Kruskal-Walis classe les quatre traitements en trois groupes : les deux traitements SNPS et SNS dans le groupe « a », le traitement SPS dans le groupe « ab » et enfin le traitement PS est classé dans le groupe « b ».

### I. 4.2. Taux de dégradation des sachets noirs dans le sol inoculé par *Pleurotus ostreatus*

Les résultats de la figure 18 présentent le poids initial P0 des sachets noirs et le poids final PF après la biodégradation par le champignon *Pleurotus ostreatus* dans un sol stérilisé (SPS) et non stérilisé (SNPS), ce qui exprime le taux de dégradation après cinq semaines. Les résultats indiquent une perte en poids de 2 mg avec le traitement SNPS, soit 25 % et une perte en poids de l'ordre de 3 mg avec les deux traitements SPS, SNS soit 37,5 % et une perte de 1 mg pour le traitement PS soit 12,5 %.



**Figure 18** : Perte en poids des carrés de sachets noirs avant et après biodégradation dans le sol.

Les résultats de l'analyse statistique indiquent qu'il n'y a pas de différence significative de perte en poids (PP) en fonction des traitements ( $p\text{-value} = 0.0719 > 0,05$ )

## II. Discussion

Le mycélium de *Pleurotus ostreatus* a pu envahir toute la surface gélosée des boîtes de Pétri après 192 heures d'incubation, cela explique que le milieu de culture PDA est un substrat idéal pour la croissance de ce champignon.

La comparaison entre les pourcentages des zones claires du traitement ZCP par rapport au témoin TM au début de la biodégradation révèle que la présence du plastique représente un obstacle au champignon et l'empêche d'occuper l'espace entier et que *Pleurotus ostreatus* avait besoin d'un temps d'adaptation pour envahir les disques de sachets noirs en PE.

Le pourcentage des zones claires de *Pleurotus ostreatus* sur les sachets noirs en PE (ZCP) a atteint 92% après 192 heures d'incubation, ce qui indique la capacité de *Pleurotus ostreatus* à interagir avec le polyéthylène. Il est donc capable de dégrader les sachets noirs en PE. En outre, nous avons constaté des modifications physiques des disques de sachets noirs en polyéthylène après la biodégradation comme l'apparition des petits trous à la surface des sachets noirs et changement de couleur. Selon Srikanth et al (2022), *Pleurotus ostratus* peut dégrader le polyéthylène en absorbant l'élément nutritif « carbone » qui est aussi disponible dans le polyéthylène. Ce mécanisme repose sur la sécrétion d'enzymes « laccases » en montrant son potentiel par sa capacité d'envahir des substrats, cela est exprimé par la croissance mycélienne qui provoque des changements physiques lorsque le champignon pénètre dans le polymère en convertissant les chaînes polymériques complexes en chaînes polymériques simples.

Nous avons constaté après la biodégradation une légère augmentation du poids des disques de sachets noirs en PE sur milieu PDA. Selon El-Aghoury et al. (2006), le gain en poids est une conséquence d'une intensité de la croissance fongique sur la surface des sachets. En outre, selon le même auteure le pourcentage de gain en poids après une période d'incubation représente en effet, les pourcentages d'absorption d'eau sur cette période en raison de la forte humidité. Cela n'empêche pas de prouver l'effet du champignon sur les sachets noirs entraînant des changements physiques.

Le sol que nous avons traité est un sol limoneux-argilo-sableuse, d'une proportion de 31,45 % de limon, 52,308% d'argile et 16,242% de sable. Il se caractérise par une quantité de 1,78 % de carbone organique total et 0,35 % d'azote total qui sont parmi les principaux besoins nutritifs et source d'énergie nécessaires pour le développement et la croissance de *Pleurotus ostreatus* (Bachi et Mebrek, 2007). Le sol présente une richesse en matière organique caractérisée par un faible ratio du carbone organique à l'azote total (C/N) de l'ordre de 5,09, indiquant une

décomposition rapide et avancé et une forte minéralisation de la matière organique (Probert et al, 2005). Il a une bonne capacité de rétention d'eau de l'ordre de 73,33%, permettant une humidité suffisante pour la croissance mycélienne de *Pleurotus ostreatus* dans le sol. Le pH du sol qui est neutre légèrement alcalin (7,23), est optimal pour la croissance mycélienne de *Pleurotus ostreatus* (Bachi et Mebrek, 2007).

