



REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE MOULOU D MAMMERI DE TIZI-OUZOU

Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques
Département d'Ecologie et environnement

MEMOIRE DE FIN D'ETUDES

En vue de l'obtention du diplôme de Master en Ecologie et environnement
Spécialité : Protection des écosystèmes

Thème

Biodégradation des plastiques par le champignon de Paris
***Agaricus bisporus* Imbach, 1946.**

Réalisé par :

Melle : Benfdila Souad

Melle : Benabderrahmane Kenza

Devant le jury composé de :

Présidente : Mme SADOUDI ALI AHMED D.

Professeur à l'UMMTO

Promotrice : Mme BACHI K.

Maitre de conférences B à l'UMMTO

Examinatrice : Mme ALI AHMED S.

Maitre de conférences B à l'UMMTO

Année universitaire : 2023/2024

Remerciements

Nous tenons à exprimer nos vifs remerciements et notre profonde gratitude à notre promotrice, Madame BACHI Karima, Professeure chercheuse et Maître de conférences B à l'Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou, pour avoir accepté de nous encadrer. Ses précieux conseils et sa disponibilité tout au long de l'élaboration de ce mémoire ont grandement contribué à la réussite de ce travail.

Nous remercions également les membres du jury : Madame SADOUDI ALI AHMED Djamilia, Professeure à l'Université Mouloud Mammeri, qui nous a fait l'honneur de présider ce jury, ainsi que Madame ALI AHMED Samira, enseignante-chercheuse et Maître de conférences B à l'Université Mouloud Mammeri, pour avoir accepté d'examiner notre travail. Nous tenons à exprimer une reconnaissance particulière à Mme ALI AHMED Samira pour son aide précieuse dans la réalisation des analyses statistiques, ainsi que pour ses conseils.

Nous souhaitons également remercier Madame ABROUS.H, ingénieure au laboratoire Phythologie Protection des Ecosystèmes de la faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomique de l'UMMTO, pour son soutien technique.

Nous n'oublions pas d'exprimer notre gratitude à l'ensemble des enseignants de l'UMMTO, et en particulier à ceux du Master Protection des écosystèmes, qui ont contribué à notre formation et au développement de nos compétences.

Enfin, nous tenons à remercier toutes les personnes qui ont contribué, de près ou de loin, à la concrétisation de ce travail.

Dédicaces

Je remercie tout d'abord DIEU tout puissant de m'avoir donné la force, la volonté et la patience de réaliser cette étude.

Je dédie ce travail à mes très chers parents pour leur soutien et encouragement, et d'avoir mis toute leur confiance en moi.

Mes remerciements les plus sincères à mes chers frères et sœurs : Mouh Arezki, Fateh, Safia, Wahiba et Djamila.

Je remercie mes chers cousins et cousines, pour leurs encouragements durant le parcours de préparation de ce travail.

A ma meilleur amie Lydia Azouz, Tu as été ma source de soutien, d'encouragement et de réconfort tout au long de ce parcours. Merci d'avoir été ma lumière, mon pilier, et mon inspiration. Je te dédie ce travail avec tout mon amour et ma gratitude.

À MOHAKLI, pour sa présence réconfortante, ses encouragements infaillibles. Merci d'avoir toujours cru en moi.

À KENZA, à travers les défis et les succès, ta collaboration a été inestimable. Ton engagement, ta créativité et ta détermination ont fait de ce projet une véritable aventure. Merci d'avoir partagé ce chemin avec moi, pour ta passion, ton soutien et ta persévérance. Ce mémoire est le reflet de notre travail acharné et de notre complicité.

Je te dédie ce travail avec toute ma reconnaissance et mon admiration.

A mes deux amies Celina et Leticia, pour leur soutien constant et leur amitié précieuse. Merci d'avoir été là à chaque étape.

Enfin, j'adresse un énorme merci à tous ceux qui ont contribué de loin ou de près à l'accomplissement de ce modeste travail.

Souad

Dédicaces

Je remercie tout d'abord DIEU tout puissant de m'avoir donné la force, la volonté et la patience de réaliser ce travail.

Je dédie ce travail à :

- ♥ *Ma chère mère et à mon père qui n'a pas pu voir ce travail que Dieu l'accueille dans son vaste paradis, merci pour votre amour inconditionnel, votre soutien indéfectible et vos sacrifices tout au long de mon parcours, ce travail est le fruit de vos efforts, J'espère que je vous ai honoré à travers ce travail et que vous êtes fier de moi.*
- ♥ *À tous les membres de ma famille, mes neveux, en particulier Ilyas le plus proche à mon cœur merci pour votre encouragement, votre confiance en moi.*
- ♥ *À mes cousine et cousin, merci pour votre aide, vos soutiens indispensables.*
- ♥ *À toutes mes amis pour les rires, les fous rires, les moments de doute et de joie partagés. Merci d'avoir égayé mon quotidien et d'avoir rendu cette expérience inoubliable.*
- ♥ *À ma binôme Souad qui est comme ma sœur et ma meilleure amie, dans les défis et les réussites, merci pour votre soutien, votre aide, votre présence à mes côtés à tout moment et pour votre amour infini, merci d'avoir partagé ce voyage avec moi et de faire de cette expérience merveilleuse et inoubliable.*
- ♥ *Enfin, j'adresse un énorme merci à tous ceux qui ont contribué de loin ou de près à l'accomplissement de ce modeste travail.*

Kenza

Liste des figures

Figure 1 : Marché d'utilisation du plastique dans le monde (Lechner, 2014).	3
Figure 2 : Production mondiale de plastique à partir de 1950 (Crawford et al, 2017).	9
Figure 3 : Morphologie de champignon de Paris (Feedrocinko, 2004).	17
Figure 4 : Etapes de préparation de sol.	18
Figure 5 : Etapes de mesure le pH du sol.	19
Figure 6 : Etapes de mesurer la capacité au champ du sol.	20
Figure 7 : Préparation du milieu PDA (Potato Dextrose Agar).	21
Figure 8 : Coulage du milieu PDA.	22
Figure 9 : Technique de bouturage des carpophores d' <i>Agaricus bisporus</i> et ensemencement des fragments mycéliens sur milieu PDA.	23
Figure 10 : Mycélium d' <i>Agaricus bisporus</i> 8 jours.	23
Figure 11 : Technique de repiquage sur milieu gélosé PDA.	24
Figure 12 : Schéma expliquant la méthode de mesure du diamètre moyen (cm) de la colonie mycélienne d' <i>Agaricus bisporus</i>	25
Figure 13 : Evaluation de la croissance mycélienne moyenne (cm) d' <i>Agaricus bisporus</i>	26
Figure 14 : Repiquage et multiplication du mycélium d' <i>Agaricus bisporus</i> sur le milieu PDA.	27
Figure 15 : Disque stérilisé de sachets noir en PE de même diamètre.	27
Figure 16 : L'essai culture un mycélium à partir d' <i>Agaricus bisporus</i> + sachet noir (PE) (Traitement Pch).	27
Figure 17 : Dispositif expérimentale de l'essai de la biodégradation des sachets noir en PE dans le sol.	29
Figure 18 : Sol inoculé par <i>Agaricus bisporus</i> sans les quatre sachets noir en PE.	30
Figure 19 : Sol inoculé par <i>Agaricus bisporus</i> avec quatre sachets noir en PE.	30
Figure 20 : Sol sans l'inoculum d' <i>Agaricus bisporus</i> et sans les quatre sachets noir en PE.	30
Figure 21 : Flacon contenant uniquement deux tubes à hémolyse l'un contenant du NaOH et l'autre 5ml d'eau distillé.	30
Figure 22 : Titrage de la solution NaOH avec HCL à 0,25M.	32
Figure 23 : Croissance mycélienne moyenne d' <i>Agaricus bisporus</i> sur le milieu PDA.	33
Figure 24 : Pourcentage des zones claires d' <i>Agaricus bisporus</i> des trois traitement en fonction du temps.	35
Figure 25 : Croissance fongique d' <i>Agaricus bisporus</i> sur le milieu gélosé PDA.	37
Figure 26 : Evaluation des zones claires d' <i>Agaricus bisporus</i> (cm ²) sur le milieu gélosé PDA.	37
Figure 27 : Poids des sachets noir en PE après la biodégradation sur le milieu PDA.	39
Figure 28 : Observation microscopique de la dégradation d'un sachet noir en PE par <i>Agaricus bisporus</i>	39
Figure 29 : Quantité de CO ₂ cumulée en fonction des différents traitement.	42
Figure 30 : Poids des sachets noir en PE après la biodégradation dans le sol.	44

Liste des tables

Tableau 1 : Nom, abréviation et la formule chimique des principaux plastiques trouvée dans les déchets (Addou, 2009).	6
Tableau 2 : Les avantages et les inconvénients des secs en plastique (Cavieau, 2016).	10
Tableau 3 : Matériel de laboratoire.	15
Tableau 4 : Résultats des analyses du sol.	41

Liste des abréviations

PE : Polyéthylène.

PEBD : Polyéthylène basse densité.

PEHD : Polyéthylène haute densité.

PP : Polypropylène.

PS : Polystyrène.

HIPS : High-impact polystyrene.

PSE : Polystyrène expansé.

PET : Polyéthylène téréphtalate.

PVC : Polychlorure de vinyle.

PUR : Polyuréthanes.

PF : Phénoplastes.

MF : Aminoplastes.

BPA : bisphénol-A ou BPA.

POP : Polluants organiques persistants.

CEC : Capacité d'échange cationique.

DHP : la lignine synthétique.

PDA : Potato Dextrose Agar.

Ch : Champignon *Agaricus bisporus* sur le milieu PDA.

PCh : Champignon *Agaricus bisporus* sur le milieu PDA avec sachets noir en PE.

P : Sachet noir en PE sur milieu PDA.

SCHP : Champignon *Agaricus bisporus* + sachet noir(PE) sur milieu PDA.

SCHSn : sol inoculé par *Agaricus bisporus* avec quatre sachets noirs PE.

SCH-Sn : sol inoculé avec l'inoculum d'*Agaricus bisporus* sans les quatre sachets noirs PE.

SSn-CH : sol sans l'inoculum d'*Agaricus bisporus* et sans les quatre sachets noirs PE.

TM : Témoins sachet noir en PE + milieu PDA.

Pp : Perte de poids.

Pi : Poids initial.

Pb : Poids après la biodégradation.

MO : Matière Organique.

A (%) : Pourcentage d'Argile.

L (%) : Pourcentage de Limon.

S (%) : Pourcentage de Sable.

Sommaire

Introduction générale.....	1
1 Généralité sur le plastique.....	3
1.1 Définition.....	3
1.2 Polymérisation.....	4
1.2.1 Polymère.....	4
1.2.2 Monomère.....	4
1.3 Nature et origine du plastique.....	4
1.4 Caractéristiques des plastiques.....	4
1.5 Types des plastiques.....	5
1.5.1 Thermoplastiques.....	5
1.5.2 Thermodurcissable.....	7
1.5.3 Élastomère (Les caoutchoucs).....	7
1.6 Pollution plastique.....	7
1.7 Production mondiale du plastique.....	8
2 Sac en plastique.....	9
2.1 Composition chimique des sacs en plastique.....	9
2.2 Type de sacs en plastiques.....	10
2.3 Avantages et inconvénients des sacs en plastiques.....	10
2.4 Effets des déchets plastiques sur le sol.....	11
2.5 Consommation des sachets plastiques dans le monde et en Algérie.....	11
3 Biodégradation des plastiques par les champignons.....	12
3.1 Définition de la biodégradation.....	12
3.2 Mycoremédiation.....	13

Chapitre 2 : Matériel et méthode

1 Matériels.....	15
1.1 Sol.....	15
1.2 Plastique (Sachet noir en PE).....	15
1.3 Matériel de laboratoire.....	15
1.4 Matériel biologique (Champignon de Paris).....	16
1.4.1 Classification de champignon de Paris.....	16
1.4.2 Systématique.....	16
1.5 Milieu de culture.....	17

2	Méthodes	17
2.1	Préparation du sol.....	17
2.2	Caractérisation du sol.....	18
2.2.1	Mesure du pH.....	18
2.2.2	Capacité au champ.....	19
2.2.3	Analyse granulométrique.....	20
2.2.4	Matière organique (MO).....	21
2.2.5	Dosage de l'azote.....	21
2.3	Préparation et stérilisation de milieu PDA (Rapilly, 1968).....	21
2.4	Coulage du milieu PDA.....	22
2.5	Bouturage des carpophores d' <i>Agaricus bisporus</i>	22
2.6	Entretien et repiquage du mycélium.....	23
2.7	Incubation.....	25
2.7.1	Evaluation de la croissance mycélienne.....	25
3	Essais de biodégradation des sachets noirs en PE par l'<i>Agaricus bisporus</i>	26
3.1	Essais de biodégradation sur milieu PDA.....	26
3.2	La biodégradation des sachets noirs en PE dans le sol.....	28
4	Activité biologiques	30
5	Méthode d'analyse statistique	32

Chapitre 3 : Résultat et discussion

1	Essais de biodégradation des sachets noir en PE par <i>Agaricus bisporus</i>	33
1.1	Croissance mycélienne moyenne d' <i>Agaricus bisporus</i> sur milieu PDA.....	33
1.2	Comparaison des pourcentages des zones claires d' <i>Agaricus bisporus</i> des trois traitements en fonction du temps d'incubation.....	35
1.3	Taux de dégradation des sachets noirs en PE sur le milieu PDA.....	38
2	Essais de Biodégradation des sachets noirs en PE par <i>Agaricus bisporus</i> dans le sol 40	
2.1	Caractéristique du sol.....	40
2.2	Essais de biodégradation des sachets noirs en PE dans le sol.....	42
2.2.1	Evaluation de la respiration fongique.....	42
2.2.2	Taux de dégradation des sachets noirs en PE dans le sol.....	44
	Conclusion générale	46.

Référence

Annexes

Résumer



Introduction générale

Introduction générale

La pollution plastique est devenue une préoccupation mondiale majeure, affectant les écosystèmes terrestres et provoquant des risques significatifs pour l'environnement et la santé humaine. Elle est devenue l'un des défis environnementaux les plus pressants du XXI^e siècle. Chaque année, des millions de tonnes de déchets plastiques sont générés, une grande partie d'entre eux étant constituée de polyéthylène (PE), un polymère largement utilisé pour la fabrication des sachets et d'autres emballages (Geyer et al., 2017). Il représente environ 34% de la production totale de plastiques dans le monde (PlasticsEurope, 2020). Le polyéthylène, s'accumule à la surface des sols, il est souvent ingéré par la faune et la microfaune terrestres. Il s'intègre facilement dans la chaîne alimentaire, provoquant des effets graves pour tous les organismes vivants ajoutant une dimension supplémentaire à la crise des déchets plastiques (Bonhomme et al., 2003 ; Singh., 2005 ; Sen et Raut 2015). Sa résistance et sa durabilité, bien que bénéfiques pour de nombreuses applications industrielles, en font un polluant persistant, difficilement dégradé par les processus naturels (Shah et al., 2008).

La structure chimique linéaire, composée de longues chaînes de monomères d'éthylène, confère au PE une grande résistance mécanique et chimique, rendant sa dégradation naturelle extrêmement lente (Shah et al., 2008 ; Geyer et al., 2017). Les méthodes traditionnelles de gestion des déchets plastiques comprennent la mise en décharge, l'incinération et le recyclage. Cependant, chacune de ces méthodes présente des inconvénients significatifs. Les plastiques déposés dans les décharges peuvent prendre des centaines d'années pour se décomposer, contribuant ainsi à la pollution des sols et des eaux souterraines. De plus, l'espace disponible pour les décharges est limité (Hopewell et al., 2009). L'incinération des plastiques peut réduire le volume des déchets, mais elle génère des émissions toxiques, y compris des dioxines et des furanes, qui sont nocives pour la santé humaine et l'environnement (Verma et al., 2016).

Bien que le recyclage soit une option plus durable, il est souvent limité par la qualité des plastiques récupérés et la viabilité économique du processus. De nombreux types de plastiques ne sont pas facilement recyclables (Hopewell et al., 2009). Face à cette crise, la recherche scientifique s'oriente vers des solutions innovantes pour la gestion des déchets plastiques, et la biodégradation par des microorganismes vivants tels que les bactéries et les champignons apparaît comme une voie prometteuse (Zhang et al., 2012).

En général, la biodégradation des plastiques implique la croissance des microorganismes à la surface du plastique, où ce dernier, est consommé comme source des nutriments. Parmi les différents organismes étudiés, les champignons de la pourriture blanche ont démontré des

Introduction générale

capacités intéressantes de dégrader les plastique (Singh et al., 2020). Des études ont révélés que des espèces de champignons de la pourriture blanche sont capables de dégrader le plastique comme *Pleurotus ostreatus*, *Pleurotus abalones* et *Pleurotus eryngii* (Luz et al., 2013 ; Tiwari et Tiwari., 2013 ; Kale et al., 2015 ; Hock et al., 2019 ; Srikanth et al., 2022).

Dans ce contexte, le champignon *Agaricus bisporus*, couramment connu sous le nom de champignon de Paris, est particulièrement prometteur en raison de sa capacité à dégrader le plastique grâce à ses propriétés enzymatiques lignocellulolytiques qui ouvrent des perspectives intéressantes pour la dégradation des polymères synthétiques comme le PE (Janusz et al., 2017 ; ; Pinto et al., 2017 ; Srikanth et al., 2022). L'efficacité de la biodégradation des sachets noirs en PE par *Agaricus bisporus* dans les sols pollués, qui est l'objectif de notre étude, dépend de divers facteurs tels que la présence de co-substrats, du pourcentage de carbone et de l'azote, de la matière organique, du pH, de l'humidité, de la concentration en oxygène, de granulométrie du sol et sa capacité à retenir l'eau (Shah et al., 2008).

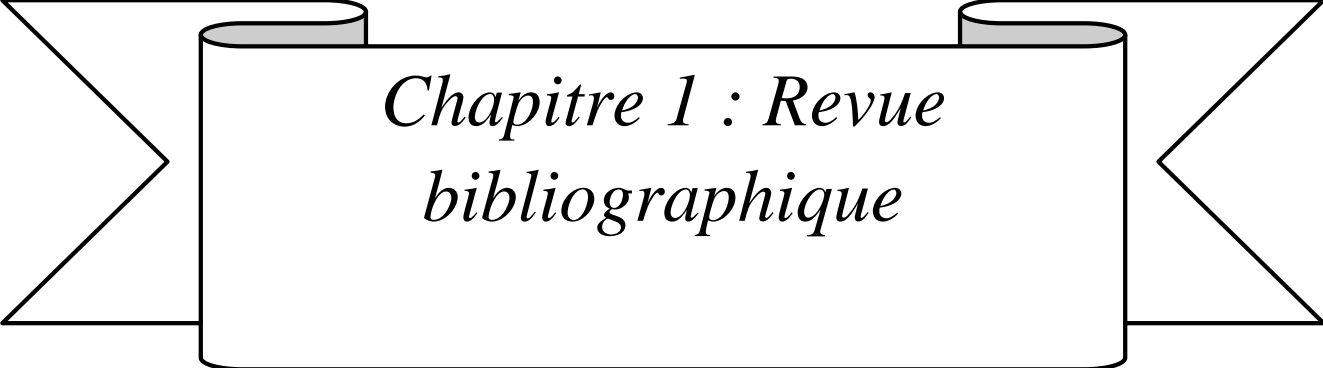
C'est dans cette perspective que s'inscrit la présente étude réalisée au laboratoire PSEMRVC (Protection, Sauvegarde des Espèces Menacées et des Récoltes. Variation Climatiques) de la faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques de l'Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou (Hesnaoua 2). Elle consiste à réaliser un essai de biodégradation des sachets noirs en plastiques par *Agaricus bisporus* sur milieu gélosé PDA et dans un sol. Cette biodégradation est évaluée sur milieu PDA par le pourcentage des zones claires observées sur la surface des sachets en PE et par la réduction de leur poids et les modifications physique observées sur les sachets. Dans le sol, la biodégradation est évaluée par la respiration fongique et la perte en poids des sachets.

Ainsi ce mémoire est scindé en trois chapitres.

Le premier chapitre sur revue bibliographique sur les plastiques, le sol, et la biodégradation.

Le second chapitre présente le matériel utilisé et les méthodes d'études.

Le troisième chapitre expose les résultats obtenus et leur discussion, puis nous terminons par une conclusion générale.



*Chapitre 1 : Revue
bibliographique*

1 Généralité sur le plastique

L'évolution du plastique corrélée à ses atouts majeurs, font de lui un matériau de substitution, au détriment des métaux (Gilbert, 2017). Ainsi, l'accroissement du plastique, et ses multiples applications, le placent au premier rang des parts de marché, devant les matériaux traditionnels (Duval, 2009). Sa consommation mondiale est passée de 1.500.000 tonnes en 1950 à 311.000.000 tonnes en 2014 (Cholake et al., 2017). Ses performances le rendent indispensable dans plusieurs domaines tels que l'automobile, l'agriculture et l'emballage (Figure 1).

