

**République Algérienne Démocratique Et Populaire Ministère De
L'enseignement Supérieure Et De La Recherche Scientifique**

Université Mouloud Mammeri De Tizi-Ouzou

Faculté Des Sciences Biologiques Et Agronomiques

Département d'Ecologie et Environnement

En vue de l'obtention du diplôme de Master

Filière : Ecologie et Environnement

Spécialité : Biodiversité et Environnement



**Effet de l'interaction de deux champignons de la pourriture
blanche *Agaricus bisporus* et *Pleurotus ostreatus* sur la
biodégradation du plastique**

Réalisé par:

AOUANA Faiza

BENGANA Kenza

Devant le jury :

Présidente : Mme ALI AHMED Djamila.

Professeur à UMMTO

Promotrice : Mme BACHI Karima

Maitre de conférences B à UMMTO

Examinatrice : Mme ALI AHMED Samira.

Maitre de conférences B à UMMTO

Soutenu le : 19/06/2025

Remerciements

La réalisation d'un mémoire de fin d'études a constitué une expérience unique et enrichissante. Ce long chemin, débutant avec de nombreuses questions et traversé par des phases de hauts et de bas, nous a permis d'acquérir non seulement des connaissances approfondies, mais aussi des compétences pratiques essentielles. Ce mémoire demeure une belle aventure, tant humaine que scientifique, où la curiosité et la soif d'apprendre nous ont constamment encouragés à avancer. La réussite de cette expérience est le fruit du soutien précieux de nombreuses personnes rencontrées tout au long de ce parcours, auxquelles nous adressons nos plus sincères remerciements.

Nous tenons à exprimer notre sincère gratitude à Madame **BACHI Karima**, enseignante, chercheuse et Maître de conférences B à l'Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou, pour avoir accepté de nous encadrer. Sa disponibilité, la qualité de ses conseils et son accompagnement tout au long de la préparation de ce mémoire ont grandement contribué à la réussite de ce travail.

Nos remerciements vont également à l'ensemble des membres du jury : Madame **ALI AHMED Djamila**, 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 la même université, pour avoir accepté d'évaluer notre travail. Nous adressons une mention particulière à Madame **ALI AHMED Samira**, et Monsieur **DIB Djaffer** pour leurs aide précieuse dans la réalisation des analyses statistiques et pour ses conseils avisés.

Nous remercions chaleureusement Madame **ABROUS Hassina**, ingénieure au laboratoire Phytopathologie et Protection des Écosystèmes de la Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques de l'UMMTO, pour sa sympathie, sa gentillesse, et son soutien technique tout au long de nos recherches.

Nous exprimons également notre reconnaissance à l'ensemble des enseignants de l'UMMTO, en particulier ceux du département d'écologie et environnement, qui ont contribué à notre formation et à l'enrichissement de nos compétences.

Ainsi, nous exprimons notre profonde gratitude à chaque ingénieur de laboratoire qui nous a ouvert ses portes et apporté son soutien, parfois par un simple mot de bienveillance.

Enfin, nous remercions chaleureusement toutes celles et ceux qui, par leur soutien, leur disponibilité ou leurs encouragements, ont contribué à l'aboutissement de ce travail.

MERCI

Comme un arbre doit à la terre qui le porte, ce mémoire doit son existence à celles et ceux qui m'ont soutenue.

À **Biiza**, je tiens à exprimer ma gratitude envers moi-même, pour la persévérance et la détermination dont j'ai fait preuve tout au long de ce parcours. Malgré les obstacles et les moments de découragement, malgré les nombreux défis et les doutes, je n'ai jamais abandonné. J'ai su me relever à chaque épreuve, apprendre de mes erreurs et avancer avec courage. Ce chemin n'a pas toujours été celui que j'avais imaginé, mais je l'ai parcouru avec force et résilience.

Aujourd'hui, je suis fière du chemin parcouru et de la femme que je deviens chaque jour. Merci à moi-même pour mon courage, ma résilience, ma ténacité, mon travail et ma capacité à croire en l'avenir.

À **Ayih**, à toi, qui n'as peut-être pas eu la chance de connaître les bancs de l'école, mais qui m'as transmis les valeurs les plus précieuses : l'amour de l'éducation, le courage face à l'adversité, la force de ne jamais abandonner. Tes encouragements, tes sacrifices silencieux, tes veillées à mes côtés... tout cela a été mon carburant. Ce mémoire est aussi le tien, maman. Il est l'expression de ma gratitude infinie, merci.

À **Papa**, à toi papa, merci de ton soutien indéfectible, de répondre à mes besoins financiers et de toujours te rendre disponible pour me transporter où j'en ai besoin.