Les quantités de CO<sub>2</sub> cumulée dans les différents traitements, sont dégagées par l'activité respiratoire de *Pleurotus ostreatus*. Cela prouve que cette activité biologique traduit une décomposition de la matière plastique en polyéthylène accompagnée d'une respiration cellulaire qui est un processus aérobique où le champignon respire l'O<sub>2</sub> et libère le CO<sub>2</sub>. Selon Espinosa-valdemar et al. (2011), *Pleurotus ostreatus* dégrade la matière plastique. Pendant l'expérience de biodégradation des couches jetables contenant le polymère polyéthylène et polypropylène, *Pleurotus ostreatus* avait une activité biologique significative indiquée par la production de CO<sub>2</sub> résultant de la respiration fongique en maintenant un environnement aérobique favorable à l'activité métabolique du champignon, entraînant ainsi une réduction de plus de 85% de la masse et du volume du déchet.

Nous avons constaté que la perte en poids des sachets noirs est plus importante en sol stérile SPS par rapport au sol non stérile SNPS après cinq semaines d'incubation. Ceci confirme que *Pleurotus ostreatus* est capable de dégrader le plastique en sol stérile sans microorganismes compétiteurs et en sol non stérile en synergie ou compétition avec les microorganismes du sol.

Chnode et al. (2012) ont réalisées une expérience sur la dégradation du nylon 6 par *Trametes versicolor*. Après 90 jours les résultats obtenus ont montré une réduction de masse du matériau et les modifications chimiques tels que la rupture des liaisons caractéristiques du nylon. Un recours à la spectroscopie a permis de valider les résultats et de mettre en évidence les modifications structurelles et de confirmer que le champignon de la pourriture blanche *Trametes versicolor* a la capacité de dégrader le matériau.

# **Conclusion**

## Conclusion

---

L'ensemble des essais de biodégradation des sachets noirs en polyéthylène par le champignon *Pleurotus ostreatus* que nous avons réalisés nous ont permis de conclure que :

Le milieu de culture PDA est un milieu riche en nutriments qui favorise l'entretien, la croissance mycélienne et la multiplication de *Pleurotus ostreatus*. Cela est prouvé par le résultat que nous avons obtenu après 192 heures d'incubation, dont lequel le champignon a envahi tout le milieu avec un diamètre moyen de 8,5 cm.

*Pleurotus ostreatus* a utilisé les disques de sachets noirs en polyéthylène comme substrat et source de carbone pour sa croissance mycélienne. Le pourcentage des zones claires (ZCP) a atteint 92% après 192 heures d'incubation et la biodégradation est confirmée par les modifications physiques observées sur les sachets noirs.

Concernant les essais réalisés dans le sol, nous avons utilisé un sol idéal pour le processus de biodégradation. Il se caractérise par une bonne aération et rétention d'eau grâce à sa texture qui est limono-argilo-sableuse. C'est un sol neutre avec une valeur de pH de 7,23, il contient une fraction de matière organique de l'ordre de 3,07 % et 0,35 % d'azote total et rapport faible de ratio du carbone organique à l'azote total créant un environnement avantageux à la biodégradation des sachets noirs en polyéthylène par *Pleurotus ostreatus*.

L'efficacité de la dégradation des sachets noirs en polyéthylène dans les sols inoculés stériles ou non stériles par *Pleurotus ostreatus* est prouvée par la perte en poids après cinq semaines d'incubation. En effet la biodégradation des sachets noirs est plus prononcée en présence de *Pleurotus ostreatus* dans un sol stérile comme le montre la perte en poids plus importante dans le sol stérilisé (SPS) comparé au sol non stérilisé (SNPS).

La respiration fongique est exprimée par les quantités de CO<sub>2</sub> cumulée dans les différents traitements. En effet l'intensité de la respiration est plus importante dans le sol non stérilisé SNPS elle est de 22,51g/ 100g de sol. Elle est moindre dans le sol stérile et SPS (16,5g/100g de sol), ce qui souligne l'effet du type de sol et de l'inoculation sur l'activité respiratoire.