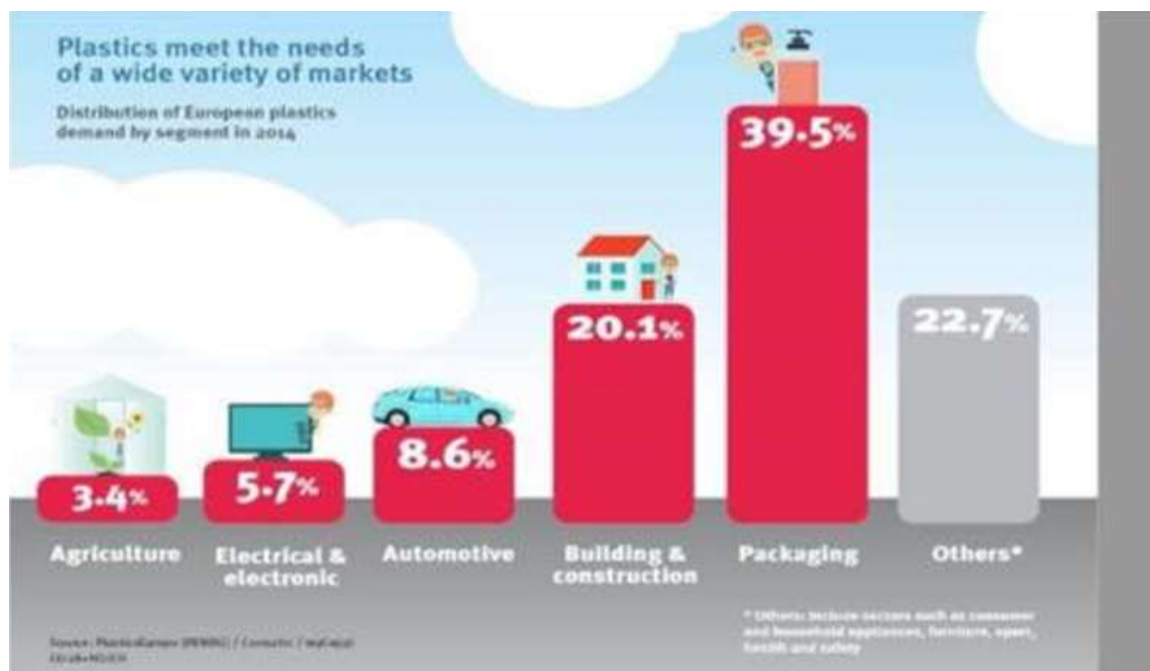


Figure 1: Marché d'utilisation du plastique dans le monde (Lechner, 2014).

1.1 Définition

Le mot plastique vient du grec « plastikos » qui signifie modelable (Azems, 2007). Une substance est dite plastique lorsqu'elle peut se déformer sous l'action d'une force extérieure puis elle maintient sa forme telle qu'elle est acquise, une fois que la force a cessé d'agir (Boudet, 2003).

Les plastiques sont des matières constituées par de longues chaînes de molécules dénommées polymères liées après polymérisation, elles sont produites par transformation des substances naturel ou par synthèse directe à partir de substance extraites du pétrole, du gaz naturel, du charbon ou d'autres matières minérales.

Chapitre 1 : Revue bibliographique

En chimie, des définitions partielles sont données : toutes les matières qui peuvent être chauffée, façonnée et maintenue en forme une fois refroidie c'est un plastique (Ikhlef et al., 2018).

1.2 Polymérisation

Selon Azems (2007), la polymérisation consiste en une réaction chimique permettant la synthèse d'un polymère à partir de monomères. Cette réaction se fait par combinaison entre plusieurs monomères de même nature ou de natures différentes.

1.2.1 Polymère

Ils sont obtenus à partir des petites molécules appelées monomères et qui ont généralement pour origine le traitement chimique du pétrole et plus particulièrement de la fraction appelée naphtha qui est une fraction liquide obtenue lors du raffinage du pétrole brut.

1.2.2 Monomère

Ce sont de petites molécules composées d'un squelette de carbone qui se lie facilement à différents atomes comme l'oxygène, l'hydrogène, le chlore, l'azote, etc. Ces molécules ainsi formées sont capables de réagir ultérieurement entre elles.

1.3 Nature et origine du plastique

Le plastique est une matière organique extraite essentiellement du pétrole, elle est composée principalement de polymères qui peuvent être classés selon leur origine :

- Polymères naturels (bio polymère) comme le bois et les fibres végétale, laine, cuire, résines, laques, ambre, écaille, corne, etc (Khettab, 2021). On prend l'exemple du caoutchouc naturel qui provient de l'arbre après y avoir fait une incision et pris du latex sous forme liquide (Djelali, 2021).
- Polymères artificiels (plastique semi-synthétique) sont fabriqués à partir de polymères naturels modifiés chimiquement avec des produits chimiques tels que le nitrate de cellulose (Djelali, 2021).

1.4 Caractéristiques des plastiques

L'utilisation des plastiques s'est de plus en plus accentuée ces dernières années et cela est dû à leurs propriétés intéressantes et à leur excellent rapport qualité/prix qui permettent d'obtenir une grande variété de produits plastiques avec des couleurs et des formes différentes (Duval, 2004).

En effet, les plastiques se caractérisent par :

Chapitre 1 : Revue bibliographique

- Leur légèreté, leur imperméabilité et leur grande résistance.
- D'excellentes propriétés d'isolation thermique et électrique.
- Une bonne résistance aux acides.
- Leur simplicité de fabrication et de transformation en formes voulues et leur stabilité.

1.5 Types des plastiques

Selon Addou (2009), les plastiques sont répartis en trois grandes catégories principales : Les thermoplastiques, les thermodurcissables et les élastomères.

1.5.1 Thermoplastiques

Ce sont des polymères obtenus à partir de petites molécules carbonés qui se ramollissent avec la chaleur et qui deviennent élastiques et se forment après refroidissement. Cette catégorie représente 75% des déchets plastique (Addou, 2009). Ces matériaux conservent leurs propriétés et ils sont facilement recyclables (Andradya, 1990).

Selon Bedrane (2016), on distingue plusieurs types des thermoplastiques :

1.5.1.1 Polyéthylène (PE)

Il existe deux différents types de polyéthylènes classés en fonction de leur densité (Joao et al, 2004).

- **Polyéthylène basse densité (PEBD)**

Les usages principaux du PEBD sont des produits souples tels que les sacs, les films, les sachets, les sacs poubelle, ainsi que divers contenants souples comme les bouteilles de ketchup, de shampoing et les tubes de crème cosmétique, etc.

- **Polyéthylène haute densité (PEHD)**

Ils sont utilisés pour des objets plastiques rigides, on le trouve par exemple dans des bouteilles et des flacons, les tuyaux, les jouets et les ustensiles ménagers.

1.5.1.2 Polypropylène (PP)

Il est largement utilisé sous forme de pièces moulées dans l'industrie automobile pour des éléments tels que les pare-chocs, les tableaux de bord et l'habillage intérieur des voitures. De plus, il est employé pour la production de boîtes alimentaires capables de résister au lave-vaisselle et grâce à sa résistance à la température ne fondant pas en dessous de 160 °C (Joao et al., 2004).

Chapitre 1 : Revue bibliographique

1.5.1.3 Polystyrène (PS)

Il est utilisé pour fabriquer du mobilier, des emballages, des grilles de ventilation, des jouets, des verres plastiques, etc.

Selon Joao et al. (2004), on distingue trois types de polystyrènes :

- Le polystyrène "cristal".
- Le polystyrène "choc" ou HIPS (High-impact polystyrène).
- Le polystyrène expansé (PSE).
- Polyéthylène téréphtalate (PET)

Le PET est surtout employé pour la fabrication de fils textiles, de films.

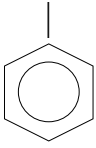
1.5.1.4 Polychlorure de vinyle (PVC)

On l'utilise pour la fabrication des casques de moto ou des boucliers de police.

Comme il est très transparent, il sert aussi à la fabrication des CD et des DVD, des vitrages des guichets, feux arrière et clignotants de voitures (Joao et al., 2004).

Le tableau 1 rapporte le nom, l'abréviation et la formule chimique de quelques plastiques trouvés dans les déchets.

Tableau 1 : Nom, abréviation et la formule chimique des principaux plastiques trouvée dans les déchets (Addou, 2009).

Nom	Abréviation	Formule chimique
Polyéthylène	PE	$-(\text{CH}_2 - \text{CH}_2)_n-$
Polypropylène	PP	$-\left(\begin{array}{c} \text{CH}_2 - \text{CH}_2 \\ \\ \text{CH}_3 \end{array}\right)_n-$
Polystyrène	PS	$-(\text{CH}_2 - \text{CH}_2)_n-$ 

Chapitre 1 : Revue bibliographique

Polyéthylène téréphtalate	PET	$-\left[\text{CH}_2 - \text{CH}_2 - \text{O} - \text{C} \begin{array}{c} \diagup \diagdown \\ \text{O} \quad \text{O} \end{array} - \text{C} \right]_2 -$
Polychlorure de vinyle	PVC	$-\left(\text{CH}_2 - \underset{\text{Cl}}{\text{CH}} \right)_2 -$

1.5.2 Thermodurcissable

Les thermodurcissables sont des plastiques qui prennent une forme définitive au premier refroidissement. Ils n'ont pas de point de fusion et leur moulage se fait par réaction chimique à l'agent réticulant de durcisseur. Leur élimination se limite à l'incinération (Dessarthe et al, 1997).

Les thermodurcissables représentent 20% des matières plastiques consommées en Europe durant l'année 2000 soit environ 10 millions de tonnes (Joao et al, 2004).

Selon Addou (2009), on trouve parmi ces plastiques :

- PUR : Polyuréthanes.
- Polyesters.
- PF : Phénoplastes.
- MF : Aminoplastes.

1.5.3 Élastomère (Les caoutchoucs)

Les élastomères sont caractérisés par leur élasticité, ils se répartissent en trois catégories qui sont : les caoutchoucs, les élastomères spéciaux et les élastomères très spéciaux.

Les élastomères se déforment et ils ont tendance à retrouver leur forme initiale, supportant des déformations considérables avant de se rompre

Ils sont utilisés essentiellement pour la fabrication des pneus, joints, gants médicaux, chaussures, etc (Addou, 2009).

1.6 Pollution plastique

- Impact non perçu par le consommateur : Le consommateur ne prend pas conscience des procédés de fabrication ni des effets environnementaux des plastiques tout au long de leur cycle de vie (Breyne et al., 1995).

Chapitre 1 : Revue bibliographique

- Lente dégradation des plastiques : Les plastiques, bien qu'utiles, mettent beaucoup de temps à se dégrader (Wright et Kelly., 2017).
- Pollution plastique : L'accumulation de déchets plastiques a des effets néfastes sur la faune, les habitats et la santé humaine (Pikuda et al., 2019).
- Composants chimiques nocifs : Les plastiques sont constitués de nombreux composants chimiques utilisés dans diverses applications domestiques, et sont parmi les principaux polluants environnementaux (Wright et Kelly., 2017).
- Dangers pour la santé : Les plastiques sont nocifs pour la santé humaine, animale, végétale, et l'environnement, principalement en raison de leur persistance (Barnes et Millner., 2005).
- Sensibilisation croissante : De plus en plus de communautés prennent conscience des effets négatifs des déchets plastiques sur la faune, la flore et l'environnement (Albertsson et al., 1987).

1.7 Production mondiale du plastique

La production mondiale de plastique a continué d'augmenter, atteignant environ 390,7 millions de tonnes en 2021 (Plastics Europe, 2022). Bien que l'Europe reste un producteur majeur, sa part a diminué d'environ 15 % en 2022, tandis que la production a fortement augmenté en Asie. En Amérique du Nord et en Europe, chaque personne consomme environ 120 kg de plastique par an, tandis qu'en Asie, cette consommation a grimpé à environ 45 kg par habitant en 2022 (UNEP, 2022). Après la crise de 2008, la production mondiale de plastiques a connu un ralentissement, mais elle a repris avec une forte croissance, notamment après la pandémie de COVID-19 qui a augmenté la demande pour les plastiques médicaux et d'emballage (Geyer et al., 2017). En 2014, les principaux producteurs étaient la Chine, l'Europe et l'Amérique du Nord. En Europe, cinq pays dominaient la demande : l'Allemagne, l'Italie, la France, le Royaume-Uni et l'Espagne (Crawford, 2017). En 2017, la production mondiale a encore augmenté, particulièrement dans les secteurs d'automobile et les équipements électriques et électroniques.

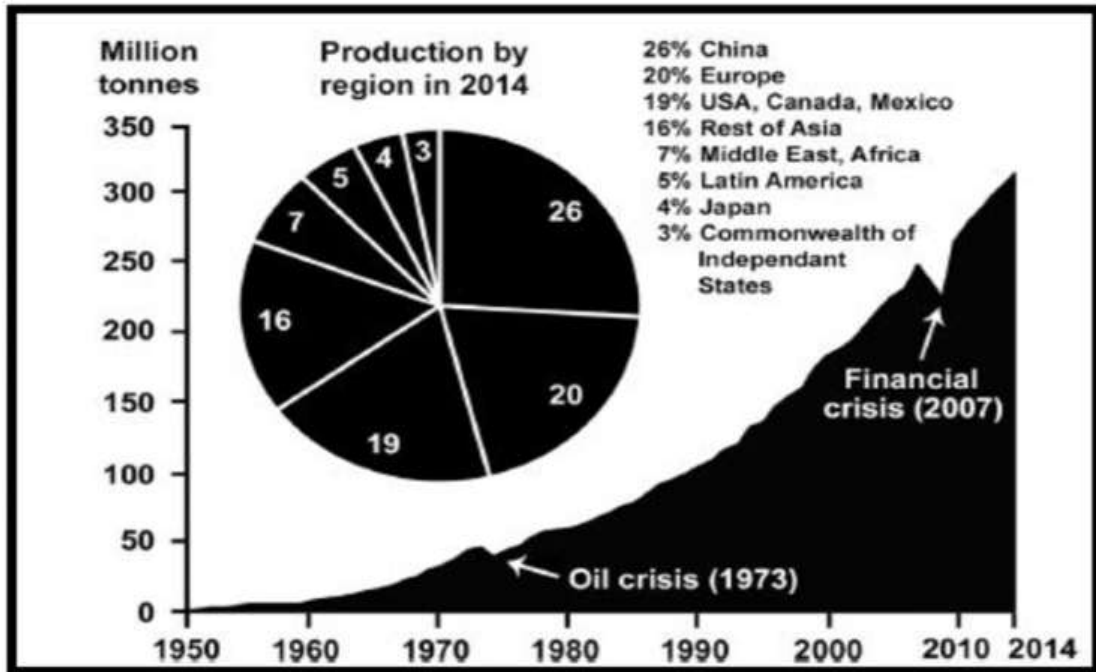


Figure 2 : Production mondiale de plastique à partir de 1950 (Crawford et al, 2017).

2 Sac en plastique

Les sacs plastiques sont des sacs légers fabriqués à partir d'un polyéthylène qui est un produit dérivé du pétrole. Les sacs sont ouverts à une extrémité pour accueillir un contenu, il nous offre la possibilité d'emballer, protéger, transporter voire dissimuler tout produit ou objet qu'il renferme.

Les caractéristiques d'un sachet plastique incluent sa légèreté, son imperméabilité, sa résistance et surtout son coût modéré.

Actuellement, un sachet plastique a en moyenne un poids de 6g et peut supporter jusqu'à 10kg. Il s'agit d'un matériau fabriqué par transformation de substances naturelles ou par synthèse directe à partir de substances extraites du pétrole (Touiki, 2013).

2.1 Composition chimique des sacs en plastique

Généralement, les sachets plastiques sont composés de polyéthylène haute ou basse densité qui sont des hydrocarbures obtenus à partir d'un déchet du pétrole : le naphta. Le polyéthylène est un polymère de synthèse très employé qui est chimiquement composé de molécules d'éthylènes ($H_2C=CH_2$), lesquelles sont composées d'hydrogène (H) et de carbone (C). Grâce à sa structure chimique, seuls de la vapeur d'eau (H_2O), de l'oxygène (O_2) et du dioxyde de carbone (CO_2) sont libérés lors de la combustion complète. Notons que le CO_2 et la vapeur d'eau sont des gaz

Chapitre 1 : Revue bibliographique

à effet de serre. Le polyéthylène entre dans la composition des sachets plastiques pour leur conférer trois caractéristiques importantes : l'élasticité, la résistance et la légèreté. Ainsi, un sachet plastique pèse en moyenne 6g pour une contenance en volume atteignant 14 Litres, soit à titre indicatif 3,5mg/cm². Les sachets plastiques ne sont pas composés uniquement de polyéthylène. Ils contiennent également des pigments qui servent à les teindre. Le dioxyde de Titane (TiO₂) et le carbonate de calcium (CaCO₃) sont des pigments blancs qui assurent l'opacité des sachets plastiques. D'autres pigments sont ajoutés pour donner diverses colorations aux sachets comme par exemple le noir de carbone qui confère la couleur noire (Touiki, 2013).

2.2 Type de sacs en plastiques

Selon Wandji (2016), il existe une diversité de sachets plastiques en fonction de leur résistance, évaluée par leur épaisseur.

- Les sachets de 20 microns sont de qualité très fine, convenant aux articles très légers pesant moins de 1 kg.
- Les sachets de 30 microns sont également de qualité fine, adaptés aux produits légers pesant entre 1,5 et 2 kg.

Ces deux types de sachets plastiques sont les plus répandus en raison de leur légèreté, de leur compacité, de leur faible coût et surtout de leur adaptation à nos usages quotidiens. En outre, on trouve :

- Les sachets de 40 à 50 microns, qui conviennent aux articles moyennement lourds et les sachets de 100 microns destinés aux articles lourds.

2.3 Avantages et inconvénients des sacs en plastiques

Les avantages et les inconvénients sont présentés dans le tableau 2.

Tableau 2 : Les avantages et les inconvénients des sacs en plastique (Cavieau, 2016).

Avantages	Inconvénients
Economie d'énergie (100×moins que le papier) Recyclable	Résistants à la dégradation et aux polluants durablement. Sac à usage unique, production épuise les ressources fossiles.

Chapitre 1 : Revue bibliographique

Prix abordable	Déchet
Rapport résistance/Matière (+de résistance pour- de matière)	Effets néfastes sur l'environnement

2.4 Effets des déchets plastiques sur le sol

Les composés chimiques présents dans les plastiques sont nocifs et ont des effets néfastes sur les humains et les animaux. Deux grandes classes de produits chimiques liés au plastique sont très préoccupantes pour la santé humaine le bisphénol-A ou BPA, et les phtalates (Devi et al., 2014) combustion des plastiques en polychlorure de vinyle (PVC) produit des polluants organiques persistants (POP) connus sous le nom de furanes et de dioxines (Albertsson et al., 1987).

Les déchets plastiques peuvent entraîner un impact sur le sol par les activités humaines qui sont à l'origine de nombreuses contamination locales ou diffuses au niveau des sols et sous-sols (Des anciennes décharges réalisées sans respecter les règles techniques actuelles et notamment les décharges situées sur les sous - sols fragiles) (Desachy, 2001).

Le plastique bloque l'infiltration de l'eau dans le sol, ce qui entraîne une recharge insuffisante de la nappe souterraine et favorise aussi le ruissellement, qui entraîne l'érosion. Il empêche les végétaux de pousser ou bloque le développement racinaire des herbes et bloque aussi le passage des rayons UV essentiels au bon déroulement des processus physiologiques des plantes. Il peut aussi asphyxie, les micro-organismes présents dans le sol (Etienne et David, 2002).

2.5 Consommation des sachets plastiques dans le monde et en Algérie

Les usagers industriels, commerciaux et domestiques font des sachets plastiques des éléments très répandus dans les zones urbaines et périurbaines. Ces multiples usages leur confèrent une place importante dans le quotidien des populations. Selon l'association anglosaxonne « Ruse It », la planète consomme un million de sachets par minute, c'est à dire 500 milliards par an au bas mot.

Les Français et les Belges en utilisent respectivement 17 milliards et 3 milliards par an. Avant l'interdiction faite en 2001, le Taiwan utilisait 16 millions de sacs plastiques par jour. Les quelques statistiques africaines recueillies donnent pour le Maroc 10 000 tonnes de sacs en plastiques et le Nigéria, avec ses villes « Pure Water » dont Lagos à elle seule, déverse journallement environ 20 millions de sacs plastiques (Wandji, 2016).

Chapitre 1 : Revue bibliographique

L'Algérie est le 5ème consommateur de sacs en plastique dans le monde avec près de 7 milliards de sacs plastiques utilisées annuellement. Au cours des dix dernières années, la consommation par personne de plastique en Algérie a augmenté d'environ 9% passant de 10kg en 2007 à 23,1kg en 2017. Elle a atteint 25,8 kg en 2020. Aussi, près de 60% de cette consommation est représentée par l'emballage, 20% par la construction et le reste par diverses industries (www.dzentreprise.net).

3 Biodégradation des plastiques par les champignons

Les champignons sont des organismes eucaryotes hétérotrophes caractérisés par une paroi constituée de chitine. Ils ont un appareil végétatif très simple, le thalle, qui peut être filamenteux et se reproduisent par des spores issues de reproduction sexuées et/ou asexuées (Djelali, 2021).

Ils ne sont pas chlorophylliens, donc ils sont incapables d'effectuer la photosynthèse et doivent rechercher leur carbone dans les composés organiques (Djelali, 2021).

La biodégradation est un processus dû à une activité biologique qui entraîne des modifications de la structure est un composé chimique du plastique menant à des composés métaboliques naturels. Un plastique dégradé dont la dégradation résulte de l'action de microorganismes naturellement présents dans le sol tels que les bactéries ou les champignons (Djelali, 2021).

3.1 Définition de la biodégradation

Selon la norme ISO 472 (2013), la biodégradation du plastique est un changement significatif dans sa structure chimique sous des conditions environnementales spécifiques entraînant une perte de certaines propriétés. Les changements de la structure chimique résultent de l'action de micro-organismes. L'Association Française de Normalisation subdivise la biodégradation en trois étapes successives et/ou concomitantes (NFU 52001, 2005).

- **La fragmentation** : comprend l'ensemble des phénomènes physiques et/ou chimiques et/ou biologiques concomitants et/ou successifs causant une désagrégation d'un matériau en morceaux de plus en plus petits. Cette étape peut conduire à une dislocation partielle ou totale des constituants du matériau ainsi qu'à une perte des caractéristiques physico-chimiques initiales de ce dernier. La désintégration a lieu lorsqu'il y a cassure d'un matériau en petits fragments où 90% ont une granulométrie ne dépassant pas 2 mm (Calmon-decriaud et al., 1998).

Chapitre 1 : Revue bibliographique

- **La bioassimilation** : celle-ci représente un phénomène par lequel la microfaune et/ou la microflore, composants élémentaires de la biomasse, utilisent un matériau comme nutriment. Les molécules ou les fragments de molécules sont absorbés par les voies métaboliques des micro-organismes.
- **La minéralisation** : celle-ci est le processus au cours duquel les composés assimilés sont minéralisés ; ils sont décomposés par les micro-organismes en eau et en dioxyde de carbone dans des conditions aérobies, ou en eau et méthane dans des conditions anaérobies.