*Pleurotus ostreatus* est capable de dégrader les sachets noirs en polyéthylène sur milieu PDA et dans le sol stérilisé.

Ces essais de laboratoire de mycoremédiation par *Pleurotus ostreatus* représentent l'une des étapes vers l'élaboration d'un protocole de bioremédiation des sols à grande échelle. En perspective il serait intéressant de mener des études approfondies pour l'utilisation de *Pleurotus ostreatus* dans la dégradation du polyéthylène et :

## Conclusion

---

- Optimiser les conditions de culture tels que, le pH, la température, source de carbone, prétraitement du support, cocultures des champignons de la pourriture blanche afin d'améliorer la dégradation du plastique.
- Il est nécessaire de prolonger la période de séchage des sachet noirs en PE pendant 5 à 15 jours pour éliminer toute traces d'humidité afin d'obtenir des résultats fiables sur le taux de dégradation de plastique par perte de poids.
- La présence de supports lignocellulosiques peut favoriser la synthèse d'enzymes lignolytiques chez *Pleurotus ostreatus*, facilitant la dégradation du plastique. Il serait donc pertinent d'apporter l'inoculum de *Pleurotus ostreatus* sur un support lignocellulosique, comme la paille de blé, les grains d'orge ou le blé, les emballages à base de papier carton.
- Etudier l'activité des enzymes sécrétées par *Pleurotus ostreatus* lors de la dégradation des sachets noirs en PE.
- Etudier les interactions d'autres champignons de la pourriture blanche avec *Pleurotus ostreatus* dans la dégradation des sachets noirs en polyéthylène.

# **Références bibliographiques**

## Références bibliographiques

---

- Académie des sciences. (2021). Les plastiques dans l'environnement (Rapport du 16 mars 2021). [https://www.academie-sciences.fr/pdf/rapport/plastiques\\_16mars2021.pdf](https://www.academie-sciences.fr/pdf/rapport/plastiques_16mars2021.pdf)
- Agence internationale de l'énergie. (2018). Demande par habitant des principaux plastiques dans certains pays en 2015. IEA. <https://www.iea.org/data-and-statistics/charts/per-capita-demand-for-major-plastics-in-selected-countries-in-2015>
- Agence Nationale des Déchets (AND). (2020). Rapport national sur les plastiques à usage unique en Algérie. Alger, Algérie.
- AquaPortail. (2023). Monomère : définition et explications. Mis à jour le 1er septembre 2023. <https://www.aquaportail.com/dictionnaire/definition/2467/monomere>
- Arlie, J :P. (1987). Les thermoplastiques. Paris : Éditions Technip
- Bentayeb, S., et ; Bachir, M. (2024). Essais de biodégradation des hydrocarbures par les champignons au laboratoire [Mémoire de Master, Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou]. Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou.
- Bautista-Zamudio, P. A., Flórez-Restrepo, M. A., López-Legarda, X., Monroy-Giraldo, L. C., Segura-Sánchez, F. (2023). Biodegradation of plastics by white-rot fungi: A review. Science of the Total Environment, 901, 165950. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2023.165950>
- Benamar, M., et Chavant, L. (2010). Guide illustré de la culture d'un champignon comestible : le Pleurote en huître. Éditions El-Amel.
- Bläsing, M., et Amelung, W. (2018). Quantification and identification of microplastics in organic fertilizers: the implication for the manufacture and safe application. Science of the Total Environment, 615, 1289–1297.
- Boudet, A. (2003). Voyage au cœur de la matière plastique : les microstructures des polymères. Paris : Éditions CNRS.
- Borràs, E., Caminal, G., Sarrà, M. et Novotny, C. (2010). Effect of soil bacteria on the ability of polycyclic aromatic hydrocarbons (PAHs) removal by *Trametes versicolor* and *Irpex lacteus* from contaminated soil. Soil Biology and Biochemistry
- Chaker, Y. (2020). Les polymères. Centre Universitaire Tissemsilt. <https://www.univ-tissemsilt.dz/wp-content/uploads/Polycopie-de-cours-les-Polymeres.pdf>

## Références bibliographiques

---

- Chang S T. et Miles P G. (2004). Mushrooms cultivation, nutritional value, medicinal effect, and environmental impact. 2ème Edition, CRC Press, Boca Raton (2004), 480 p.
- Chen S, Su L, Chen J, Wu J (2013) Cutinase: characteristics, preparation and application. *BiotechnolAdv* 31 :1754–1767. <https://doi.org/10.1016/j. Biotechadv.2013.09.005>
- Chonde, S., Chonde, G., Bhosale, P., Nakade, D. B. Et Raut, P. D. (2012). Studies on degradation of synthetic polymer Nylon 6 by fungus *Trametes versicolor* NCIM 1086. *International Journal of Environmental Sciences*, 2(3), 2435-2442
- Claude Duval, (2004). *Matières plastiques et environnement*
- CHAUSSE R. (2023). *Capacités de dégradation du plastique par des champignons issus de milieux naturels contaminés : caractérisation et diversité des espèces isolées*. Thèse de doctorat, Université Claude Bernard Lyon 1, 220 p.
- Da Costa, J. P., Santos, P. S. M., Duarte, A. C., et Rocha-Santos, T. (2017). (Titre à compléter dès que possible). *Journal*, volume, pages. <https://doi.org/...>
- Dussault, D. (2017). *Thèse présentée comme exigence partielle du doctorat en sciences de l'environnement*, Université du Québec à Montréal.
- El-Aghoury, A., Vasudeva, R. K., Banu, D., Elektorowicz, M., et Feldman, D. (2006). Contribution to the study of fungal attack on some plasticized vinyl formulations. *Journal of Polymers and the Environment*, 14(2), 135–147. <https://doi.org/10.1007/s10924-006-0004-9>
- Espinosa-Valdemar, R. M., Turpin-Marion, S., Delfin-Alcala, I. et Vazquez-Morillas, A. (2011). Disposable diapers biodegradation by the fungus *Pleurotus ostreatus*. *Waste Management*, 31, 1683-1688.
- Foster, L. J. R. (2010). PEGylation and bioPEGylation of polyhydroxyalkanoates: Synthesis, characterisation and applications (p. 245). Disponible sur <https://www.researchgate.net/publication/221909475>
- Geyer, R., Jambeck, J. R., et Law, K. L. (2017). Production, use, and fate of all plastics ever made. *Science Advances*, 3(7), e1700782. <https://doi.org/10.1126/sciadv.1700782>
- Hadjoudj, K. (2024). *Étude de la biodégradabilité du plastique par les champignons telluriques des grottes d'Aïn Fezza (Mémoire de master, Université Abou Bekr Belkaïd – Tlemcen, Algérie)*.

## Références bibliographiques

---

- HEAL. (2023). Polymères plastiques courants et leurs monomères associés. Dans *Plastique : inverser la tendance*. Bruxelles : Health and Environment Alliance.
- Hock OG, Lum HW, De Qin D, Kee WK, Shing WL (2019) The growth and laccase activity of edible mushrooms involved in plastics degradation, Researchgate. Toxicology. 15
- Hofrichter M, Ullrich R (2006) Heme-thiolate haloperoxidases: versatile biocatalysts with biotechnological and environmental significance. *Appl Microbiol Biotechnol* 71(3) :276–288
- Lamniai,M.,et Zergani,A.(2022). Synthèses, caractérisations et applications des matrices polymériques Poly Chlorure de Vinyle 4000M (PVC4000M) modifiées par des amines primaires aliphatiques (Mémoire de master, université D'OUARGLA).
- Madeleine, C. (2024). Les gens contre le plastique : soutien mondial en faveur d'un traité sur les plastiques fort. Greenpeace.
- Naeco. (2023, 2 mai). Histoire du plastique : origine et évolution. Naeco Packaging. <https://naeco.com/fr/actualite/histoire-du-plastique-origine-et-evolution/>
- Probert, M.E., Smith, J.L., et Osborne, L.D. (2005). Net nitrogen mineralized from different manures in an incubation study lasting 24 weeks. *Soil Biology & Biochemistry*, 37(2), 279-287.
- Rama-Mercier, R., Sigoillot, J.-C., et Mougin, C. (1997). Des champignons pour réhabiliter les sols pollués. *Biofutur*, 1997(170), 34–36. <https://hal.science/hal-01600238v1>
- Rillig, M. C., Lehmann, A., Ryo, M., Bergmann, J., De Souza Machado, A. A., Yang, G., ... Antonov, I. V. (2022). Que devient le plastique dans le sol ? Une revue des effets et des mécanismes de dégradation. *Science of the Total Environment*, 817, 152762. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2022.152762>
- Srikanth, M., Sandeep, T. S. R. S., Sucharitha, K., et Godi, S. (2022). Biodegradation of plastic polymers by fungi: A brief review. *Bioresources and Bioprocessing*, 9(42).<https://doi.org/10.1186/s40643-022-00532-4>
- Société Chimique de France. (S.d.). Éthylène. Produits SCF. <https://new.societechimiquedefrance.fr/produits/ethylene/>
- Shah, A., Hasan, F., Hameed, A. et Ahmed, S. (2008). Biological degradation of plastics: a comprehensive review. *Biotechnology Advances*, 26, 246-265.
- Stenmarck, A., Belleza, E.L., Frane, A., Busch, N., Larsen, A., Wahlström, M., (2017).