3.2 Mycoremédiation

Les champignons de la pourriture blanche sont les seuls micro-organismes qui dégradent la lignine à un degré substantiel (Banu et al., 2006), ils sont capables de minéraliser complètement les composants ligniolytiques (Lan, 2011).

Les résultats de l'étude de Kaplan et Hartenstein (1980) ont montré que les champignons de la pourriture blanche ont pu dégrader les molécules de DHP (la lignine synthétique) (Vincent, 2015).

Les champignons ont besoin d'une source d'éléments nutritifs pour produire les enzymes nécessaires à la dégradation de la lignine (Vincent, 2015).

La biodégradation est donc causée par une activité biologique, plus particulièrement une action enzymatique aboutissant à une modification significative de la structure chimique du matériau (Djelali, 2021).

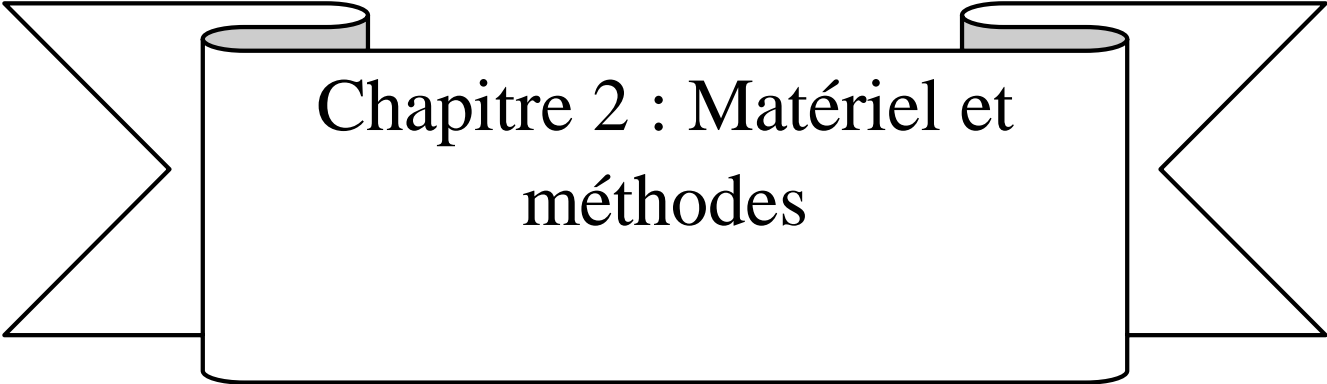
Selon Pointing (2001), les capacités des champignons de la pourriture blanche à dégrader un grand nombre de polluants de structures variées et complexes ont été démontrées en conditions de laboratoire. Ces capacités sont liées à leurs productions enzymatiques riches et variées, notamment les enzymes extracellulaires ligninolytiques. Ces enzymes, peu spécifiques du substrat, sont capables de métaboliser une large gamme de polluants organiques. Ainsi, le mycélium fongique possède un dispositif pour dégrader des xénobiotiques. Ces derniers deviennent les substrats potentiels des systèmes enzymatiques intracellulaires.

Étant donné que la lignine est un polymère constitué d'unités phénylpropanoïdes réparties selon un arrangement aléatoire, la dégradation de cette molécule exige un système enzymatique non spécifique (Tuomela et al, 2002). De plus, compte tenu de la taille de la molécule, les enzymes responsables de sa dégradation doivent être extracellulaires.

Chapitre 1 : Revue bibliographique

Les enzymes extracellulaires produites par les champignons de la pourriture blanche comprennent les lignines peroxydases, les peroxydases de manganèse et les laccases (Tuor et al, 1995 ; Elisashvili et Kachlishvili, 2009 ; Cornu, 2012).

Des preuves chimiques et physiologiques montrent que la dégradation de la lignine comme sa biosynthèse, est principalement oxydative, bien que des réactions réductrices puissent également y participer (Lan, 2011)



Chapitre 2 : Matériel et
méthodes

1 Matériels

1.1 Sol

Le sol est prélevé de manière aléatoire dans une parcelle rectangulaire de 20 m² selon une diagonale. Le prélèvement de sol est effectué au niveau de la couche superficielle (0 – 25 cm) ainsi, nous avons réalisé trois prélèvements (P1, P2, P3) qui correspondent à trois échantillons (E1, E2 et E3). Ce dernier est récupéré dans des sachets au laboratoire utilisé pour l'étude de biodégradation des sachets par le champignon.

Le site d'échantillonnage se situe au niveau de Hesnaoua 2, de l'université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou à côté de la faculté des Sciences Agronomiques.

1.2 Plastique (Sachet noir en PE)

Pour notre expérience on a utilisé les sachets noirs en PE qui sont considérés comme l'un des principaux polluants rejetés dans l'environnement, ils sont aussi un problème majeur en terme de déchets.

1.3 Matériel de laboratoire

Tableau 3 : Matériel de laboratoire.

Gros matériel	Petit matériel	Verrerie	Matériel consommable	Produits chimiques
-Hôte stérile. FLOWFAST H09. -Four Pasteur KOTTERMANN -Balance de précision. -Tamis de 2.0mm. -Etuves.	-Agitateur magnétique. -Bec benzène. -Pincés. -Scalpels.	-Flacons. -Béchers de 1000ml. -Pipette de 5ml. -Pipette de 2ml. -Burette graduée.	-Coton. -Papier Aluminium. -Film étirable. -Boîtes de Pétri en plastique. -Etiquettes. -Sachets noir stérilisé en PE. -Sol. -Champignon.	-Agar-agar. -Ethanol à 75°. -Eau distillée (H ₂ O). -Alcool. -NaOH. -HCL. -Indicateur colorée (phénophtaline).

1.4 Matériel biologique (Champignon de Paris)

Pour la biodégradation des sachets noirs en PE, nous avons utilisé le champignon de Paris *Agaricus bisporus* qui appartient à la famille des Agaricaceae. Il provient du commerce local de la wilaya de Tizi Ouzou.

Agaricus bisporus est un champignon basidiomycètes de l'ordre Agaricales. Il est rare à l'état sauvage, ce champignon est cultivé sous le nom de champignon de Paris ou champignon de couche. Il est le plus cultivé en champignonnière car sa culture est simple et rapide (Stamets, 2000).

1.4.1 Classification de champignon de Paris

Agaricus bisporus (Lange) Imbach, 1946, appartient au règne des Fungi, à la division des Basidiomycota et à la classe des Agaricomycetes. Ce champignon est classé dans la sous-classe des Agaricomycetidae, au sein de l'ordre des Agaricales, il fait partie de la famille des Agaricaceae et du genre *Agaricus*. L'espèce *Agaricus bisporus* est particulièrement connue comme étant le champignon de Paris, largement cultivé pour l'alimentation. Ce champignon se distingue par la production de deux spores par baside, d'où son nom bisporus (Chang, 1996).

1.4.2 Systématique

Selon Kernaghan et Harpera (2001), la morphologie du champignon de couche se compose en deux parties (Figure 3) :

- Une partie pratiquement invisible "le mycélium" qui est l'appareil végétatif des champignons. Il est formé par un amalgame de filaments ramifiés.
- Une partie visible "le carpophore" qui est, en fait, la fructification du mycélium. Le carpophore comprend :
 - Le pied, il peut être orné d'un anneau descendant, ascendant, mixte, à roue dentée.
 - Le chapeau.
 - Le voile qui relie le pied et le chapeau lorsque le champignon est encore jeune puis se déchire lors de la croissance du champignon.
 - Les lamelles qui se situent sur la face inférieure du chapeau.
 - L'épiderme dont la teinte est variable suivant les variétés de champignons (Chang et Miles, 2004).

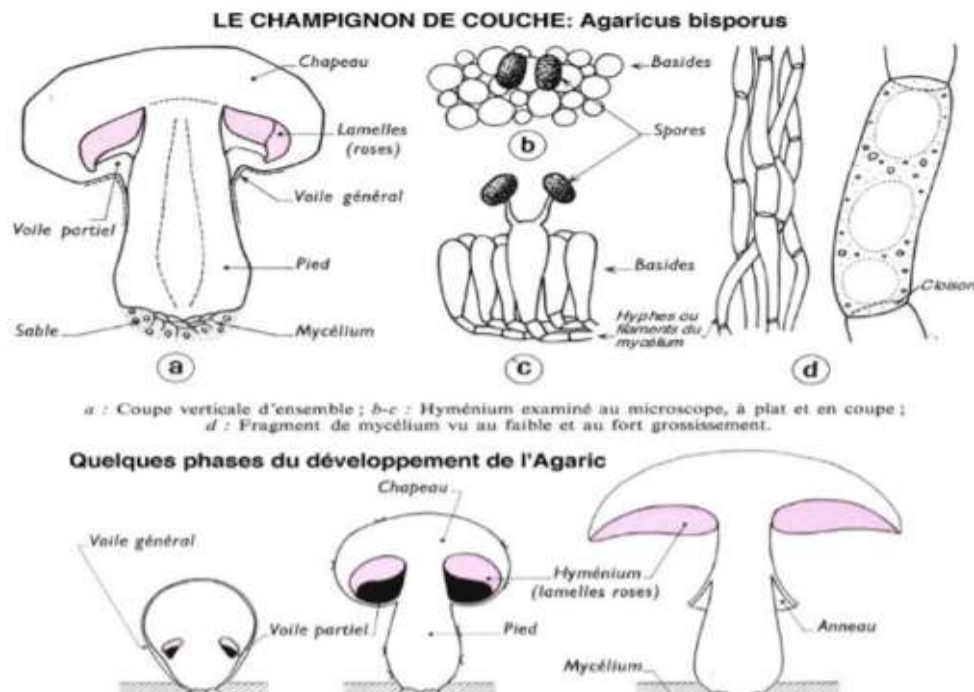


Figure 3 : Morphologie de champignon de Paris (Feedrocinko, 2004).

1.5 Milieu de culture

Le milieu de culture gélosé utilisé pour l'entretien du champignon *Agaricus bisporus* est le milieu PDA (Potato Dextrose Agar).

La composition chimique du milieu de culture gélosés est la suivante :

- 200g de pomme de terre lavée et épluchée puis coupée en petits cubes.
- 20g de Glucose.
- 20g d'Agar-agar.
- 1 litre d'eau distillé.

2 Méthodes

2.1 Préparation du sol

Le sol échantillonné sur le terrain a été transporté dans des sachets en plastique au laboratoire, où il a été étalé sur les paillasses, nous l'avons laissé pendant deux semaines afin d'être séché. Après le nettoyage, concassage, puis le tamisage à l'aide de deux tamis à maille de 2mm (Bouderhem, 2011). Ce dernier est réparti en plusieurs lots de 100g de sol/flacon (Figure 4), puis nous l'avons stérilisé dans un four (Four Pasteur KOTTERMANN) pendant 2 heures. La terre fine obtenue du tamisage à de 2mm constitue la partie du sol sur laquelle est basée la série

Chapitre 2 : Matériel et méthodes

d'analyses suivante : pH, N, C, C/N, MO et aussi utilisée pour la détermination de l'activité biologique.

Les analyses chimiques et biologiques sont réalisées au sein du laboratoire de pédologie de l'université de Mouloud Mammeri.

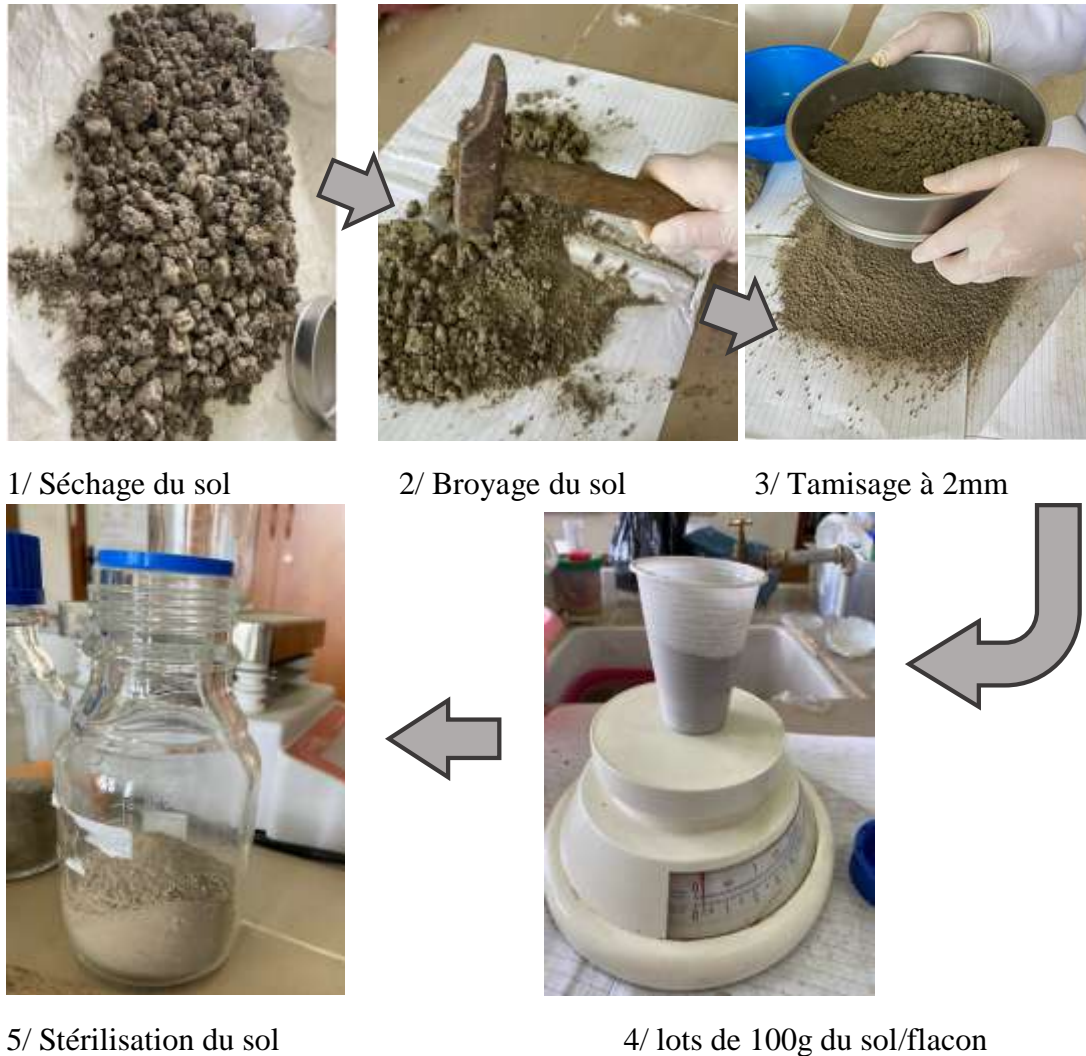


Figure 4 : Etapes de préparation de sol.

2.2 Caractérisation du sol

Pour caractériser notre sol nous avons effectué des analyses physique-chimique

2.2.1 Mesure du pH

Dans un bécher, nous avons préparé une suspension en mélangeant 10 g de sol avec 12,5 ml d'eau distillée, soit un rapport de 1/2,5 (p/v). La suspension a été agitée pendant 15 minutes à l'aide d'un agitateur magnétique pour assurer une bonne dispersion, puis laissée à décanter

Chapitre 2 : Matériel et méthodes

pendant deux heures (Duchauffour, 2001). Le pH-mètre a été calibré avant d'y plonger la sonde pour lire et noté la valeur du ph (Figure 5). Après chaque mesure, l'électrode a été soigneusement rincé à l'eau distillée et essuyée. Ce processus a été répété pour trois échantillons.

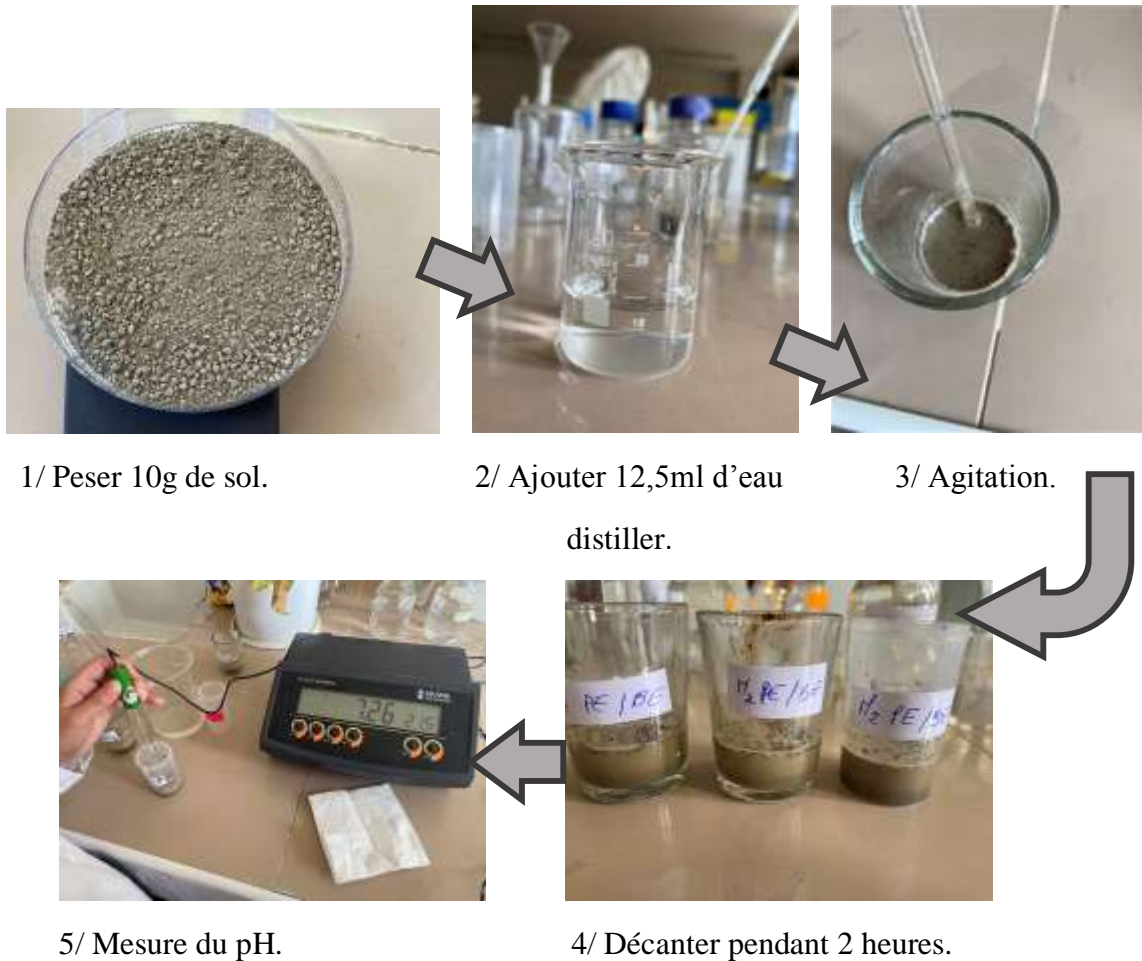


Figure 5 : Etapes de mesure le pH du sol.

2.2.2 Capacité au champ

Pour mesurer la capacité au champ d'un sol et déterminer la quantité maximale d'eau que ce sol peut retenir après saturation, nous avons préparé trois échantillons contenant chacun 10 g de sol. Nous avons placé ces échantillons dans des boîtes de Pétri et ajouté de l'eau distillée jusqu'à ce que le sol soit complètement saturé. Les échantillons ont été laissés à reposer pendant 3 heures pour garantir une saturation totale. Ensuite, nous avons filtré le sol saturé à l'aide de papier filtre, puis pesé chaque échantillon à l'état humide en notant le poids frais (Figure 6). Après 24 heures, une fois que les sols des échantillons sont séché jusqu'à poids constant, nous

Chapitre 2 : Matériel et méthodes

les avons pesés à nouveau pour obtenir le poids sec (ISO 11274, 2019). Trois répétitions ont été réalisées pour cet essai.