## Références bibliographiques

---

- Rivera-Espinoza, Y. and Dendooven, L. (2004): Dynamics of carbon, nitrogen and hydrocarbons in diesel-contaminated soil amended with biosolids and maize. *Chemospher.* 54 (3): 379-386. Doi: 10.1016/S0045-6535 (03)00653-2.
  
- Taylor, A.W. et Stamets, P. E. (2014). Implementing Fungal Cultivation in Biofiltration Systems – The Past, Present, and Future of Mycofiltration. In: Wilkinson, K. M., Haase, D. L., Pinto, J. R., technical coordinators. National Proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations-2013. Fort Collins (CO): USDA Forest Service, Rocky Mountain Research Station. Proceedings RMRS-P-72. 23-28. Récupéré de : [http://www.fs.fed.us/rm/pubs/rmrs\\_p072.html](http://www.fs.fed.us/rm/pubs/rmrs_p072.html)
  
- Vertommen MAME, Nierstrasz VA, van der Veer M, Warmoeskerken MMCG (2005) Enzymatic surface modification of polyethylene terephthalate. *J Biotechnol* 120 :376–386. <https://doi.org/10.1016/j.jbiotec.2005.06.015>
  
- Wahl, A. (2022). Distribution et comportement de débris plastiques dans un sol agricole amendé en compost de déchets ménagers (Thèse de doctorat, Université de Rennes). <https://theses.hal.science/tel-04060684>
  
- Weiland M, Daro A, David C (1995) Biodegradation of thermally oxidized polyethylene. *Polym Degrad Stabil* 48 :275–289-Agence internationale de l'énergie. (2018). Demande par habitant des principaux plastiques dans certains pays en 2015. IEA. <https://www.iea.org/data-and-statistics/charts/per-capita-demand-for-major-plastics-in-selected-countries-in-2015>

## Références bibliographiques

---

# Liste des annexes

## Liste des annexes

### Annexes 1

- Résultats de croissance mycélienne moyen sur milieu PDA

Heures	24H	48H	96H	144H	192H
<b>Moyen ± écart</b>					

- Résultats de Kruskal-Walis pour la croissance mycélienne

Groupe	Temps	Valeur moyenne
<b>Groupe a</b>	196 H	45.5
<b>Groupe b</b>	148 H	35.5
<b>Groupe c</b>	96 H	25.5
<b>Groupe d</b>	48 H	15.5
<b>Groupe e</b>	24 H	5.5

- Pourcentage des zones claires de *Pleurotus ostreatus* avec sachets noirs.

Heures	96H	144H	192H
Pourcentage	10%	61,5%	92%

- Résultats de Kruskal-Walis pour la comparaison entre les zones claires entre le témoin TM (*Pleurotus ostreatus* seul) et *Pleurotus ostreatus* avec sachets noir ZCP en fonction du temps.