Voici la formule simple pour la mesurer, généralement exprimée en pourcentage :

$$\text{Capacité au champ (\%)} = \frac{(\text{Poids du sol saturé en eau} - \text{Poids du sol sec})}{\text{Poids du sol sec}} \times 100$$

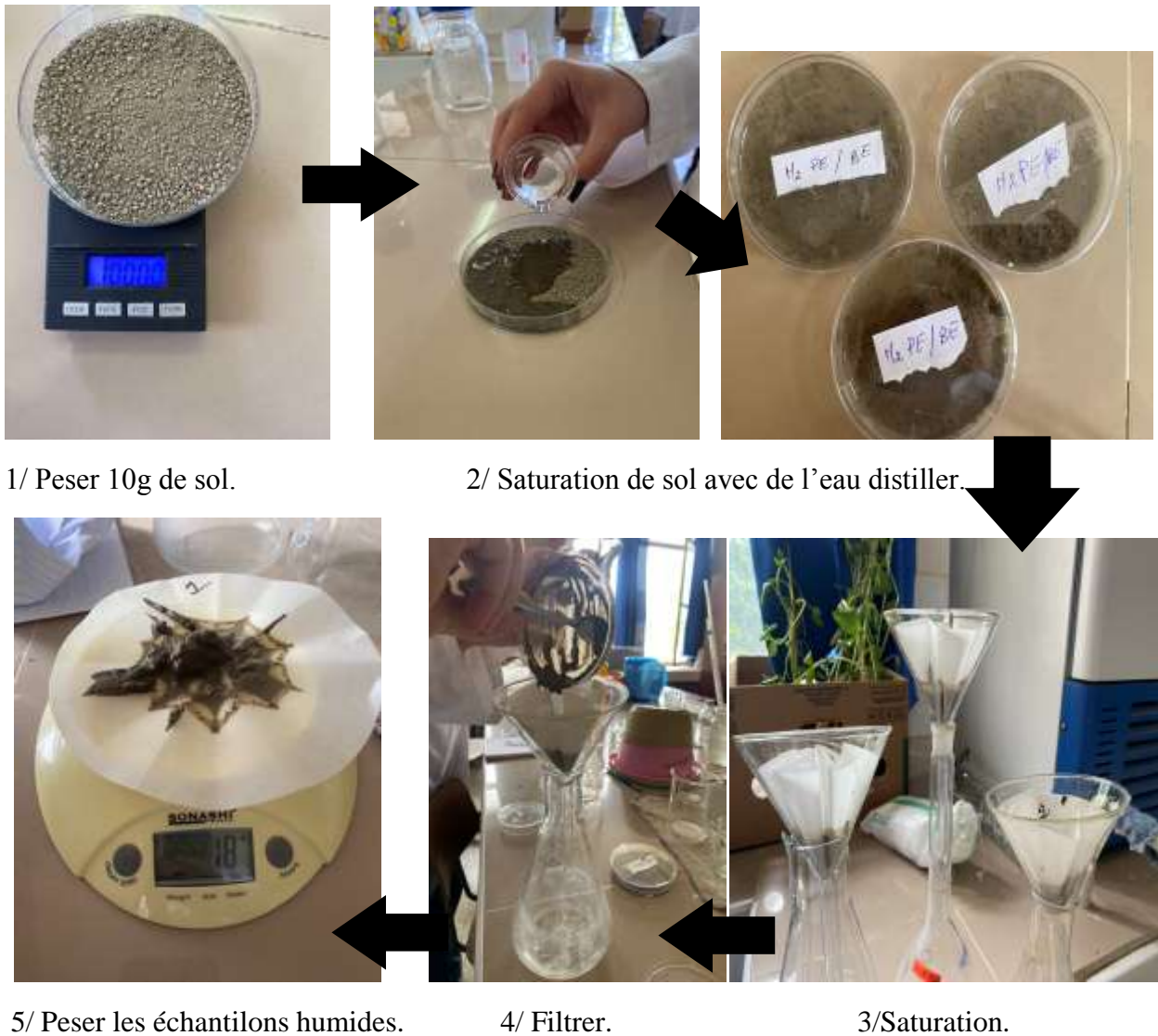


Figure 6 : Etapes de mesurer la capacité au champ du sol.

2.2.3 Analyse granulométrique

La texture du sol est déterminée par une analyse granulométrique, qui repose sur la vitesse de sédimentation des particules séparées et dispersées après la destruction de la matière organique à l'aide de l'eau oxygénée. Le fractionnement des particules est effectué à l'aide de la pipette de

Robinson, permettant de mesurer les fractions d'argile et de limon fin. Ensuite, les sables fins et grossiers sont quantifiés par tamisage (Baize, 2000 et Boudershem, 2011).

2.2.4 Matière organique (MO)

L'évaluation de la teneur en matière organique du sol est basée sur le taux de carbone. La méthode de Walkley-Black est utilisée pour déterminer cette matière organique : le carbone organique est oxydé par du bichromate de potassium en milieu sulfurique (Najib et al., 2014). Le pourcentage de carbone organique est ensuite calculé par titrage direct du bichromate de potassium à l'aide de la solution de Mohr.

2.2.5 Dosage de l'azote

La détermination de l'azote est réalisée selon la méthode de Kjeldahl, qui utilise de l'acide sulfurique. Dans ce processus, la matière organique azotée est minéralisée à l'aide d'acide sulfurique concentré chauffé (grâce à l'action oxydante du H_2SO_4). L'azote est alors transformé en ammoniac, qui est fixé sous forme de sulfate d'ammoniac. L'ajout de sulfate de potassium augmente la température d'ébullition de l'acide sulfurique (de 317 à 330 °C).

Dans la méthode de Kjeldahl, l'ion NH_4 est ensuite déplacé par l'hydroxyde de sodium et entraîné par la vapeur d'eau, pour être fixé par l'acide borique sous forme de borate, qui sera ensuite dosé par titrage avec H_2SO_4 (Bremner, 1965).

2.3 Préparation et stérilisation de milieu PDA (Rapilly, 1968)

Nous avons fait cuire 200g de pommes de terre dans 200 ml d'eau distillée pendant 20 minutes. Ensuite, nous avons récupéré le filtrat, puis rajouté 20 g de glucose et 20 g de gélose ou de l'agar agar, ensuite nous avons ajouté à 1 litre d'eau distillée (Figure 7). Nous avons stérilisé à l'autoclave pendant 20 minutes à 120°C.



Figure 7 : Préparation du milieu PDA (Potato Dextrose Agar).

2.4 Coulage du milieu PDA

Après stérilisation, le milieu de culture a été coulé aseptiquement dans des boîtes de Pétri à raison de 23 ml de milieu par boîte, puis laissé à température ambiante pour solidification (Figure 8).



Figure 8 : Coulage du milieu PDA.

2.5 Bouturage des carpophores d'*Agaricus bisporus*

Le bouturage est une technique de multiplication végétative utilisée pour reproduire des champignons comestibles tels que les champignons de Paris. Cette méthode consiste à prélever un fragment de mycélium (partie végétative du champignon) et à le cultiver dans un substrat approprié pour favoriser la croissance et la formation de nouveaux carpophores.

Le bouturage des carpophores est une alternative intéressante à la propagation par spores, car il permet d'obtenir des individus génétiquement identiques à la souche mère, ce qui garantit des caractéristiques de qualité et de rendement homogènes. De plus, cette méthode de multiplication est relativement simple et peu coûteuse. Cette méthode nécessite des conditions d'asepsie rigoureuses quel que soit le basidiomycète (champignon de Paris) à isoler, la technique utilisée reste la même. Il s'agit du bouturage du mycélium dicaryotique qui compose le carpophore.

Pour la réalisation de cette technique de bouturage, nous avons d'abord stérilisé une pince et un scalpel à la flamme sous hôte à flux puis les avons laissé refroidir, ensuite nous avons choisi un carpophore en très bon état, l'avons ouvert à l'aide d'un couteau stérile dans le sens de la longueur et nous avons découpé à l'aide du scalpel stérile des morceaux de mycélium du carpophores dans les parties mises à nu, car les plus stériles. Ensuite à l'aide de la pince stérile nous avons prélevé chaque fragment de mycélium et l'avons déposé au centre d'une des boîtes de Pétri contenant le milieu PDA. Enfin, nous avons refermé les boîtes de Pétri et nous les avons

scellées à l'aide d'un film étirable ensuite elles ont été mises à incuber à 24°C (Figure 9) (Mansour Benamar et al.,2013) .



Figure 9 : Technique de bouturage des carpophores d'*Agaricus bisporus* et ensemencement des fragments mycéliens sur milieu PDA.

2.6 Entretien et repiquage du mycélium

Après huit jours d'incubation, nous avons sélectionné un champignon d'*Agaricus bisporus* qui présentait une bonne croissance mycélienne avec un mycélium présentant un bel aspect filamenteux (figure 10).

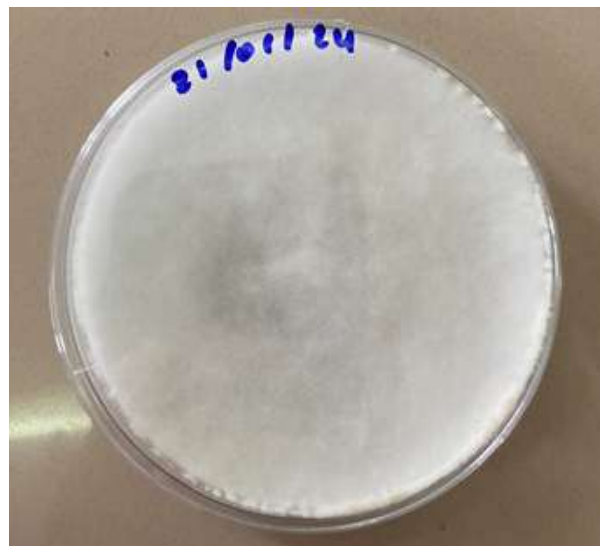


Figure 10 : Mycélium d'*Agaricus bisporus* 8 jours.

Après solidification du nouveau milieu PDA dans les boîtes Pétri, nous avons procédé à l'ensemencement du champignon dans l'hôte stérile prélevé à partir des cultures mycéliennes

Chapitre 2 : Matériel et méthodes

âgées de 8 jours. Il faut d'abord stériliser une pince et un scalpel à la flamme sous hôte à flux laminaire puis les laisser refroidir (Figure 11) en respectant les étapes suivantes :

- Stérilisation par chauffage à la flamme rouge de l'extrémité d'un emporte-pièce de 1 cm de diamètre, suivi d'un refroidissement dans de l'alcool.
- Ouverture aseptique d'une boîte de Pétri contenant l'inoculum sélectionné.
- Découpage l'implants d'inoculum de 1 cm de côté à l'aide de l'emporte-pièce stérilisé.
- Prélèvement des implants d'inoculum à l'aide d'une spatule stérile.
- Stérilisation des bords de la boîte contenant le milieu de culture PDA frais, suivi de son ouverture.
- Dépôt aseptique de l'implant d'inoculum au centre du milieu de culture
- Fermeture hermétique des boîtes de Pétri ainsiensemencées à l'aide d'un film transparent (Mansour Benamar et al.,2013).

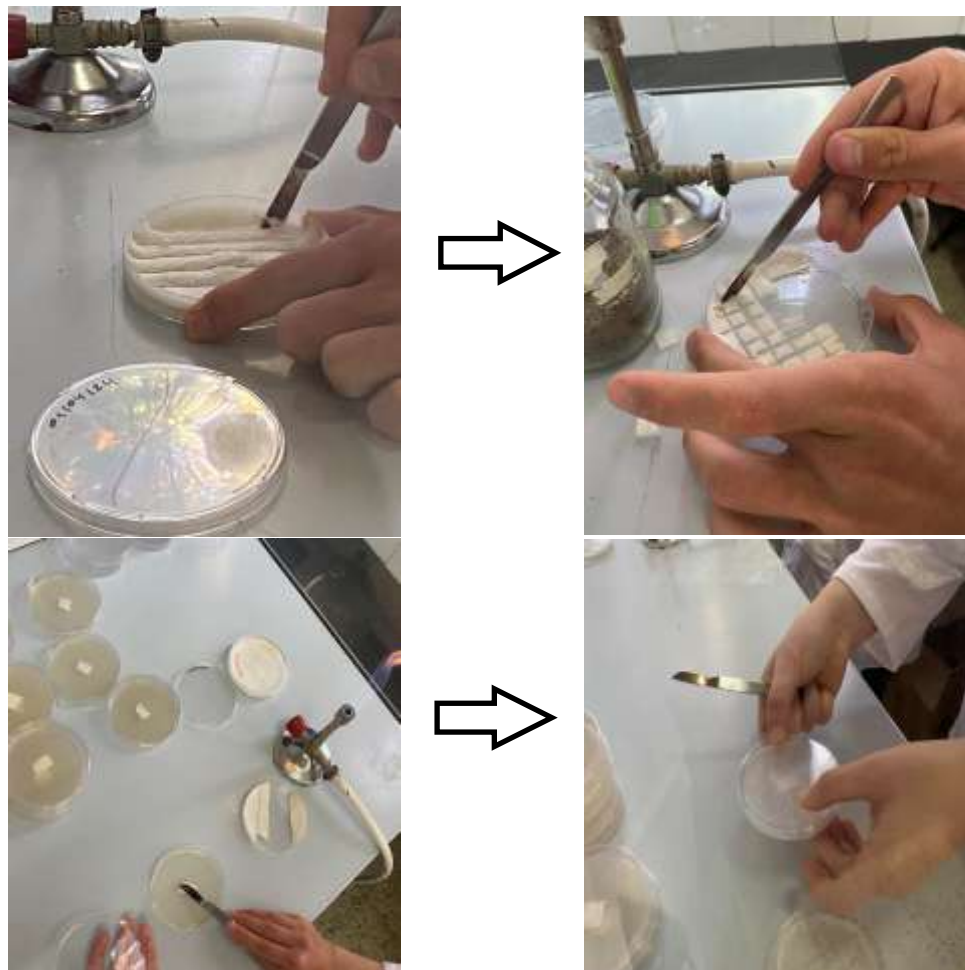


Figure 11 : Technique de repiquage sur milieu gélosé PDA.

2.7 Incubation

Une foisensemencées, les boîtes de Pétri contenant l'inoculum d'*Agaricus bisporus* sont mise à incuber à 24°C.

2.7.1 Evaluation de la croissance mycélienne

La croissance mycélienne moyenne d'*Agaricus bisporus* est évaluée chaque 24heures. Nous avons calculé le diamètre moyen (en cm) des colonies mycéliennes d'*Agaricus bisporus* selon deux axes perpendiculaires (l'axe des X et l'axe des Y) tracés sur chacune des boîtes de Pétri, passant par le centre de l'implant selon la formule suivante :

$$(D1+D2) / 2 = \text{moyenne +/- écart type}$$

Sur chaque boîte de pétri nous avons précisé numéro de la boîte et la date d'ensemencement (Figure 12 et 13).

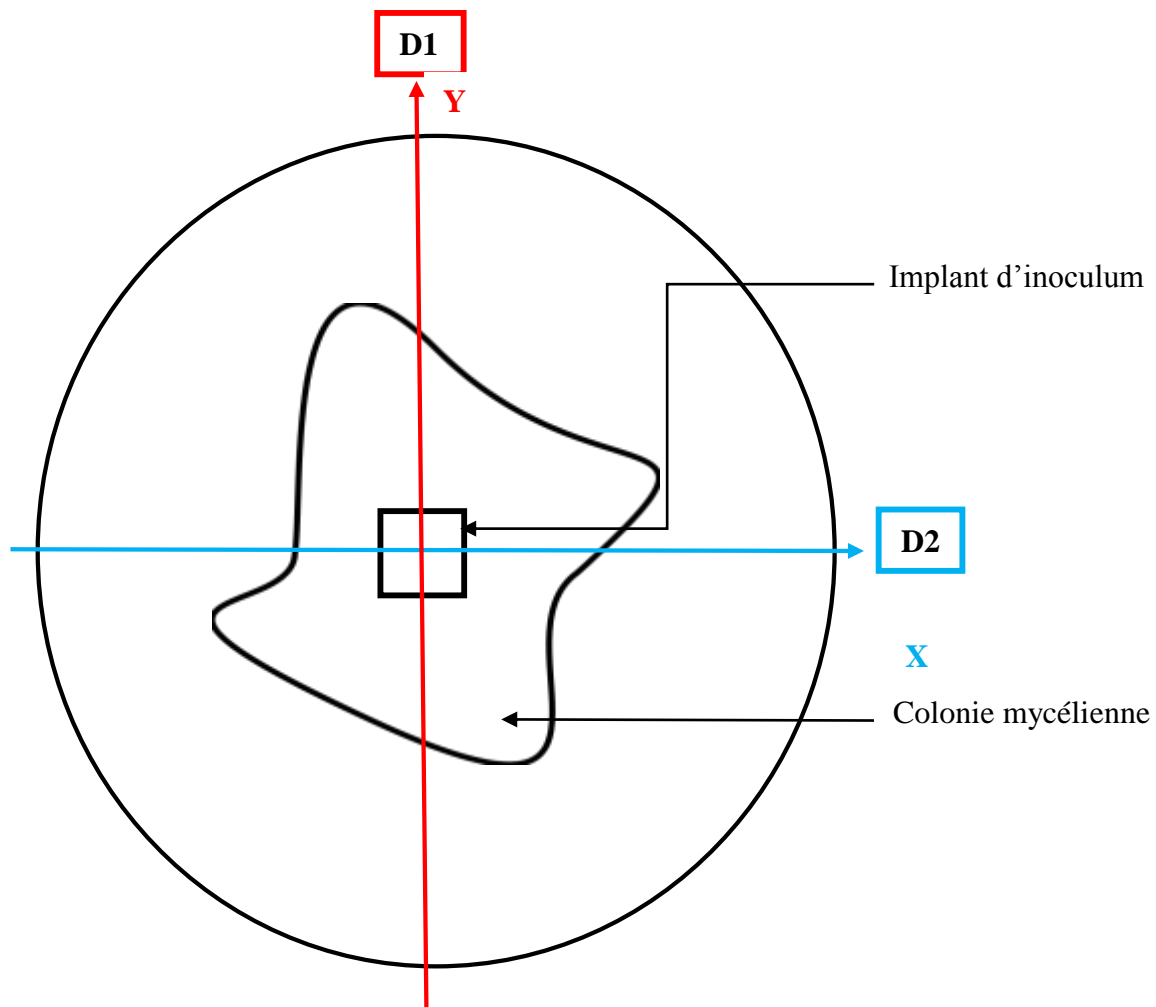


Figure 12 : Schéma expliquant la méthode de mesure du diamètre moyen (cm) de la colonie mycélienne d'*Agaricus bisporus*.

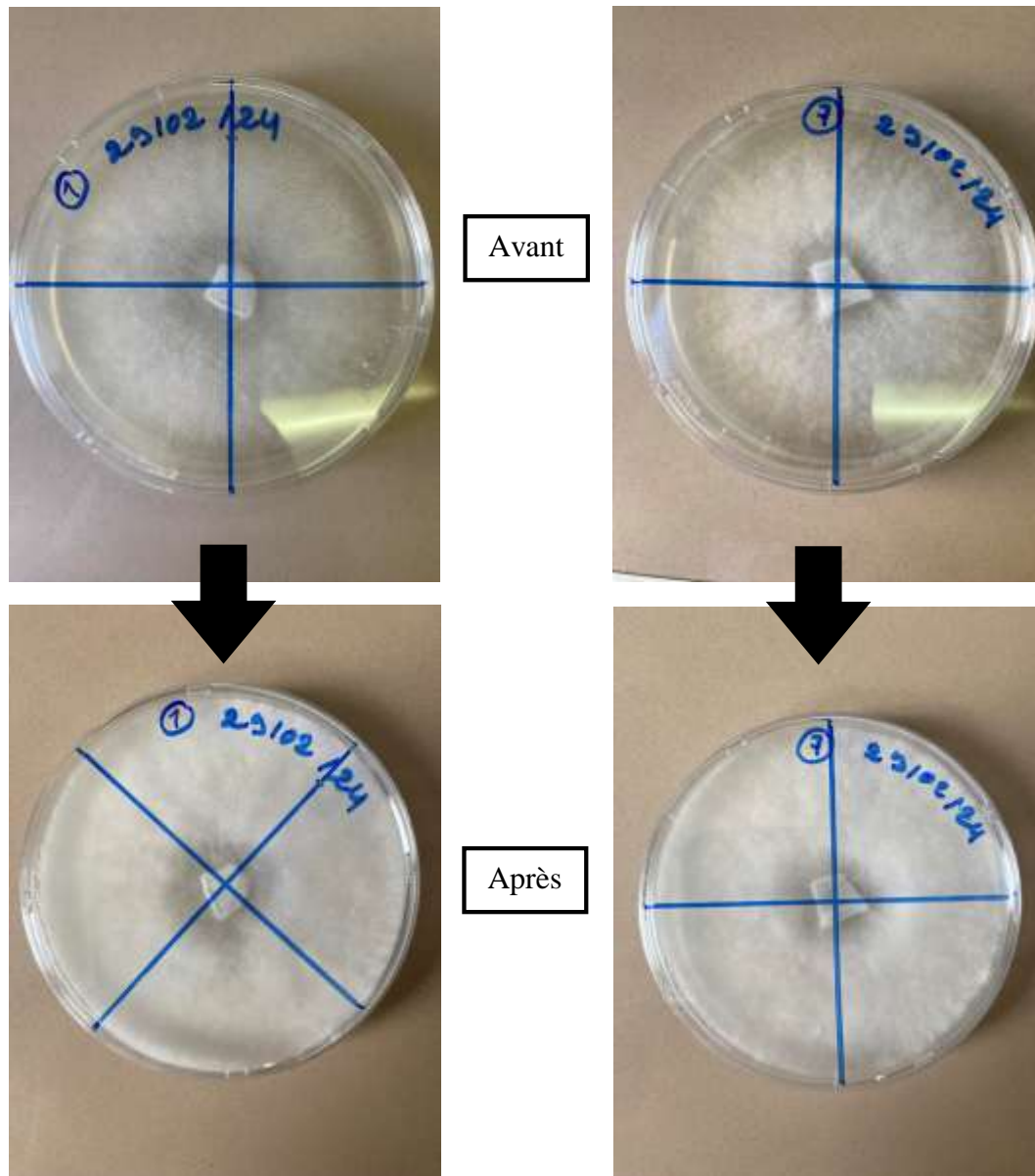


Figure 13 : Evaluation de la croissance mycélienne moyenne (cm) d'*Agaricus bisporus*.

3 Essais de biodégradation des sachets noirs en PE par l'*Agaricus bisporus*

3.1 Essais de biodégradation sur milieu PDA

Pour l'essai sur milieu PDA nous avons d'abord suivi ces étapes :

Préparation des boîtes de Pétri contenant le milieu PDA, puis inoculation des boîtes par l'implant d'inoculum de 1cm² d'*Agaricus bisporus*, (Figure 14). En parallèle, nous avons préparé des sachets noirs en PE, nous avons coupé des disques et de même diamètre que le diamètre des boîtes de Pétri utilisées (Figure 15) Ces disques sont préalablement stérilisés à l'autoclave à 120°C pendant 20 min et pré-pesés, avec un poids initial de 0,058g.

Chapitre 2 : Matériel et méthodes

Sur le milieu PDA inoculé avec un implant d'*Agaricus bisporus*, nous avons aseptiquement recouvert l'inoculum d'un disque de sachet noir en PE. Les boîtes de Pétri ont ensuite été hermétiquement fermées à l'aide d'un film transparent (Figure 16). Les boîtes sont ainsi incubées à 24°C. 10 répétitions ont été réalisées pour cet essai (Pch).



Figure 14 : Repiquage et multiplication du mycélium d'*Agaricus bisporus* sur le milieu PDA.



Figure 15 : Disque stérilisés de sachets noir en PE de même diamètre.

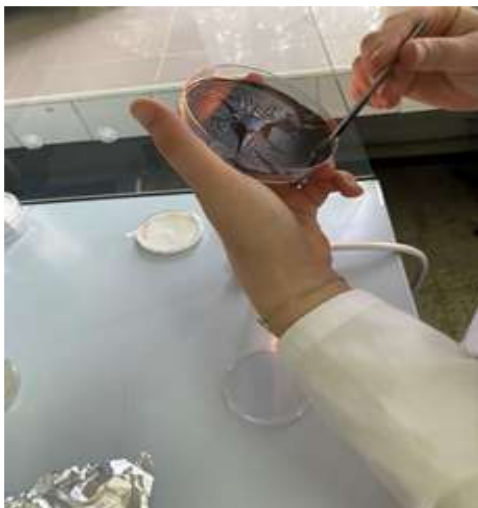


Figure 16 : L'essai culture un mycélium à partir d'*Agaricus bisporus* + sachet noir (PE) (Traitement Pch).

En parallèle 2 témoins ont été réalisés avec 3 répétitions pour chacun d'entre eux.

Chapitre 2 : Matériel et méthodes

Témoins 1 (Ch) : boîte de Pétri contenant le milieu PDA avec l'inoculum d'*Agaricus bisporus* sans disque de sachet noir en PE (3 répétitions).

Témoins 2 (P) : boîte de Pétri contenant le disque de sachet noir en PE seul sur le milieu PDA (3 répétitions).

Le suivi de la croissance mycélienne sous forme de zones claires est réalisé chaque 24h, avec la formule suivante :

$$\text{Pourcentage des zones claires} = (\text{surface des zones claires} / \text{surface de la boîte}) * 100$$

Avec

$$\text{Surface de la boîte} = \pi r^2$$

3.2 La biodégradation des sachets noirs en PE dans le sol

Dans des flacons en verre contenant 100g de sol stérilisé humidifié avec 1ml d'eau stérile, nous avons inoculé 13g d'inoculum d'*Agaricus bisporus* issu des cultures mycéliennes sur le milieu PDA. Puis nous avons introduit les 4 carrés de sachets noirs en PE (préalablement stérilisés et pesés) dans le sol inoculé, Tous les 48 heures, nous agitons les flacons afin d'assurer une répartition homogène du mycélium dans le sol.

Deux tubes à hémolyse sont introduits dans le sol inoculé de chaque flacon (figure 17).

- Un tube contenait 5ml de la solution de NaOH 0,5M pour mesurer la respirométrie (la quantité de CO₂ dégagée).
- Un tube de 5 ml d'eau stérile afin de garder une atmosphère humide dans le flacon. 10 répétitions sont réalisées pour cet essai. Les flacons sont incubés à l'obscurité et à une température de 28°C.



Figure 17 : Dispositif expérimentale de l'essai de la biodégradation des sachets noir en PE dans le sol.

Trois témoins sont été réalisés en parallèle avec 3 répétitions chacun.

Témoin 1 (SCHSn) : sol inoculé par *Agaricus bisporus* avec le polluant : quatre carrés sachets noirs en PE (3 répétitions) (figure 17)

Témoins 2 (SCH-Sn) : sol inoculé avec l'inoculum d'*Agaricus bisporus* sans les quatre carrés de sachets noirs en PE (figure18)

Témoins 3 (SSn-CH) : sol sans l'inoculum d'*Agaricus bisporus* et sans les quatre carrés sachets noirs en PE (3 répétitions) (Figure19).

Ensuite nous avons réalisé un autre témoin : flacon contenant uniquement deux tubes à hémolyse l'un contenant 5ml de la solution mère NaOH et l'autre 5ml d'eau distillée (Figure 20).

Chapitre 2 : Matériel et méthodes

Le taux de biodégradation : $Pdég = (Pi - Pb) \times 100 / Pi$

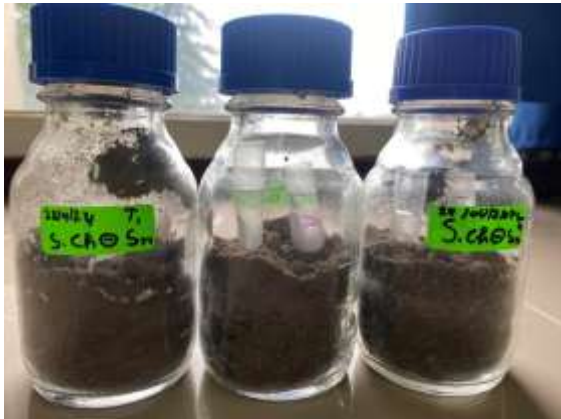


Figure 18 : Sol inoculé avec l'inoculum d'*Agaricus bisporus* sans les quatre sachets noirs en PE.



Figure 189 : Sol inoculé par *Agaricus bisporus* avec quatre sachets noir en PE.



Figure 19 : Sol sans l'inoculum d'*Agaricus bisporus* et sans les quatre sachets noir en PE.



Figure 20 : Flacon contenant uniquement deux tubes à hémolyse l'un contenant du NaOH et l'autre 5ml d'eau distillé.

4 Activité biologiques

Pour évaluer l'activité biologique dans le sol on mesure la respirométrie, elle a été décrite par Dommerges (1968).

Chapitre 2 : Matériel et méthodes

Le principe étant de mesurer la respiration des microorganismes du sol par la quantification du CO₂ dégagé lors d'une incubation, à une température constante de 28°C.

Dans des flacons de 250 ml bien fermés, contenant 100g de sol inoculé par *Agaricus bisporus*, deux tubes à hémolyse ont été placés, l'un contenant 5 ml d'eau pour éviter le dessèchement du sol, et l'autre 5 ml d'une solution de NaOH (0.5N) pour fixer CO₂ dégagé par la respiration de l'activité fongique si elle aura lieu.

Après incubation à 28°C dans l'obscurité pendant 7 jours, les tubes de NaOH ont été retirés rapidement et fermés. 3 gouttes de chlorure de baryum ont été incorporées à la soude avant de la transvaser dans un bécher pour titrage. L'excès de soude n'ayant pas fixé le CO₂ a été titré par l'acide chlorhydrique (HCl) 0,25M en présence de quelques gouttes de phénolphtaléine jusqu'à la disparition de la couleur rose (Figure 22).

Nous calculons la quantité de CO₂ fixée en utilisant la formule suivante :

$$\text{La quantité de CO}_2 \text{ fixée} = (8,6 - V) * 2,2$$

- 8,6 : Cela correspond à la quantité initiale de NaOH (ml) présente avant la fixation du CO₂ par la respiration fongique.
- V : C'est le volume d'acide chlorhydrique (HCl) utilisé lors du titrage pour neutraliser l'excès de NaOH qui n'a pas réagi avec le CO₂ . Cette valeur est mesurée lors du titrage.
- 2,2 : Ce facteur de conversion permet de transformer la différence de volume (8,6 - V) en une quantité de CO₂ .

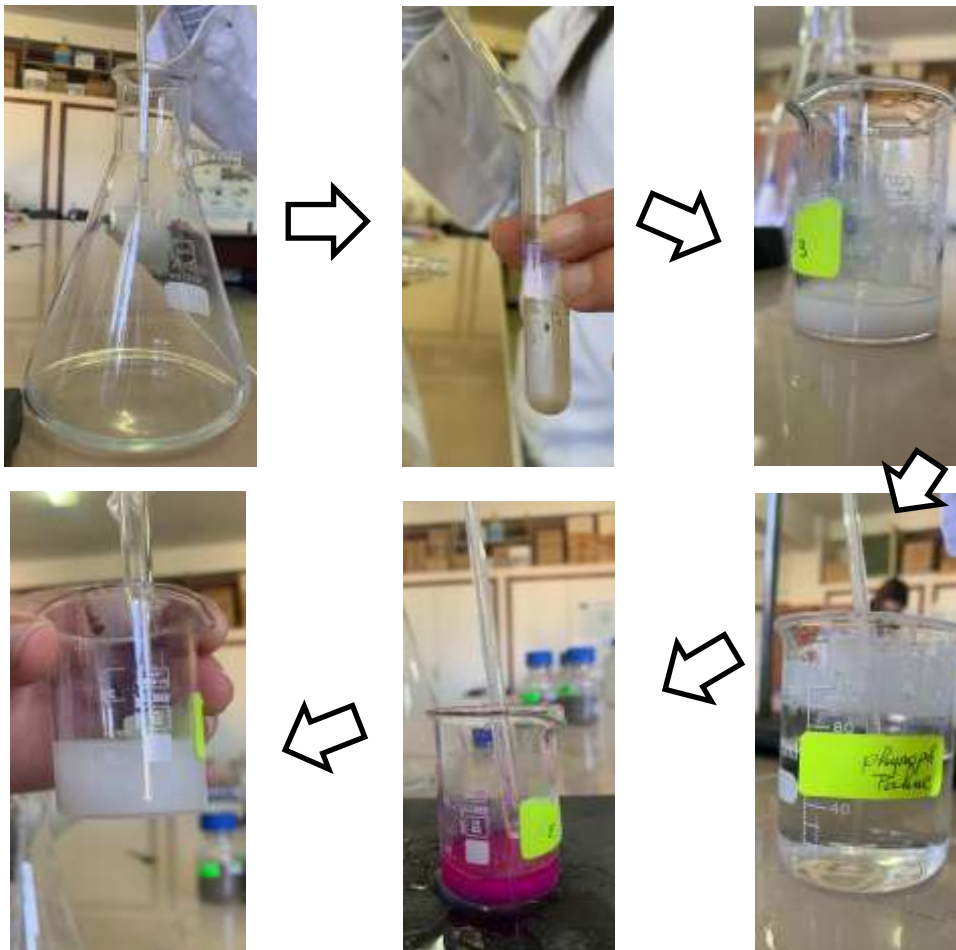


Figure 21 : Titrage de la solution NaOH avec HCL à 0,25M.

5 Méthode d'analyse statistique

Le traitement des résultats a été réalisé avec le logiciel R.3.0.2. Les résultats obtenus, sont soumis au test de Kruskal-Wallis lorsque la normalité des données n'était pas vérifiée. Lorsque les différences sont significatives pour les différents facteurs étudiés, le test poste-hoc de Kruskal-Wallis.

Le test de Mann-Whitney permet de comparer les distributions et d'identifier les différences entre le poids des sachets noir en PE dans le sol et sur le milieu PDA en comparaison avec le témoins .



*Chapitre 3 : Résultats et
discussion*

1 Essais de biodégradation des sachets noir en PE par *Agaricus bisporus*

1.1 Croissance mycélienne moyenne d'*Agaricus bisporus* sur milieu PDA

Selon les résultats de la figure 22, le diamètre moyen des colonies mycélienne d'*Agaricus bisporus* augmente progressivement en fonction du temps, il passe de 2,62 cm à 6,25cm après 72 heures d'incubation. Le mycélium d'*Agaricus bisporus* envahit totalement la surface du milieu PAD contenu dans la boîte de Pétri à 96 heures d'incubation où le diamètre moyen de la colonie mycélienne est de l'ordre de 8,5 cm. Après 96 heures d'incubation, nous avons constaté que le mycélium poursuit sa croissance et envahit la surface inférieure des couvercles des boîtes de Pétri.

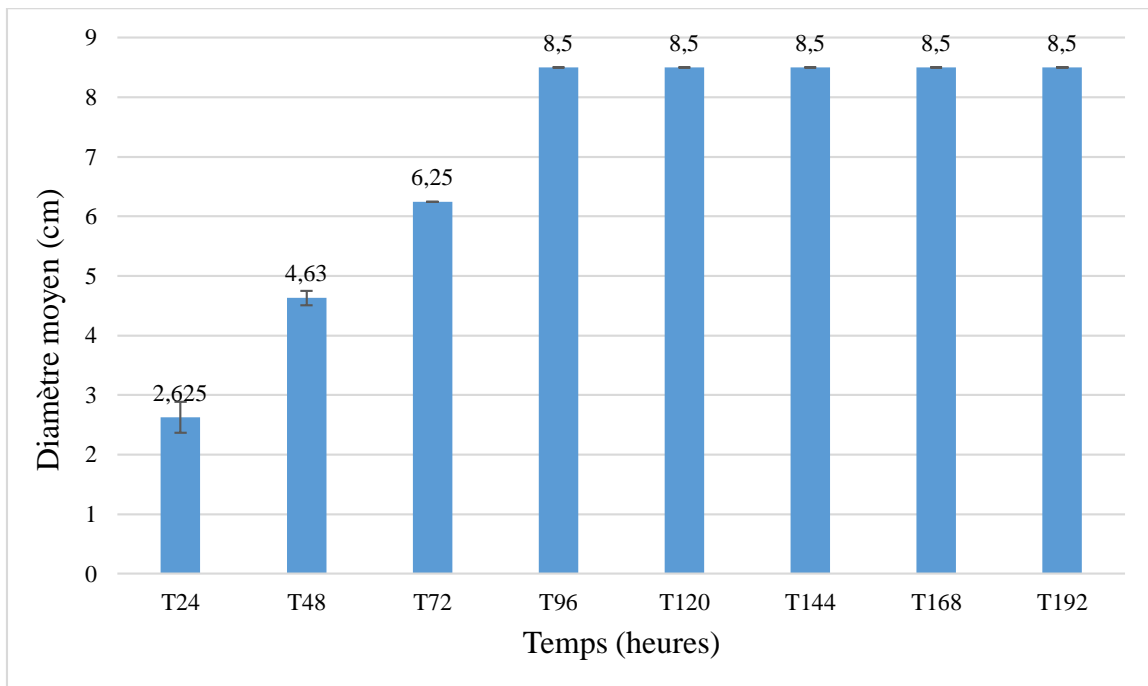


Figure 22 : Croissance mycélienne moyenne d'*Agaricus bisporus* sur le milieu PDA.

Nous avons constaté, qu'entre 24 heures d'incubation et 72heures, la croissance du mycélium d'*Agaricus bisporus* augmente progressivement, passant de 2,62 cm à 6,25. Cette phase représente une croissance exponentielle typique, où les nutriments sont encore abondants dans le milieu de culture. La croissance mycélienne atteint son maximum à 96 heures avec un diamètre moyen maximal de 8,5 cm. Ce dernier reste stable jusqu'à 192 heures. À ce stade, le mycélium a envahi toute la surface du milieu, et la croissance est probablement limitée par l'espace ou la disponibilité des nutriments. L'observation de la croissance du mycélium sur la partie inférieure des couvercles des boîtes de Pétri indique une croissance tridimensionnelle supplémentaire due à la saturation de la surface du milieu.

Chapitre 3 : Résultats et discussion

Selon Smith et al. (2004), les champignons, y compris *Agaricus bisporus*, montrent une croissance rapide lors de la phase exponentielle où les conditions de l'environnement sont idéales, en particulier en termes de nutriments et d'espace. La croissance initiale plus lente observée à 24 heures d'incubation, pourrait être attribuée à l'adaptation du mycélium aux conditions du milieu PDA. Cette phase montre l'expansion du mycélium en utilisant les ressources disponibles sur le milieu PDA qui est riche en glucose et en extrait de pomme de terre. Il constitue un substrat idéal pour la croissance d'*Agaricus bisporus*.

La composition du milieu peut influencer significativement la vitesse et l'étendue de la croissance mycélienne, influencée par la température, l'humidité, la concentration en nutriments et le pH. Ce sont des paramètres cruciaux pour la croissance du mycélium des souches d'*Agaricus bisporus* et peuvent présenter des cinétiques de croissance légèrement différentes en raison de leur patrimoine génétique. Pendant cette période, le champignon active des enzymes spécifiques pour décomposer les composants du milieu PDA en sources de carbone et d'énergie utilisables, la croissance exponentielle du mycélium est due à la prolifération rapide des hyphes, où chaque cellule produit de nouveaux hyphes à un taux exponentiel. Ce processus est soutenu par la disponibilité initiale élevée en nutriments, favorisant une croissance rapide (Moore et al., 2011).

Selon Chang et Hayes (1978), une fois que le mycélium a colonisé toute la surface disponible, la croissance horizontale s'arrête, marquant l'entrée dans la phase stationnaire. Cela pourrait également être dû à la réduction des nutriments disponibles et à l'accumulation de métabolites secondaires. Le plateau de croissance après 96 heures d'incubation, suggère que le mycélium a atteint les limites physiques du milieu de culture. Cela correspond à un phénomène d'invasion totale de la surface, comme décrit par Stamets (2000), où le champignon commence à explorer d'autres espaces pour la colonisation, ici observé par la croissance sur la face inférieure du couvercle.

Ross et Harris (1983) expliquent que dans des environnements confinés, les champignons montrent souvent une croissance secondaire, colonisant des surfaces supplémentaires en raison de la compétition pour les ressources. Une fois que le mycélium a colonisé le milieu disponible, il peut rechercher de nouvelles surfaces, ce qui est observé par la croissance mycélienne sur les faces inférieures des couvercles des boîtes de Pétri. Ce comportement suggère que le champignon recherche d'autres ressources en réponse à la saturation du milieu initial.

1.2 Comparaison des pourcentages des zones claires d'*Agaricus bisporus* des trois traitements en fonction du temps d'incubation

Selon les résultats de la figure 23, sur les trois traitements étudiés à savoir Ch, Pch, P, seule les deux traitements Ch, Pch ont permis l'apparition des zones claires d'*Agaricus bisporus*, autrement dit une croissance mycélienne. Le pourcentage moyen des zones claires du traitement Pch est faible par rapport au témoin Ch. Après 48heure d'incubation le pourcentage moyen observé sur le témoin Ch est de l'ordre de 8,66 % et il atteint son maximum 100% après 144heures d'incubation. Par contre, sur le traitement Pch, ce n'est qu'après 96 heures d'incubation que nous avons observé l'apparition des zones claire où le pourcentage est de l'ordre de 5,3% et il atteint son maximum qui de l'ordre de 92,8 après 432 heures d'incubation.

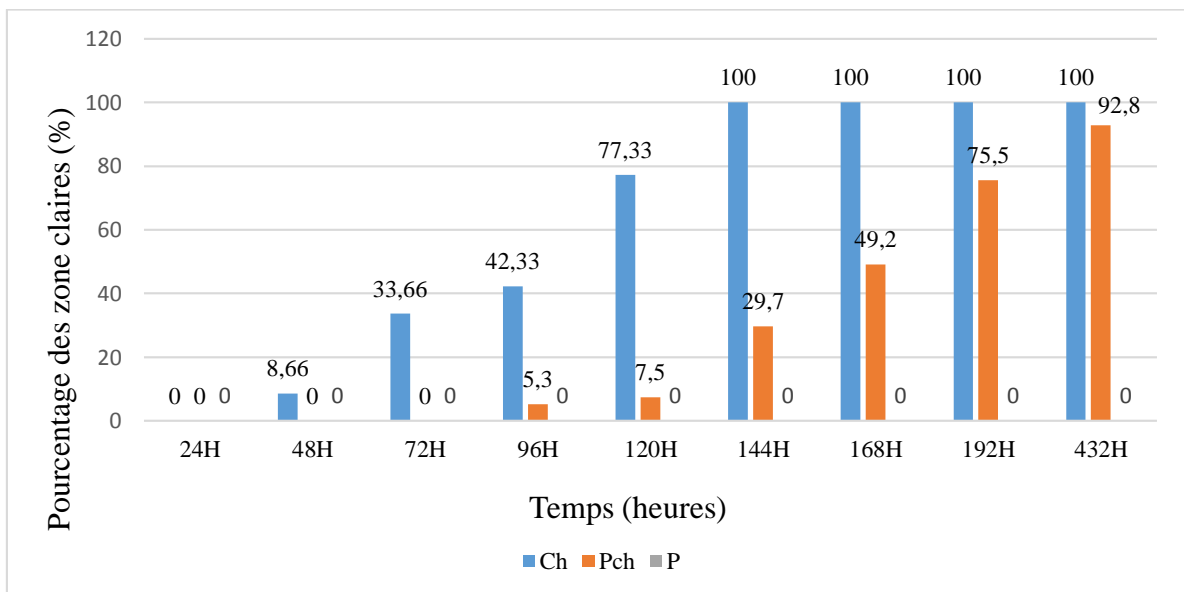


Figure 23 : Pourcentage des zones claires d'*Agaricus bisporus* des trois traitement en fonction du temps.

Les résultats du test de Kruskal-Wallis révèlent une différence très hautement significative pour le facteur traitement ($p\text{-value} < 2.2 \times 10^{-16}$) à savoir le témoin Ch (champignon seul) et le traitement Pch (disque de sachet en PE avec champignon) et le traitement P (disque de sachet noir en PE seul). Le test Post-hoc de Kruskal-Wallis classe les différents traitements en trois groupes homogènes. Le témoin Ch dans le groupe (a), le traitement Pch dans le groupe (b) et le traitement P c'est classé dans le dernier groups (c) (annexe 2 : tableau 4).

Les résultats du test de Kruskal-Wallis révèlent aussi une différence très hautement significative pour le facteur temps ($p\text{-value} = 1.349 \times 10^{-11}$). Il classe le facteur temps en huit groupes

Chapitre 3 : Résultats et discussion

homogènes qui sont les suivants : le groupe (a), (ab), (abc), (abcd), (bcde), (cde), (de), (e) (annexe 2 : tableau 2).

Le test de Kruskal-Wallis, révèle une différence très hautement significative pour le facteur temps ($p\text{-value} < 2,2 \times 10^{-16}$). Il classe le facteur temps en quatre groupes homogènes qui sont les suivants : le groupe (a) après 96 heures, (b) après 72 heures, (c) après 48 heures, (d) après 24 heures (annexe 1 : tableau 3).

Le traitement Ch montre une progression rapide et complète des zones claires, atteignant 100% à partir de 144H, ce qui suggère une efficacité accrue de la biodégradation par *Agaricus bisporus* en l'absence de sachet noir en PE. Le champignon *Agaricus bisporus* seul semble être le plus efficace pour coloniser la zone étudiée (Wood et Goodenogh., 1977 ; Barrettet et al., 1991 ; Jonathan et Fasidi.,2003 ; Kim et al., 2008 ; Petersonne et al.,2015 ; Sharmaet et al., 2021).