Groupe	Temps	Valeur moyenne
<b>Groupe a</b>	192 H	25.5
<b>Groupe b</b>	144 H	15.5
<b>Groupe c</b>	96 H	5.5

- Poids des disques de sachets noirs avant et après la dégradation

Milieu	P0 en (g)	Pf en (g)
PDA	50 g	60 g

### Annexes 2

- Résultats du ph moyen

	Ph
<b>Moyen ± écart</b>	7,23 ± 0,025

## Liste des annexes

- Résultats de mesures de la capacité au champ (%) du sol

Echantillon	Poids du sol mouillé	Poids du sol sec	Capacité au champ (%)
1	18	10	80
2	19	11	70
3	19	11	70

### Annexes 3

- Poids d'avant et après biodégradation des sachets noirs traité par le champignon *pleurotus ostreatus* dans sol

Traitement	Poids initial en (mg)	Poids final en (mg)
SNSP	8	6
SPS	8	5
PS	8	7
SN	8	5

- Quantité de CO<sub>2</sub> fixée

Flacon	Quantité de HCl titrée en (ml)	Quantité de CO <sub>2</sub> en (g)
SNPS 1	3,4 ml	22,88
SNPS 2	3,7	21,56
SNPS 3	3,4	22,88
SNPS 4	3,2	23,76
SPS 1	4,9	16,28
SPS 2	4,9	16,28
SPS 3	4,8	16,72
SPS 4	4,8	16,72
SN 1	2,1	28,4
SN 2	5	21,56
SN 3	3,7	14,52
SN 4	5,3	21,56
PS 1	4	20,24
PS 2	5,2	14,96
PS 3	6,3	10,12
PS 4	6,5	9,24

- Résultat du test levane de la quantité moyenne de CO<sub>2</sub> fixé en fonction du traitement

Groupe	Traitement	Valeur moyenne
Groupe a	SNPS- SN	22.77 - 21.51
Groupe ab	SPS	16.50
Groupe b	PS	13.64

## Résumé

La pollution plastique est devenue une problématique environnementale majeure en raison de l'augmentation spectaculaire de la production mondiale du plastique. Face à cette problématique des méthodes ont été mise en place comme l'utilisation des champignons de la pourriture blanche. Dans cette optique notre étude a pour but d'évaluer la capacité de *Pleurotus ostreatus*, connu sous le nom de pleurote en huitre à dégrader les sachets noirs en polyéthylène. Les résultats obtenus montrent que le milieu PDA est favorable à la croissance mycélienne de *Pleurotus ostreatus*. Le pourcentage des zones claires de *Pleurotus ostreatus* sur les disques de sachet noir en polyéthylène a atteint un maximum de 96% après 192 heures d'incubation cette biodégradation est accompagnée d'une augmentation de poids de 10mg de ces sachets sur milieu PDA. Dans les sols stériles ou non la respiration est intense avec les traitements inoculés par *Pleurotus ostreatus*. L'accumulation de CO<sub>2</sub> la plus performante est de l'ordre de 22,7g/100g de sol et 21,41g/100g de sol pour les traitements SNPS et SNS. Une perte en poids de 3mg a été observée dans le traitement SPS. Le champignon de pourriture blanche *Pleurotus ostreatus* ouvrent des perspectives intéressantes pour des applications de biodégradation des sachets noirs en plastique.

Mots clés : sachets noirs en polyéthylène, *Pleurotus ostreatus*, biodégradation, sol.

## Abstract

Plastic pollution has become a major environmental issue due to the dramatic increase in global plastic production. Methods have been developed to address this issue, such as the use of white rot fungi. With this in mind, our study aimed to evaluate the ability of *Pleurotus ostreatus*, known as the oyster mushroom, to degrade black polyethylene bags. The results obtained show that the PDA medium is favorable to the mycelial growth of *Pleurotus ostreatus*. The percentage of clear areas of *Pleurotus ostreatus* on the black polyethylene bag discs reached a maximum of 96% after 192 hours of incubation. This biodegradation is accompanied by a 10 mg increase in the weight of these bags on PDA medium. In sterile or non-sterile soils, respiration is intense with treatments inoculated with *Pleurotus ostreatus*. The highest CO<sub>2</sub> accumulation rates were 22.7g/100g of soil and 21.41g/100g of soil for the SNPS and SNS treatments. A weight loss of 3mg was observed in the SPS treatment. The white rot fungus *Pleurotus ostreatus* offers interesting prospects for biodegradation applications of black plastic bags.

Keywords: black polyethylene bags, *Pleurotus ostreatus*, biodegradation, soil.