L'absence d'un polluant, tel que le sachet noir en plastique, permet à *Agaricus bisporus* de croître de manière optimale, sans barrière physique ou chimique qui pourrait entraver sa colonisation. Selon Sánchez (2010), dans des conditions idéales, où aucune contrainte externe n'est imposée, le mycélium d'*Agaricus bisporus* peut exploiter pleinement le milieu de culture, se développe sur un substrat homogène et nutritif, optimisé pour sa croissance. Le mycélium peut s'étendre rapidement et efficacement, ce qui se traduit par un pourcentage élevé de zones claires (Chang, et Miles., 2004). Ce milieu, souvent constitué de Potato Dextrose Agar (PDA), est riche en nutriments essentiels tels que le glucose et les acides aminés, qui favorise la croissance rapide et vigoureuse du mycélium.

La température idéale pour la croissance du mycélium de ce champignon se situe généralement entre 24 et 27°C, tandis qu'un pH légèrement acide, autour de 5,5 à 6,5, est souvent recommandé pour maximiser l'activité enzymatique nécessaire à la décomposition des substrats et à l'absorption des nutriments (Grimm et Wösten, 2018). Une humidité relative élevée, généralement entre 85 et 90 %, est également cruciale pour maintenir une hydratation adéquate du substrat, facilitant ainsi la croissance mycélienne (Stamets., 2000 ; Chang et Miles., 2004 ; Moore., 2005).

Le traitement P n'affiche aucune apparition de zones claires, suggérant que la présence du champignon est essentielle pour la dégradation du PE.

Chapitre 3 : Résultats et discussion

Quant au traitement impliquant le sachet noir Pch en présence d'*Agaricus bisporus*, les résultats observés montrent un ralentissement de la vitesse de la croissance mycélienne en fonction du temps. Nous avons constaté que ce n'est qu'après 120 heures d'incubation qu'il y a eu apparition des zones claires avec un pourcentage moyen de 5,3% contrairement au témoin ch où l'on a observé un pourcentage de 8,66% de zones claires après 48 heures d'incubation (Figure 25 et 26).

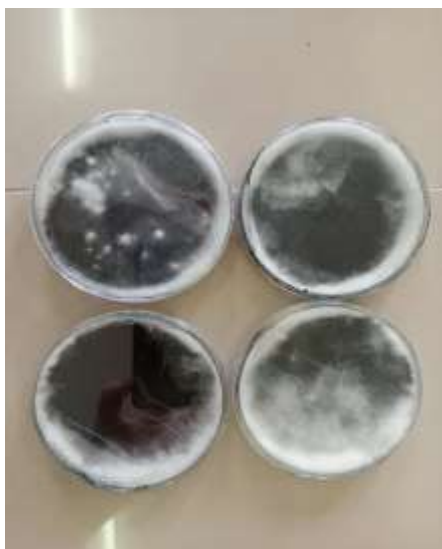


Figure 25 : Croissance fongique d'*Agaricus bisporus* sur le milieu gélosé PDA.

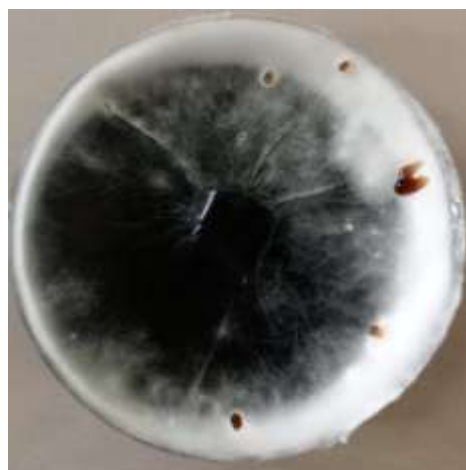


Figure 24 : Evaluation des zones claires d'*Agaricus bisporus* (cm²) sur le milieu gélosé PDA.

Ces résultats peuvent s'expliquer par plusieurs facteurs. Premièrement, le sachet noir pourrait agir comme une barrière physique, empêchant une diffusion efficace de l'oxygène, essentiel pour la respiration et la croissance du mycélium d'*Agaricus bisporus*. Une réduction de l'accès à l'oxygène pourrait ainsi ralentir ou stopper la croissance mycélienne (Stamets., 2000 ; Sivan., 2011). Par ailleurs, le sachet noir pourrait libérer des composés chimiques inhibant la croissance du mycélium, agissant comme des inhibiteurs métaboliques ou créant des conditions suboptimales pour le développement d'*Agaricus bisporus* (Jonathan et Fasidi., 2001). Enfin, le sachet noir pourrait confiner la croissance du mycélium en limitant l'espace physique où il peut s'étendre, réduisant ainsi la capacité du champignon à coloniser l'ensemble du milieu (Chang et Miles., 2004 ; Hofrichter et Ullrich., 2006 ; Osma et al., 2010).

Chapitre 3 : Résultats et discussion

La reprise de l'activité mycélienne et l'augmentation du pourcentage des zones claires à 92,8% après 432 heures d'incubation peuvent être attribuées à la période d'adaptation du champignon *Agaricus bisporus* au nouveau substrat, le plastique en PE, qui est un xénobiotique pour lui. Lors de l'introduction du sachet noir en polyéthylène, le champignon rencontre un matériau qui lui est étranger et doit d'abord s'adapter à ce nouveau substrat (Feng et Zhang., 2019 ; Singh et al., 2020).

Pendant cette période d'adaptation, le champignon ajuste ses mécanismes métaboliques et produit les enzymes nécessaires pour décomposer le plastique. Ce processus d'adaptation est crucial pour la dégradation efficace du xénobiotique. Une fois que le champignon a surmonté cette phase initiale, il peut développer une activité mycélienne plus soutenue et une meilleure capacité à dégrader le plastique. Cela explique l'augmentation progressive du pourcentage des zones claires, atteignant 92,8% après 432 heures d'incubation. Cette progression indique que le champignon est devenu plus efficace dans la dégradation du sachet noir en polyéthylène (Sánchez., 2010 ; Shama.,2010 ; Nobel et al., 2017 ; Nunes et Kunamneni., 2018).

1.3 Taux de dégradation des sachets noirs en PE sur le milieu PDA

Les résultats de la figure 27, montrent la différence de poids des sachets noirs en PE après leur biodégradation sur milieu PDA. Cette biodégradation est évaluée sur deux traitements à savoir le traitement Pch et le traitement témoin P. Pour le traitement Pch, le poids initial (P_i) des sachets était de 58,5mg. Après deux mois d'incubation, le poids des sachets a diminué à 52,7mg, indiquant une perte de poids de 5,8 mg. En revanche, pour le témoin P le poids est resté constant de 58,5mg (Figure 28).

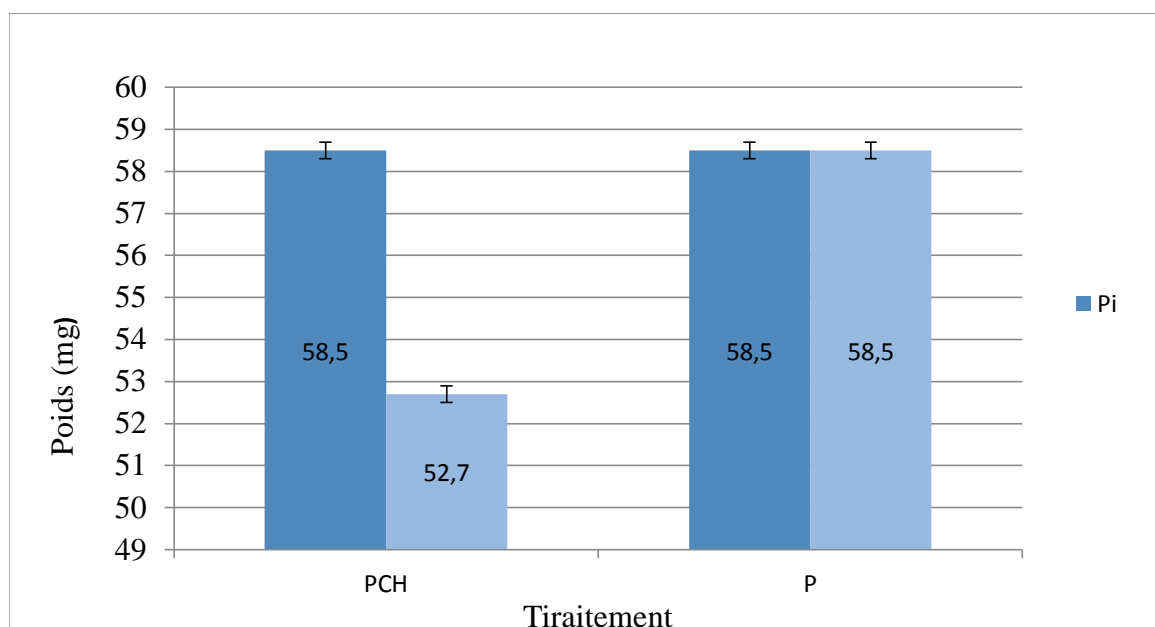


Figure 27 : Poids des sachets noir en PE après la biodégradation sur le milieu PDA

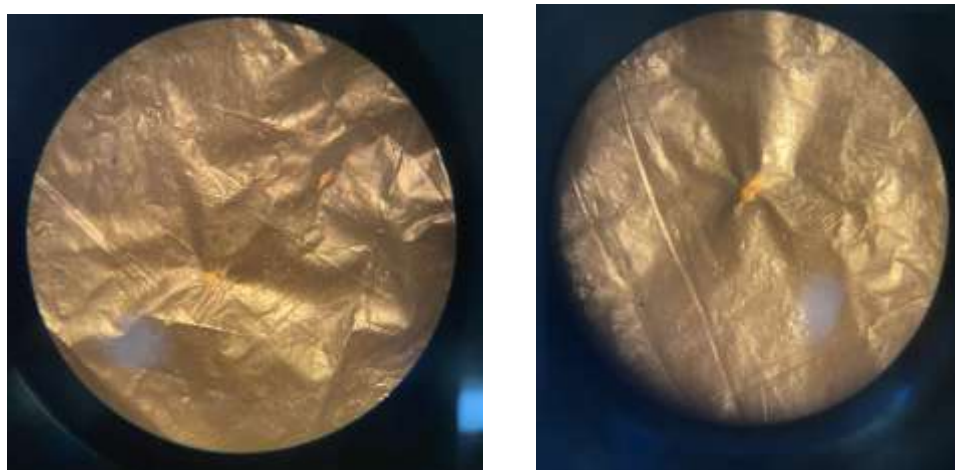


Figure 26 : Observation microscopique de la dégradation d'un sachet noir en PE par *Agaricus bisporus*

Les résultats du test de Mann-Whitney révèlent une différence significative pour le facteur traitement (p -value = 0,04159) à savoir le témoin P (sachets noir en PE) et le traitement Pch (disque de sachet en PE avec champignon).

La perte de poids des sachets noirs en PE observée dans cette étude souligne l'efficacité d'*Agaricus bisporus* dans la dégradation du polyéthylène, ce qui constitue un indicateur clé de l'activité enzymatique de ce champignon. Ce dernier semble décomposer les chaînes polymériques du PE, transformant une partie de la matière plastique en produits plus simples.

Chapitre 3 : Résultats et discussion

Les résultats montrent une différence marquée entre les poids des sachets noirs en polyéthylène après la biodégradation sur milieu PDA pour les deux traitements testés. Dans le traitement Pch, le poids des sachets a diminué de manière significative, passant de 58,5 mg à 52,7 mg après la période d'incubation. Cette réduction de poids est attribuée à l'action enzymatique d'*Agaricus bisporus*, qui produit des enzymes telles que les laccases, les peroxydases et les cellulases, capables de décomposer les longues chaînes polymériques du PE en molécules plus simples, entraînant ainsi une diminution de la masse moléculaire (Shah et al., 2008). En revanche, dans le traitement P, le poids des sachets est resté constant à 58,5 mg, indiquant qu'aucune dégradation significative du plastique n'a eu lieu.

Comme l'ont décrit Shah et al., (2008). La présence du champignon est cruciale pour initier et maintenir la dégradation du plastique.

Une fois attaché, *Agaricus bisporus* sécrète des enzymes extracellulaires, telles que les laccases, les peroxydases et les cellulases, qui catalysent la rupture des liaisons covalentes dans les chaînes polymériques du PE, transformant le plastique en molécules plus petites. Ces molécules peuvent être assimilées par le champignon ou continuer à être dégradées jusqu'à être complètement minéralisées en CO₂ et en eau (Gu, 2003).

Santo et al., (2013) expliquent que le polyéthylène est un polymère composé de longues chaînes d'hydrocarbures avec des liaisons carbone-carbone très résistantes. Sans l'intervention d'enzymes spécifiques, ces liaisons ne se dégradent pas facilement, rendant le PE très durable. Les enzymes sécrétées par *Agaricus bisporus* ciblent ces liaisons spécifiques, initiant ainsi la décomposition du polymère et la diminution du poids des sachets.

Le processus de biodégradation est continu tant que le champignon reste actif et continue de produire des enzymes, comme l'ont décrit Bonhomme et al. (2003). Dans le traitement Pch, cette activité enzymatique prolongée permet la poursuite de la dégradation du PE. En revanche, dans le traitement P, l'absence de champignon et donc d'enzymes explique pourquoi le PE reste inchangé.

2 Essais de Biodégradation des sachets noirs en PE par *Agaricus bisporus* dans le sol

2.1 Caractéristique du sol

Les résultats de l'analyse physicochimiques du sol sont résumés dans les tableaux et ont été examinés au laboratoire de pédologie d'Alger.

Chapitre 3 : Résultats et discussion

Tableau 4 : Résultats des analyses du sol.

Paramètre	Résultat	Commentaire
Matière organique (%)	3,07	Moyenne en MO
Granulométrie (%)	A (%) : 31,45 L (%) : 52,308 S (%) : 18,384	Texture : Limon argilo-sableux
Azote(%)	0,35	faible
Ph	7,23	Neutre
Capacité au champ	75,15 %	Moyenne en rétention d'eau

Avec un pourcentage de 3,07% de matière organique, le sol est considéré comme riche en matière organique. La matière organique améliore la structure du sol, la rétention d'eau et fournit le carbone nécessaire à la croissance du champignon (Hillel, 2004).

La texture du sol est limon argilo-sableux, ce qui signifie qu'il a une proportion importante de limon (52,30%), suivi d'argile (31,45%) et d'une plus petite quantité de sable (18,38%). Ce type de sol est équilibré en termes de rétention d'eau et de drainage, ce qui le rend généralement favorable à la croissance des champignons (Soil Science Society of America, 2017).

Le résultat indique que le sol contient 0,35% d'azote. Ce dernier, indispensable à la synthèse des protéines, des acides nucléiques, et d'autres composants cellulaires essentiels à la croissance fongique (Bremner, 1996).

L'azote et le carbone jouent un rôle important dans la croissance des champignons, y compris *Agaricus bisporus*, et stimulent la biodégradation des matières organiques, y compris les polymères synthétiques comme le polyéthylène. Le carbone est la principale source d'énergie pour les champignons, leur permettant de synthétiser des biomolécules essentielles telles que les enzymes dégradantes (Pointing, 2001). Ces enzymes, comme les ligninases et les

Chapitre 3 : Résultats et discussion

peroxydases, sont essentielles pour décomposer les polymères complexes. En présence d'une source équilibrée de carbone et d'azote, les champignons peuvent optimiser leur métabolisme et leur activité enzymatique, ce qui renforce leur capacité à décomposer les matériaux résistants, y compris les plastiques (Eastwood et Burton 2002). Cette interaction entre le carbone et l'azote est particulièrement importante dans des environnements comme le sol, où l'abondance et la disponibilité de ces éléments influencent directement l'efficacité de la bioremédiation (Baldrian, 2006).

Les résultats de l'analyse du pH montrent que notre sol indiquant un pH neutre de $pH = 7,23$.

Le pourcentage de rétention d'eau est de l'ordre de 75,15 %, Cela signifie que le sol étudié a une bonne capacité de rétention d'eau. C'est un facteur essentiel pour évaluer la disponibilité en eau pour le champignon *Agaricus bisporus* dans le sol inoculé. Comme le souligne Hillel (2004), cette capacité est déterminée par les propriétés texturales et structurales du sol, qui influencent la taille des pores et, par conséquent, la rétention d'eau.

2.2 Essais de biodégradation des sachets noirs en PE dans le sol

2.2.1 Evaluation de la respiration fongique

Selon les résultats illustrés dans la figure 29, la quantité de CO_2 dégagée par la respiration fongique est différente en fonction des traitements suivants : SCHSn, SCH-Sn et SSn-Ch. Pour le traitement SCHSn, la quantité de CO_2 cumulée est de l'ordre de 14,45 g. Elle augmente

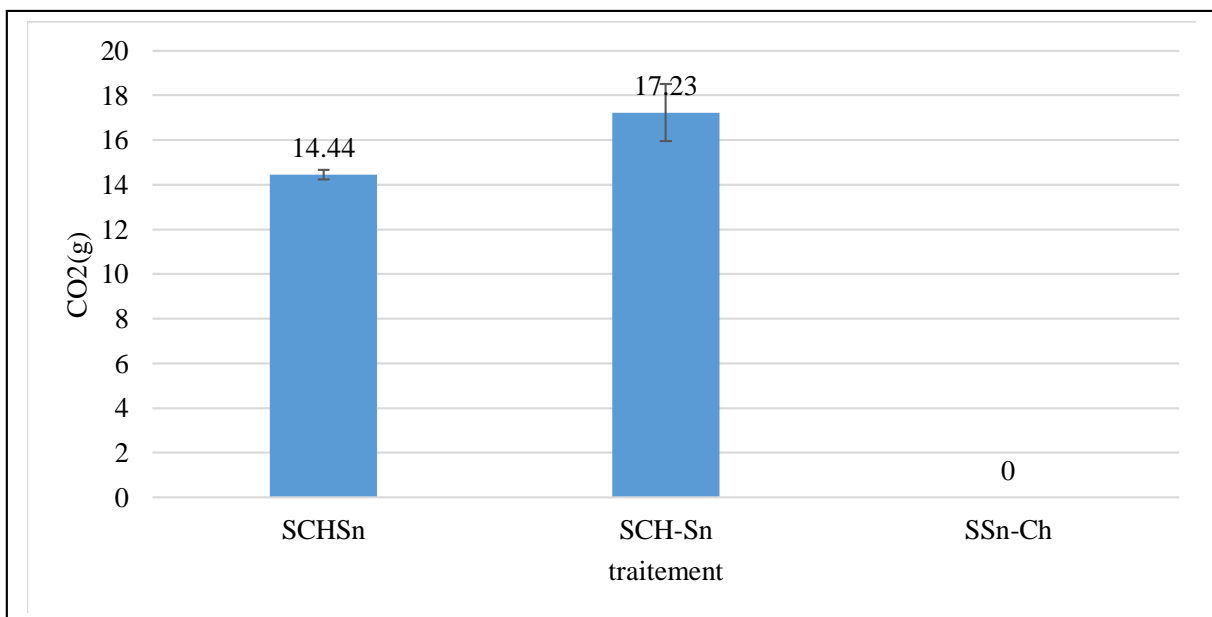


Figure 28 : Quantité de CO_2 cumulée en fonction des différents traitements.

Chapitre 3 : Résultats et discussion

à 17,23 g pour le témoin SCH-Sn. En revanche, pour le traitement SSn-Ch, la quantité de CO₂ cumulée est nettement plus faible, elle est de l'ordre de 1,9g.

Les résultats du test de Kruskal-Wallis révèlent une différence significative pour le facteur traitement (p-value = 0,002651) à savoir le traitement SCHSn (quatre carreaux de sachet noir en PE avec champignon et le sol), le traitement SCH-Sn (sol avec champignon sans les quatre carreaux sachet noir en PE) et le traitement SSn-CH (sol avec quatre carreaux de sachet noir en PE sans champignon). Le test de Kruskal-Wallis classe les différents traitements en trois groupes homogènes. Le traitement SCH-Sn dans le groupe (a), le traitement SCHSn dans le groupe (ab) et le traitement SSn-CH classé dans le dernier groups (b) (annexe 5 : tableau 1).

La quantité de CO₂ dégagée par *Agaricus bisporus*, est un indicateur direct de son activité métabolique. Lorsqu'un champignon décompose des matières organiques, y compris les plastiques, il utilise l'oxygène et libère du CO₂, ce qui reflète la respiration cellulaire. La quantité de CO₂ produite est donc proportionnelle à l'activité de dégradation. Selon Barron (2003), les champignons jouent un rôle essentiel dans la décomposition de la matière organique en raison de leurs enzymes lignolytiques. Ces enzymes sont capables de décomposer des polymères complexes, comme le polyéthylène, en monomères plus simples que le champignon peut utiliser comme source de carbone pour sa croissance.

La production de dioxyde de carbone (CO₂) observée dans notre expérience reflète l'activité métabolique d'*Agaricus bisporus* lors de la dégradation des matériaux polymériques comme le polyéthylène (PE). La respiration fongique est un processus aérobie où le champignon consomme de l'oxygène et libère du CO₂ comme sous-produit de la dégradation des substrats organiques (Kirk et al., 2001). Dans les traitements SCHSn (sol + champignon + sachet noir) et SCH-Sn (sol + champignon sans sachet noir), la production de CO₂ est respectivement 14,45 g et 17,23 g. Cela indique une activité métabolique élevée, associée à la dégradation du PE pour SCHSn et de la matière organique du sol concernant SCH-Sn. La dégradation du PE par *Agaricus bisporus* est médiée par des enzymes lignolytiques telles que les laccases et les peroxydases, qui clivent les longues chaînes de polyéthylène en fragments plus petits assimilables. Ces fragments sont ensuite utilisés par le champignon dans son métabolisme, produisant du CO₂ comme produit final de la respiration (Kirk et al., 2001 ; Reddy et al., 2019).

Dans le traitement SSn-Ch (sol + sachet noir sans champignon), il n'y a pas de production de CO₂. Cela peut s'expliquer par le fait que premièrement le sol a été stérilisé, ce qui élimine les

Chapitre 3 : Résultats et discussion

microorganismes responsables de la décomposition et de la respiration du sol et d'autre part par l'absence de l'inoculum fongique du champignon *Agaricus bisporus* dans le sol.

Ces résultats soulignent le rôle crucial des champignons de la pourriture blanche dans la bioremédiation des sols pollués par les polymères synthétiques (O'Leary et Paine., 2001 ; Kirk et al., 2001).

2.2.2 Taux de dégradation des sachets noirs en PE dans le sol

La figure 29, montre la diminution du poids des sachets noirs en PE soumis à un processus de biodégradation dans le sol. Deux traitements ont été comparés : SCHSn et SSn-CH. Le poids initial des sachets était de 3,7 mg. Après deux mois d'incubation, le poids final des sachets dans le traitement SCHSn a diminué à 1,3mg, avec une perte en poids de 2.4 mg. Pour le traitement SSn-CH, le poids a également reste constant avec 3,7mg.

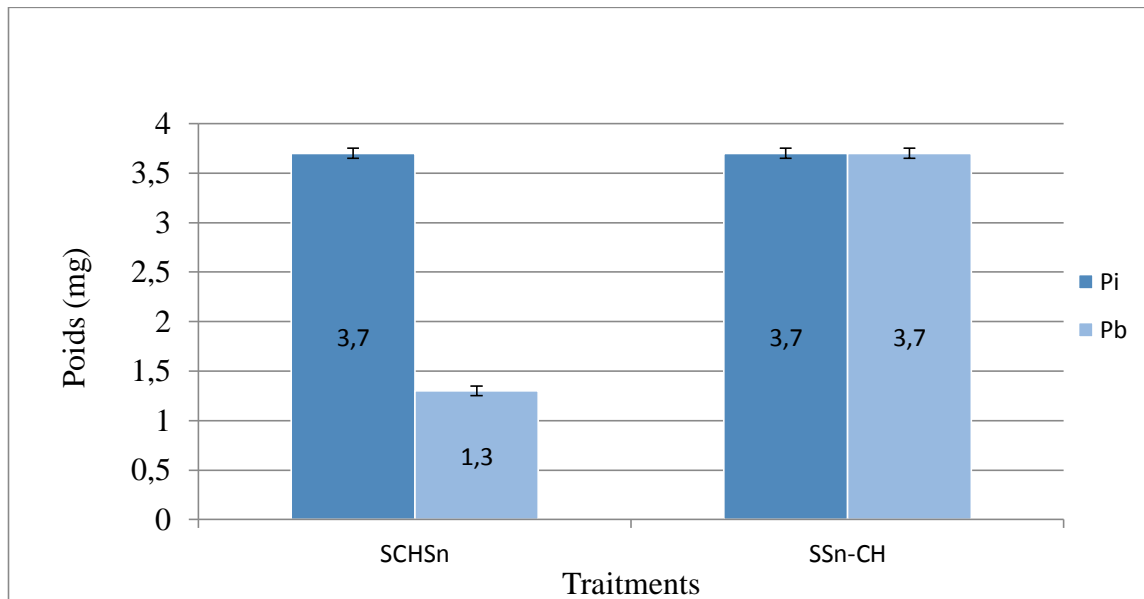


Figure 29 : Poids des sachets noir en PE après la biodégradation dans le sol.

Les résultats du test de Mann-Whitney révèlent une différence hautement significative pour le facteur traitement (p -value = 0,01346) à savoir le témoin SSn-CH et le traitement SCHSn.

La diminution de poids des sachets en polyéthylène observée dans cette étude met en évidence l'efficacité d'*Agaricus bisporus* dans la dégradation du plastique.

Les plastiques, en particulier le polyéthylène (PE), sont résistants à la dégradation en raison de leur structure chimique stable, caractérisée par des longues chaînes de polymères et des fortes liaisons covalentes entre les atomes de carbone. Cette stabilité chimique rend le PE difficile à

Chapitre 3 : Résultats et discussion

décomposer par des processus naturels (Reddy et al., 2015). Cependant, des champignons comme *Agaricus bisporus* montrent un potentiel significatif pour la biodégradation de ces matériaux en raison de leur capacité à produire des enzymes spécifiques.

Dans notre étude, deux traitements ont été comparés : SCHSn, où *Agaricus bisporus* est présent avec les sachets en PE, et SSn-CH, où le champignon est absent. Les résultats montrent une diminution significative du poids des sachets dans le traitement SCHSn, passant de 3,7 mg à 1,3 mg, avec une perte de 2,3 mg. Cette réduction du poids indique que le champignon a effectivement contribué à la biodégradation des sachets, probablement grâce à l'activité enzymatique qui a décomposé les chaînes de polymères du PE en fragments plus petits. Ces fragments plus petits peuvent ensuite être dégradés davantage par des processus biologiques dans le sol, ou les sous-produits peuvent être absorbés ou dégradés par d'autres micro-organismes présents dans l'environnement (Arora et Sarma, 2021 ; Khan et al., 2022).

L'efficacité d'*Agaricus bisporus* peut être attribuée à sa capacité à produire des enzymes spécifiques telles que les laccases et les peroxydases. Ces enzymes sont connues pour leur capacité à décomposer des structures polymériques complexes en fragments plus petits. Les laccases, par exemple, sont capables d'oxyder les composés phénoliques et de décomposer les structures polyaromatiques présentes dans le PE, facilitant ainsi sa dégradation (Singh et Ghosh., 2016). Les peroxydases, de leur côté, jouent un rôle complémentaire en oxydant les lignines et d'autres substrats complexes, contribuant à la dépolymérisation du PE (Kumar et al., 2017). Cette dépolymérisation rend les longues chaînes de polymères du PE plus susceptibles d'être dégradées par des processus biologiques ou chimiques ultérieurs, permettant ainsi une réduction plus efficace du poids du plastique.

L'absence de réduction de poids dans le traitement SSn-CH, où *Agaricus bisporus* est absent, souligne l'importance de l'inoculation du sol par *Agaricus bisporus*. Le polyéthylène est résistant à la biodégradation en l'absence de l'action du champignon (Dighton, 2003). Donc, sans la présence du champignon *Agaricus bisporus*, les sachets en PE ne montrent pas une dégradation (Reddy et Zhao., 2015 Khan et al., 2022).



Conclusion générale

Conclusion générale

Au terme de notre étude, nous avons tiré les conclusions suivantes :

Le milieu PDA est favorable à la croissance mycélienne d'*Agaricus bisporus* et à son entretien et sa multiplication car il est riche en nutriments, ce qui favorise une croissance rapide et étendue du mycélium. Le mycélium d'*Agaricus bisporus* a montré une croissance rapide, envahissant totalement la surface du milieu PDA en seulement 96 heures d'incubation avec un diamètre moyen de 8,5 cm.

Le champignon *Agaricus bisporus* dégrade les disques de sachets noirs en plastique en utilisant ces derniers comme substrat pour sa croissance mycélienne. Cela s'explique par le pourcentage le plus élevé des zones claires qui atteint 92,8 % après 432 heures d'incubation.

Le sol étudié au laboratoire contient une fraction de matière organique (3,07 %) et de l'azote organique (0,35 %) et son pH qui est de l'ordre de 7,23 sont des facteurs qui créent un environnement propice à la biodégradation des sachets noir en PE par *Agaricus bisporus*.

La texture limono argilo-sableuse du sol étudié a permis une bonne aération et une rétention d'eau modérée, conditions idéales pour la biodégradation des sachets noir en PE par d'*Agaricus bisporus*.

La respiration fongique est importante dans les sols inoculés par *Agaricus bisporus*, avec des valeurs de 14,44 g et 17,23 g pour les traitements SCHSn et SCH-Sn respectivement. Elle est faible dans les sols sans inoculum.

Enfin, la biodégradation des sachets noir en PE est plus efficace en présence d'*Agaricus bisporus*, comme l'indique aussi la perte en poids de ces sachets au niveau du sol inoculé SCHSn par rapport au sol non inoculé par *Agaricus bisporus* qui est SSn-CH.

Au terme de notre étude, nous concluons que les champignons de la pourriture blanche particulièrement *Agaricus bisporus* sont capables de s'adapter à des environnements pollués par des plastiques en PE et de les dégrader.

Les essais de mycorémédiation par *Agaricus bisporus* réalisés dans notre laboratoire constituent une première étape vers l'élaboration d'un protocole de bioremédiation des sols à plus grande échelle. Nous prévoyons de mener des études complémentaires pour approfondir ces résultats et explorer l'utilisation de ce champignon dans la dégradation du plastique en PE, nous proposons en perspectives :

Conclusion générale

- Améliorer la qualité du sol selon les besoins d'*Agaricus bisporus* en éléments minéraux et organiques comme l'apport supplémentaire en paille, fumier de cheval, gypse et calcaire.
- La présence de matière cellulosique peut stimuler la production d'enzymes par *Agaricus bisporus* pour dégrader le plastique. De ce fait, il serait intéressant d'apporter l'inoculum d'*Agaricus bisporus* sur un support ligniocellulosique comme la paille de blé, des grains d'orge, des emballages cartonnés etc.
- Etudier à l'avenir les enzymes d'*Agaricus bisporus* qui interviennent dans la biodégradation des sachets noirs en PE.
- Introduire d'autres champignons qui ont une relation symbiotique avec *Agaricus bisporus* qui peuvent améliorer l'efficacité de la dégradation.
- Tester les concentrations minimales d'inoculum fongiques requises pour l'inoculation des sols contaminés par les plastiques, tout en optimisant les conditions de bioremédiation ex-situ.
- Utiliser un sol non stérile.



Références

Addou, A. (2009). *Traitement des déchets : valorisation, élimination*. Paris : L'Harmattan. ISBN : 978-2-296-08419-4.

Albertsson, A. C., Andersson, S. O., & Karlsson, S. (1987). The mechanism of biodegradation of polyethylene. *Polymer Degradation and Stability*, 18, 73-87.

Andrady, A. L. (2015). *Plastics and the environment*. Wiley. ISBN 978-1-118-63412-6

Arora, D. S., et Sarma, S. (2021). Biodegradation of plastic waste by fungi. *Environmental Chemistry Letters*, 19(1), 23-40.

Atila, F. (2019). The effects of different substrate and casing materials on yield, earliness, and some morphological characteristics of *Agaricus bisporus* (Lange) Sing. *Scientia Horticulturae*, 254, 61-67.

Azems, A. (2007). *Mélanges de polymères : Application à la Récupération et au Recyclage des Déchets* », working paper, UMMTO.

Baize D.2004. *Petit lexique de pédologie*. INRA Éditions, Paris. 272 p.

Baldrian, P. (2006). Fungal laccases—occurrence and properties. *FEMS Microbiology Reviews*, 30(2), 215-242.

Banu, D., Feldman, D., & Elektorowicz, M. (2006). Contribution to the study of fungal attack on some vinylformulations. *Journal of Polymers and the Environment*, 14, 10.1007/s10924-006-004-9.

Barnes, D. K. A., et Milner, P. (2005). Drifting plastic and its consequences for sessile organism dispersal in the Atlantic Ocean. *Marine Biology* 146: 815-825.

Barrett, D. K., & Farrow, C. W. (1991). *Agaricus bisporus* and other edible mushrooms: cultivation, substrate preparation, and growth conditions. *Mycological Research*, 95(10), 1130-1134.

Barron, G. L. (2003). *Biology of Plant Litter Decomposition*. Boca Raton, FL : CRC Press. ISBN 978-1-56670-594-7.

Bedrane (2016). *Le recyclage des déchets plastiques, un enjeu du développement durable : Cas de l'entreprise de recyclage BELLOUNIS et de l'entreprise de transformation des plastiques Kaci Plast/ Tizi - Ouzou*. Université MOULOUD MAMMERI De Tizi - Ouzou, 101p.

- Bonhomme, A., M. Zylstra, G. J., K. H. Lee, J. S., & M. G. J. A. S. (2003). Biodegradation of polyethylene by fungi and bacteria. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 62(3), 399-408.
- Bonhomme, S., Cuer, A., Delort, A. M., Lemaire, J., Sancelme, M., & Scott, G. (2003). Environmental biodegradation of polyethylene. *Polymer Degradation and Stability*, 81(3), 441-452. doi:10.1016/S0141-3910(03)00129-0
- Bonhomme, S., Cuer, A., Delort, A. M., Lemaire, J., Sancelme, M., & Scott, G. (2003). Environmental biodegradation of polyethylene. *Polymer Degradation and Stability*, 81(3), 441-452. [https://doi.org/10.1016/S0141-3910\(03\)00129](https://doi.org/10.1016/S0141-3910(03)00129)
- Bouderhem A.2011. Utilisation Des Souches Bactériennes Telluriques Autochtones Dans La Biodetection et La Bioremediation des Sols Polluent Par Les Hydrocarbures. Mémoire de Magister, Université Kasd iMerbah-Ouargla, 64p.
- Boudet A. (2003). *Voyages au cœur de la matière plastique : les microstructures des polymères*. Edit CNRS, Paris. 196p.
- Brady, N. C., & Weil, R. R. (2008). *The Nature and Properties of Soils* (14th ed.). Upper Saddle River, NJ: Pearson Education. ISBN 978-0-13-227138-7. pp. 1-1, 1-15.
- Bremner, J. M. (1965). "Total nitrogen." In C. A. Black (Ed.), *Methods of Soil Analysis, Part 2: Chemical and Microbiological Properties* (pp. 1149-1178). American Society of Agronomy.
- Bremner, J. M. (1996). Nitrogen-Total. In *Methods of Soil Analysis: Part 3—Chemical Methods* Soil Science Society of America. (pp. 1085-1121).
- Breyne. P., Kellens, M., Sorel. N. (1995). *Les emballages plastiques* Espace Environnement 1 Ministère de la région wallonne, DGRNE - 8p.
- Bryant, J. A., Clemente, T. M., Viviani, D. A., Fong, A. A., Thomas, K. A., Kemp, P., Karl, D. M., DeLong, E. F. (2016). Diversity and activity of communities inhabiting plastic debris in the North Pacific Gyre. *mSystems*, 1(3), e00024-16. doi:10.1128/mSystems.00024-16
- Bryant, J. A., Clemente, T. M., Viviani, D. A., Fong, A. A., Thomas, K. A., Kemp, P., Karl, D. M., DeLong, E. F. (2016). Diversity and activity of communities inhabiting plastic debris in the North Pacific Gyre. *mSystems*, 1(3), e00024-16. <https://doi.org/10.1128/mSystems.00024-16>
- C. J. M. van Hise, S. A. M. Peterson, et al. (2015). "Fungal degradation of plastic: Insights into the growth and substrate utilization." *Journal of Applied Microbiology*, 118(4), 940-948.

Calmon-Decriaud, A., Bellon-Maurel, V., Silvestre, F., (1998). Standard methods for testing the aerobic biodegradation of polymeric materials. Review and perspectives, in *Blockcopolymers Polyelectrolytes Biodegradation*, 207-226.

Chang, R. (1996). Functional properties of edible mushrooms. *Nutrition reviews*. 54: 91-93.

Chang, S. T., & Hayes, W. A. (1978). *The Biology and Cultivation of Edible Mushrooms*. Academic Press.

Chang, S. T., & Miles, P. G. (2004). *Mushrooms: Cultivation, Nutritional Value, Medicinal Effect, and Environmental Impact*. CRC Press.

Cholake, S. T., Rajarao, R., Henderson, P., Rajagopal, R., Sahajwalla, V., (2017) Composite panels obtained from automotive waste plastics and agricultural macadamia shell waste. *J.Clean. Prod.* 151: 163–171.

Christopher Blair Crawford, (2017). *Book Microplastic Pollutants*. Amsterdam: Elsevier. ISBN 978-0-12-809406-8.

Cornu, P, (2012). *Les polychlorobiphényles: Enjeux environnementaux et sanitaires, et mycoremédiation*. Thèse de doctorat, Université Joseph Fourier.

David, I, et S. Ettenne, (2002) *Introduction à la physique des polymères*. Paris, Dunod. ISBN 978-2-100-05271-1.

Desachy, C. (2001). *Les déchets : sensibilisation à une gestion écologique*. Éd TEC et DOC. ISBN 978-2-7430-0499-6.

Dessarthe, A., Guyot H., Le Yhuelic, D., (1997). *Plastiques, composites et élastomères dans les technologies médicales*. N 10733(8) pp.107

Devi, G, P., Kumar, M., Madhavib, G., Guntur, C., Guntur, A. (2014) Adverse effects of plastic on environment and human beings. *Journal of Chemical and Pharmaceutical Science Special Issue 3*: 56-58.

Dighton, J. (2003). *Fungi in Ecosystem Processes*. CRC Press. ISBN 978-0-8247-4250-0.

Djelali, M (2021). *La biodégradation du plastique par les microorganismes*. Mémoire en science de la nature et de la vie, Université MOHAMED KHIDER, BISKRA.

Dommergues Y., 1968 : Principes de méthodologie en microbiologie en microbiologie du sol. Nouveaux documents pour une étude intégrée en écologie du sol.pp : 13-30. Edt Centre National de la Recherche Scientifique.

Duchaufour P., 2001. Introduction à la science du sol : sol, végétation et environnement. 6ème édition MASSON, Paris Milan Barcelone. 498 p.

Duva, C, (2009). Matières plastiques et environnement -2eéd : Recyclage. Biodégradabilité. Valorisation. (Dunod,)32-38.

Duval, C, (2004). « Matières plastiques et environnement : recyclage, valorisation, biodégradabilité, éco conception », éd Dunod, Paris.

Eastwood, D. C., Burton, K. S., (2002). Fungal bioremediation. In Gadd, G. M. (Ed.), Fungi in Bioremediation (pp. 85-104). Cambridge University Press.

Elisashvili, V., Kachlishvili, E., (2009). Physiological regulation of laccase and manganese peroxidase production by white-rot Basidiomycetes. Journal of Biotechnology, 144, 37-42.

Feedrochinko, G. (2004). Mushroom Production. Horticulture Journal. 6: 15-19.

Feng, L., Zhang, Z., (2019). Biodegradation of polyethylene by a fungus *Aspergillus oryzae*. Environmental Science and Pollution Research, 26, 9728-9736.

Feng, Y., Zhang, J., Xie, Y., Zhang, H., (2019). "Biodegradation of plastic waste by fungi and their associated mechanisms." In: Frontiers in Microbiology, 10, 640

Geyer, R., Jambeck, J. R., Law, K. L., (2017). "Production, use, and fate of all plastics ever made." Science Advances, 3(7), e1700782.

Geyer, R., Jambeck, J. R., Law, K. L., (2017). Production, use, and fate of all plastics ever made. Science Advances, 3(7), e1700782. doi:10.1126/sciadv.1700782. pp. 1-5.

Geyer, R., Jambeck, J. R., 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>

Gilbert, M. (2005). Brydson's Plastics Materials. p58-64.

Grimm, D., Wösten, H. A. B. (2018). Mushroom cultivation in the circular economy. Applied Microbiology and Biotechnology, 102(18), 7795-7803.

Gu, J.-D. (2003). Microbiological deterioration and degradation of synthetic polymers. *International Biodeterioration et Biodegradation*, 52(1), 11-20.

Hdda, KH., Bellahmer, L. (2018). La biodégradation de plastique par les bactéries. Mémoire master en Biologie Spécialité Génétique fondamentale et appliquée. Faculté des Sciences de la Nature et de la vie de l'Université Abdelhamid Ibn Badis de Mostaganem.

Hillel, D. (2004). *Introduction to Soil Physics*. Academic Press. pp. 1-500.

Hock, O. G., Lum, H. W., De Qin, D., Kee, W. K., & Shing, W. L. (2019). The growth and laccase activity of edible mushrooms involved in plastics degradation. *Toxicology Research*, 15, 108-116. Retrieved from ResearchGate.

Hock, O. G., Lum, H. W., De Qin, D., Kee, W. K., Shing, W. L. (2019). The growth and laccase activity of edible mushrooms involved in plastics degradation. *Toxicology Research*, 15, 1-10. Retrieved from ResearchGate.

Hofrichter, M., Ullrich, R. (2006). Peroxidases and catalases. In *The Mycota*. Berlin, Heidelberg: Springer. (Vol. 2, pp. 59-75).

Hopewell, J., Dvorak, R., Kosior, E. (2009). Plastics recycling: challenges and opportunities. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*, 364(1526), 2115-2126. doi:10.1098/rstb.2008.0311

Hopewell, J., Dvorak, R., Kosior, E. (2009). Plastics recycling: challenges and opportunities. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*, 364(1526), 2115-2126. doi:10.1098/rstb.2008.0311

Hopewell, J., Dvorak, R., Kosior, E. (2009). Plastics recycling: Challenges and opportunities. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*, 364(1526), 2115-2126. <https://doi.org/10.1098/rstb.2008.0311>

IKHLEF, N.H. (Algérie). Titre de l'ouvrage ou de l'article. Éditeur. p. 40.

Imbach, E. (1946). "Die Gattungen der Agaricaceen und ihre Typus-Arten." *Sydowia*, 2(1-6), 28-132.

ISO (International Standard Organisation) 472. (2013). *Plastics - Vocabulary*, Bilingual edition, Geneva.

ISO (International Standard Organisation) 11274. (2019). Qualité du sol – Détermination de la caractéristique de rétention d'eau – Méthodes de laboratoire.

Janusz, G., Piotrowska-Seget, Z., Trojanowska, M. (2017). Lignin degradation and its potential applications. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 101(4). pp.1437-1450. doi:10.1007/s00253-016-7942-6

Janusz, G., Piotrowska-Seget, Z., Trojanowska, M. (2017). Lignin degradation and its potential applications. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 101(4), 1437-1450. <https://doi.org/10.1007/s00253-016-7942-6>

Jean-Baptiste Cavieau, (04 février 2016) Bio to bag-business to bag-bordeaux

Joao, A., Rossignolo, M.V.C., Agnesini, A. (2004) « Durability of polymer-modified lightweight aggregate concrete», *Cement and Concrete Composites*, 26, pp.375-380.

Jonathan, S. G., Fasidi, I. O. (2001). Effect of carbon, nitrogen and mineral sources on growth of *Psathyrella atroumbonata* (Pegler), a Nigerian edible mushroom. *Food Chemistry*, 72(4), 479-483.

Jonathan, S. G., Fasidi, I. O. (2003). "Effect of carbon, nitrogen and mineral sources on growth of *Psathyrella atroumbonata* (Pegler), a Nigerian edible mushroom." *Food Chemistry*, 81(3), 393-397.

Kabel, M. A., Schutyser, W., Bos, H. L., Jong, E. (2017). "Biotechnological routes for the treatment and valorization of plastic waste: A review." *ACS Sustainable Chemistry et Engineering*, 5(9), 8444-8466.

Kale, S. K., Deshmukh, A. G., Dudhare, M. S., Patil, V. B. (2015). Microbial degradation of plastic: a review. *Journal of Biochemical Technology*, 6(2), 952-961.

Kale, S. K., Deshmukh, A. G., Dudhare, M. S., Patil, V. B. (2015). Microbial degradation of plastic: A review. *Journal of Biochemical Technology*, 6(2), 952-961.

Kernaghan, G., Harper, K.A. (2001). Community structure of fungi across analpine/subalpine ecotone. *Ecography* 24: 181-188.

Khan, M. S., Zaidi, A., Khan, M. S. (2022). Microbial Degradation of Plastics: A Review. *Bioremediation Journal*, 26(3), 172-190.

Khan, N., Nisar, M. (2016). Degradation of polyethylene by fungi isolated from plastic garbage and polythene polluted soil. *Environmental Technology & Innovation*, 5, 110-121.

Khettab, S (2021). Les impacts environnementaux des sacs en plastique à usage unique : cas des groupement urbain tlemcen. Mémoire master en écologie et environnement, Université ABOU BEKR BELKAID, TLEMEN.

Kirk, T. K., Farrell, R. L., Nakas, J. P. (2001). Enzymes involved in lignin degradation. In: *Fungal Degradation of Lignocellulosic Biomass*. (pp. 43-79). CRC Press.

Kokubo, K., Kudo, T., Kishi, Y. (2015). Degradation of polyethylene by fungi and bacteria. *Journal of Environmental Management*, 157, 120-128.

Kumar, S., Singh, M., Singh, N. (2017). Bioremediation of plastic waste using fungi. *Environmental Engineering Science*, 34(12), 932-945.

Lan D RIED, (march 2011).biodegradation of lignine , (9).DOI:10.1139/b951.

Lechner, A., 2014.The Danube so colourful: a potpourri of plastic litter outnumbered fish larvae in Europe's second largest river. *Environ. Pollut. Barking Essex* 1987: 177-181.

Luz, C., Lopes, M. S., & Silva, C. J. (2013). Degradation of plastics by white-rot fungi: A review. *Journal of Biochemical Technology*, 4(3), 632-639.

Luz, C., Lopes, M. S., Silva, C. J. (2013). Degradation of plastics by white-rot fungi: A review. *Journal of Biochemical Technology*, 4(3), 632-639.

Mansour – Benamar M., Savoie J.-M., Chavant L., 2013.Valorization of a solid olive mill wastes by cultivation of a local strain of edible mushroom. *ComptesRendusBiologies*, 336, 407- 415.

Matsuguma, Y. (2017). Microplastics in Sediment Cores from Asia and Africa as Indicators of Temporal Trends in Plastic Pollution. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.* 1–10.

Moore, D. (2005). *21st Century Guidebook to Fungi*. Cambridge University Press.

Moore, D., Robson, G. D., & Trinci, A. P. J. (2011). *21st Century Guidebook to Fungi* (2nd ed.). Cambridge University Press. pp. 1-385

Najib S., Elbatal Y., AadjourM. 2014.Comparison between TOC Measurement in Tarfaya Oil Shale Using Rock-Eval and Walkley-Black Method. *Sciences et techniques Géologie* 6(140110): 2111-4706.

NFU 52001. (2005). Le Service Études Recherches Polymères Biodégradables. Récupéré de http://193.252.109.17/cpa/contenu/documentation/normes/normes_plastiques_degradables.pdf.

Nunes, F. M., Kunamneni, A. (2018). "Recent progress on lignin peroxidase-mediator systems: Laccase as versatile biocatalysts for oxidative modification of lignin." *Journal of Molecular Catalysis B: Enzymatic*, 146, 152-166.

O'Leary, W. M., & Paine, L. K. (2001). Effects of Soil Sterilization on Microbial Activity and Carbon Dioxide Production. *Soil Biology and Biochemistry*, 33(4), 439-447.

Osma, J. F., Toca-Herrera, J. L., Couto, S. R. (2010). "Laccase in environmental applications: A review." *Biotechnology Advances*, 28(5), 694-705.

Pikuda O, Genbo, E, Berka D, Tufenkji N. (2019) Toxicity assessments of micro- and nanoplastics can be confounded by preservatives in commercial formulations. *Environ Sci Technol Lett.* 6(1) : 21-25.

Pinto, R., Del Nobile, M. A., & de Lima, M. (2017). Biodegradation of plastics and associated microorganisms in soil: A review. *Journal of Environmental Management*, 202, 45-61. doi:10.1016/j.jenvman.2017.03.011

Pinto, R., Del Nobile, M. A., Lima, M. (2017). Biodegradation of plastics and associated microorganisms in soil: A review. *Journal of Environmental Management*, 202, 45-61. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2017.03.011>

Plastics Europe (2022). "Plastics - the Facts 2022." Retrieved from <https://www.plasticseurope.org/en/resources/publications/6736-plastics-facts-2022>

PlasticsEurope. (2020). *Plastics - the Facts 2020: An analysis of European plastics production, demand and waste data.* Retrieved from <https://www.plasticseurope.org/en/resources/publications>

PlasticsEurope. (2020). *Plastics - the Facts 2020: An analysis of European plastics production, demand and waste data.* Retrieved from <https://www.plasticseurope.org/en/resources/publications>

Pointing, S. B. (2001). Feasibility of bioremediation by white-rot fungi. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 57(1-2), 20-33.

- Pointing, S. B. (2001). Feasibility of bioremediation by white-rot fungi. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 57(1-2), 20-33.
- Poirier, V. (November, 2015). La dégradation biochimique de la lignine. ResearchGate, (28). <https://doi.org/10.1314/RG.2.1.3051.7209>
- Radya, L. (1990). Environnemental dégradation of plastics Under land manine exposure condition. *Chemistrey and life sciences*, vol 2 page 22.
- Reddy, C. A., Gauthier, J. M. (2019). Fungal degradation of plastics. In: *Applied Microbiology and Biotechnology*. (pp. 1-30). Springer.
- Reddy, C. A., Zhao, L. (2015). *Fungal Biotechnology: Diversity, Applications, and Emerging Trends*. Springer. pp. 1-400.
- Ross, I. K., Harris, C. M. (1983). The Effects of Environmental Factors on Fungal Growth. *Journal of General Microbiology*, 129(2), 431-438.
- Sánchez, C. (2010). Cultivation of Pleurotus and other edible mushrooms. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 85(5), 1321-1337.
- Sánchez, C. (2010). Cultivation of Pleurotus and other edible mushrooms. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 85(5), 1321-1337.
- Santo, J. M., Pires, L. M., Silva, R., Vieira, R. (2013). Polyethylene biodegradation: A study on the influence of various factors on the rate and mechanisms of degradation. *Journal of Applied Polymer Science*, 127(6), 4504-4512.
- Sen, S. K., Raut, S. (2015). Microbial degradation of low density polyethylene (LDPE): A review. *Journal of Environmental Chemical Engineering*, 3(1), 462-473. doi:10.1016/j.jece.2015.01.003
- Sen, S. K., Raut, S. (2015). Microbial degradation of low density polyethylene (LDPE): A review. *Journal of Environmental Chemical Engineering*, 3(1), 462-473. <https://doi.org/10.1016/j.jece.2015.01.003>
- Shah, A. A., Hasan, F., Hameed, A., Ahmed, S. (2008). Biological degradation of plastics: A comprehensive review. *Biotechnology Advances*, 26(3), 246-265. doi:10.1016/j.biotechadv.2007.12.005

Shah, A. A., Hasan, F., Hameed, A., Ahmed, S. (2008). Biological degradation of plastics: A comprehensive review. *Biotechnology Advances*, 26(3), 246-265. doi:10.1016/j.biotechadv.2007.12.005

Shah, A. A., Hasan, F., Hameed, A., Ahmed, S. (2008). Biological degradation of plastics: A comprehensive review. *Biotechnology Advances*, 26(3), 246-265. doi:10.1016/j.biotechadv.2007.12.005

Shah, A. A., Hasan, F., Hameed, A., Ahmed, S. (2008). Biological degradation of plastics: A comprehensive review. *Biotechnology Advances*, 26(3), 246-265. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2007.12.005>

Shah, A. A., Hasan, F., Hameed, A., Ahmed, S. (2008). Biological degradation of plastics: A comprehensive review. *Biotechnology Advances*, 26(3), 246-265.

Sharma, B., Dangi, A. K., Shukla, P. (2018). "Contemporary enzyme based technologies for bioremediation: A review." *Journal of Environmental Management*, 210, 10-22.

Singh, A. R., Sharma, P. S., & Kumar, S. (2021). Croissance mycélienne d'*Agaricus bisporus*. *International Journal of Fungal Research*, 19(2), 85-95.

Singh, B. K., Ghosh, S. (2016). Bioremediation of plastics and their impact on environmental sustainability. *Journal of Environmental Management*, 166, 54-68.

Singh, B., Sharma, N. (2005). Mechanistic implications of plastic degradation under environmental conditions. *Journal of Polymer and Environment*, 13(2), 175-189. doi:10.1007/s10924-005-2943-0

Singh, B., Sharma, N. (2005). Mechanistic implications of plastic degradation under environmental conditions. *Journal of Polymer and Environment*, 13(2), 175-189. <https://doi.org/10.1007/s10924-005-2943-0>

Singh, J., Kaur, H., Kaur, A. (2020). "Plastic degradation by microbial enzymes: A sustainable approach." *Journal of Applied Biotechnology Reports*, 7(2), 47-56.

Singh, P., Singh, R. K. (2020). "Biodegradation of Plastics by Fungi: Emerging Strategies and Impact on Global Plastic Waste". *Environmental Science and Pollution Research*, 27(12), 13524–13538.

Singh, R., Sharma, P., Mahajan, R. (2020). White-rot fungi in biosorption and biodegradation of environmental pollutants. *Critical Reviews in Biotechnology*, 40(5), 618-632. doi:10.1080/07388551.2020.1750377

Singh, R., Sharma, P., Mahajan, R. (2020). White-rot fungi in biosorption and biodegradation of environmental pollutants. *Critical Reviews in Biotechnology*, 40(5), 618-632. <https://doi.org/10.1080/07388551.2020.1750377>

Sivan, A. (2011). "New perspectives in plastic biodegradation." *Current Opinion in Biotechnology*, 22(3), 422-426.

Smith, J. E., Berry, D. R. (2004). Fungal Growth. In A. H. Rose & J. S. Harrison (Eds.), *The Yeasts Volume 3: Metabolism and Physiology of Yeasts* (pp. 1-49). Academic Press.

Soil Science Society of America. (2017). *Soil Classification System*. Soil Science Society of America.

Srikanth, S., Sreevidya, K., Reddy, P. N. (2022). Enzymatic degradation of polyethylene (PE) by fungi: A review. *Environmental Science and Pollution Research*, 29(1), 112-130. doi:10.1007/s11356-021-12345-6

Srikanth, S., Sreevidya, K., Reddy, P. N. (2022). Enzymatic degradation of polyethylene (PE) by fungi: A review. *Environmental Science and Pollution Research*, 29(1), 112-130. doi:10.1007/s11356-021-12345-6

Srikanth, S., Sreevidya, K., Reddy, P. N. (2022). Enzymatic degradation of polyethylene (PE) by fungi: A review. *Environmental Science and Pollution Research*, 29(1), 112-130. <https://doi.org/10.1007/s11356-021-12345-6>

Stamets P. (2000). *Growing gourmet and medicinal mushrooms*. 3rd edition. Berkeley, California, Ten Speed Press. 574 pp.

Stamets, P. (2000). *Growing Gourmet and Medicinal Mushrooms*. Ten Speed Press. pp. 1-512.

T. K. Lim, Y. K. Kim, et al. (2008). "Growth and degradation of lignocellulosic substrates by white rot fungi." *Mycobiology*, 36(3), 139-145.

Tiwari, A., Tiwari, S. (2013). White-rot fungi for biodegradation of plastic: A review. *International Journal of Environmental Science and Technology*, 10(3), 415-422. doi:10.1007/s13762-013-0307-0

Tiwari, A., Tiwari, S. (2013). White-rot fungi for biodegradation of plastic: A review. *International Journal of Environmental Science and Technology*, 10(3), 415-422. <https://doi.org/10.1007/s13762-013-0307-0>

Touiki, H. (2013). La gestion des flux de déchets, cas des sacs et sachets plastiques. pp. 1-150.

Tuor, U., Winterhalter, K., Fiechter, A. (1995). Enzymes of white-rot fungi involved in lignin degradation and ecological determinants for wood decay. *Journal of Biotechnology*, 41, 1-17.

UNEP, (2022). "The Global Plastic Outlook: Policy Scenarios to 2060." Organisation de Coopération et de Développement Économiques (OCDE).

Verma, R., Vinoda, K. S., Papireddy, M., Gowda, A. N. S. (2016). Toxic pollutants from plastic waste- A review. *Procedia Environmental Sciences*, 35, 701-708. doi:10.1016/j.proenv.2016.07.069

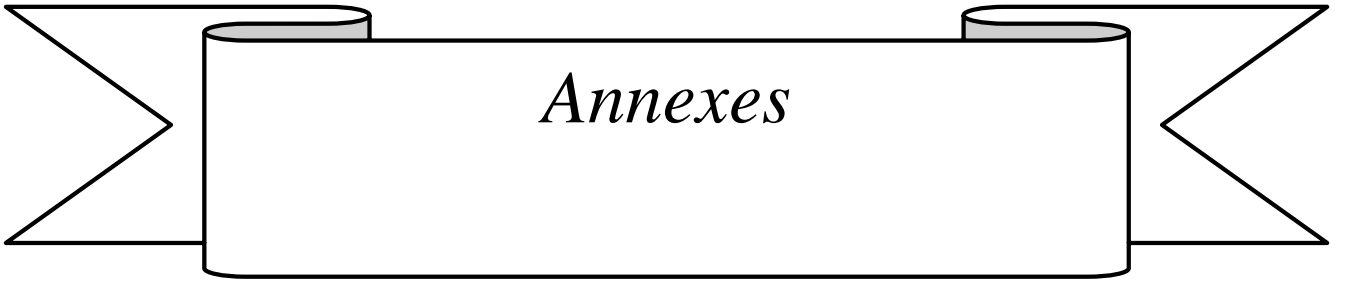
Verma, R., Vinoda, K. S., Papireddy, M., Gowda, A. N. S. (2016). Toxic pollutants from plastic waste- A review. *Procedia Environmental Sciences*, 35, 701-708. <https://doi.org/10.1016/j.proenv.2016.07.069>

Wandj, J. (2016). Gestion des sachets plastiques à COCOTOMEY : Etat des lieux et Approches de solutions. Université d'ABOMEY CALAVI à COCOTOMEY. 62p.

Wood, D. A., Goodenough, P. W. (1977). "Fungal Laccase: A 10-Year Story." *Mycologia*, 69(3), 560-569.

Wright, S. L., Kelly, F. J. (2017). Plastic and human health: a micro issue. *Environmental Science et Technology*, 51(12), 6634–6647. <https://doi.org/10.1021/acs.est.7b00423>

Zhang, Z., Ma, Y., Liu, Y., Li, H. (2012). Microbial degradation of plastics : Current progress and future perspectives. *Environmental Science et Technology*, 46(6), 2922-2930. <https://doi.org/10.1021/es203856b>



Annexes

Annexes 1

Tableau 1 : Croissance mycélienne moyenne diamétrale d'*Agaricus bisporus* sur milieu PDA pour le témoin CH.

	Moyenne	Ecartype
T24	2,625	0,53033009
T48	4,63	0,24041631
T72	6,25	0
T96	8,5	0
T120	8,5	0
T144	8,5	0
T168	8,5	0
T192	8,5	0

Tableau 2 : Pourcentage des zones claires du témoin *Agaricus bisporus* sur le milieu PDA.

	Ch24H	Ch48H	Ch72H	Ch96H	Ch120H	Ch144H	Ch168H	Ch192H
Moyenne	0	8,66	33,66	42,33	77,33	100	100	100
Ecartype	0	2,08	3,78	4,93	4,93	0	0	0

Test Kruskal-Wallis chi-squared = 120,39 , df = 2, p-value < $2,2 \times 10^{-16}$ (Facteur temps)

Tableau 3 : Résultats du test Kruskal-Wallis pour le facteur temps.

Groupes	Temps
a	96H
b	72H
c	48H
d	24H

Annexes 2

Tableau 1 : Pourcentage des zones claires d'*Agaricus bisporus* sur le milieu PDA avec sachets noir en PE.

	PCh48H	PCh96H	PCh144H	PCh192H	PCh240H	PCh432H
Moyenne	0	5,3	29,7	75,5	85	92,8
Ecart	0	2,75	16,28	17,51	16,05	14,42

data: SC by T

Test Kruskal-Wallis chi-squared = 109,74, df = 17, p-value = 1.349×10^{-15} pour le facteur temps

Tableau 2 : Résultats du test Kruskal-Wallis pour le facteur temps.

Groupes	Temps
a	432H
ab	408H
ab	360H
ab	336H
ab	312H
ab	288H
ab	264H
abc	240H
abc	216H
abc	192H
abcd	168H
abcd	144H
bcde	120H
cde	96H
de	72H
de	48H
e	24H

Tableau 3 : Pourcentage des zones claires d'*Agaricus bisporus* des trois traitements en fonction du temps.

	24H	48H	72H	96H	120H	144H	168H	192H	432H
Ch	0	8,66	33,66	42,33	77,33	100	100	100	100
Pch	0	0	0	5,3	7,5	29,7	49,2	75,5	92,8

P	0	0	0	0	0	0	0	0	0
----------	---	---	---	---	---	---	---	---	---

data: SC by T

Test Kruskal-Wallis chi-squared = 120,39 , df = 2, p-value < $2,2 \times 10^{-16}$ (Facture traitement)

Tableau 4 : Résultats du test Kruskal-Wallis pour le facteur traitement.

Groupes	Traitement
A	Ch
B	Pch
C	P

Annexe 3

Tableau 1 : Poids des sachets noirs en PE après la biodégradation sur le milieu PDA.

	PCH	P
Pi	58,5	58,5
Pb	52,7	58,5

Test de Mann-Whitney

Wilcoxon rank sum test with continuity correction

data: TDSol by trt

W = 12, p-value = 0.04159

Annexe 4

Tableau 1 : Mesure de Ph du sol pour les différentes répétitions.

Répétition	PH
1	7.23
2	7.26
3	7.21

Tableau 2 : Poids frais et secs mesurés pour chaque échantillon (Mesure de la capacité au champ).

Répétition	Poids frais (g)	Poids sec (g)
1	18	10
2	19	11
3	19	11

Tableau 3 : Pourcentage de rétentions d'eau pour chaque échantillon (Mesure de la capacité au champ).

Répétition	Capacité au champ %
1	80%
2	72.73%
3	72.73%

Annexes 5

Tableau 1 : Quantité de CO2 cumulée en fonction des trois traitements.

	SCHSn	SCH-Sn	SSn-Ch
Moyenne	14,44	17,23	0
Ecartype	0,457	2,54	0

Data: CO2 by TRT

Kruskal-Wallis chi-squared = 6.2521, df = 2, p-value = 0.04389

Tableau 2 : Résultats du test Kruskal-Wallis pour le facteur traitement.

Groupes	Traitement
a	SCH
ab	SCHSn
b	SSn

Tableau 2 : le poids des sachets noir en PE après la biodégradation dans le sol.

	SCHSn	SSn-CH
Pi	3,7	3,7
Pb	1,3	3,7

Wilcoxon rank sum test with continuity correction

data: TDPDA by trt

W = 30, p-value = 0.01346

Résumé

Les sachets noirs en polyéthylène, en tant que déchets non dégradables, constituent un défi environnemental majeur, leur dégradation pouvant s'étendre sur plusieurs décennies. Nous avons testé la biodégradation des sachets noirs en polyéthylène par les champignons de la pourriture blanche *Agaricus bisporus*. Les résultats de l'étude révèlent le pourcentage des zones claires du champignon *Agaricus bisporus* observées sur disques de sachet noir en plastique a atteint un maximum de 92,8% après 432 heures d'incubation. Dans le sol, les études de biodégradation montrent une diminution du poids des sachets noirs de 3,7mg à 1,37mg pour le traitement SCHSn après deux mois d'incubation. L'intensité de la respiration fongique est importante dans le sol inoculé et sans plastique (témoin) SCH-Sn et le sol inoculé et avec plastique SCHSn où la quantité de CO₂ cumulée est de 17,23g et 14,45g respectivement. En conclusion, le champignon *Agaricus bisporus* dégrade les sachets noirs en plastique et utilise ces derniers comme substrat pour sa croissance mycélienne dans le sol et sur milieu PDA.

Mots clé : sachet noir en polyéthylène, *Agaricus bisporus*, biodégradation, sol.

Summary

Black polyethylene bags, as non-degradable waste, present a significant environmental challenge, with their degradation taking several decades. We tested the biodegradation of black polyethylene bags by the white rot fungi *Agaricus bisporus*. The study results reveal that the percentage of clear zones formed by *Agaricus bisporus* on plastic discs from black polyethylene bags reached a maximum of 92.8% after 432 hours of incubation. In soil, biodegradation studies show a reduction in the weight of black bags from 3.7 mg to 1.37 mg for the SCHSn treatment after two months of incubation. Fungal respiration intensity was significant in inoculated soil without plastic (control) SCH-Sn and inoculated soil with plastic SCHSn, where the cumulative CO₂ production was 17.23 g and 14.45 g, respectively. In conclusion, *Agaricus bisporus* degrades black plastic bags and utilizes them as a substrate for its mycelial growth both in soil and on PDA medium.

Keywords : black polyethylene bag, *Agaricus bisporus*, biodegradation, soil.