À **Jeddi**, toujours présent dans mon cœur. J'aurais aimé que tu sois là pour voir ce que ta « arriha » est devenue, mais je suis sûre que tu serais fier. Que ta place soit au paradis, et que ton amour et ta sagesse, tes valeurs, tes principes continuent de me guider.

À **Setti**, tes valeurs, tes conseils, ton amour inconditionnel... tout cela résonne en moi chaque jour, merci

Khali belaid, mon ange gardien, les mots sont impuissants à exprimer ma reconnaissance pour tout ce que tu as fait pour moi. Tu as été un père, un mentor, un confident. Tu as cru en moi, même quand je doutais. Je ne l'oublierai jamais. **MERCI**

À **mon grand frère**, merci de m'avoir aidée à préparer mes projets d'école primaire et de m'avoir expliqué les mathématiques au collège.

À **Mon second frère, Yacine**, tu es mon bras droit, tu as été un compagnon de route inestimable, toujours prêt à m'aider et à me comprendre, merci d'être à mes côtés à chaque étape, d'être compréhensif dans mes moments difficiles et de toujours répondre "oui" à mes demandes.

À **Mes oncles**, fiers de vous avoir comme famille. Merci de me soutenir à chaque fois et de m'offrir un environnement aimant et protecteur. Vous avez été des piliers de force et de réconfort dans ma vie.

À **Fatiha**, tu es plus qu'une tante. Merci pour ta confiance en moi et ta positivité. Tu as été une source d'inspiration et de motivation, toujours prête à me soutenir et à me faire sourire.

À **Lyty, djidji**, vous avez été là à chaque fois que j'avais besoin de parler. Vous m'avez écoutée et encouragée tout au long de mon parcours. Merci pour votre amitié précieuse et votre soutien inconditionnel. Vous avez été des sœurs dans l'âme, toujours prêtes à me soutenir.

À **toutes les personnes qui occupent une place dans mon cœur** : **Na fatma**, mon unique tante, **Kenza**, mon binôme ; **Liza**, mon amie d'enfance ; à mes amis(e)s, enseignants(e)s **merci** pour votre contribution, proche ou lointaine, à la réalisation de ce travail. Votre présence dans ma vie a été un cadeau précieux et je vous remercie pour votre amour, votre soutien et votre confiance.

À **ceux qui ont mis des barrières sur mon chemin, et à ceux qui ont douté de moi**, Merci, car vous m'avez poussées à prouver que je pouvais réussir malgré tout, je ne vous oublierai jamais, car vous avez été une partie de mon parcours vers la réussite. Vous m'avez rendue plus forte et plus déterminée.

...La vie n'est pas d'attendre que les orages passent, c'est d'apprendre à danser sous la Pluie...

A Dieu,

Pour m'avoir guidée et soutenue à chaque étape.

A mes chers parents,

Tout ce que je suis, je vous le dois. Vous êtes ma source, mon abri, mon courage dans les moments d'incertitude.

Maman, ta tendresse m'a appris à aimer.

Papa, ta force tranquille m'a appris à croire.

Vous avez semé en moi des valeurs, des rêves, et une confiance que je porte chaque jour. Je vous aime d'un amour infini, et ma reconnaissance envers vous est gravée dans mon âme.

Ce mémoire n'est pas seulement le fruit de mes efforts, il est avant tout le vôtre.

Merci pour votre amour, votre patience et votre foi inébranlable. Ce travail est à vous, de tout mon cœur.

A ma sœur Razika et à son époux,

Merci pour votre soutien discret, votre écoute et votre bienveillance tout au long de ce parcours.

Votre présence m'a été précieuse, et je vous en suis profondément reconnaissante.

A mes frères et sœurs,

Merci pour votre affection sincère, vos paroles simples, vos gestes doux et votre présence rassurante.

Dans chaque moment de doute, vous étiez là, sans bruit, mais avec le cœur.

Votre amour m'a donné l'équilibre dont j'avais besoin.

A Zine Eddine,

Mon petit trésor, à peine arrivé et déjà si précieux pour moi. Ton regard innocent et ta simple existence ont illuminé les jours les plus lourds.

Je suis fière d'être ta tante, et même si tu es encore trop petit pour comprendre, sache que ce mémoire t'est dédié avec tendresse. Un jour, tu le liras, et tu sauras combien tu as compté pour moi dès le tout début.

A Zaki et Ghiles,

Mes rayons de soleil. En tant que votre tante, je garde en mémoire chaque sourire, chaque éclat de rire, chaque câlin qui a rempli mon cœur de douceur. Vous êtes, chacun à votre façon, une lumière dans ma vie.

A mon binôme, Merci pour ton sérieux et ta présence tout au long de ce travail.

KENZA

Liste des abréviations

PE : Le polyéthylène.

PEBD : Le polyéthylène à base densité.

PEHD : Le polyéthylène à haute densité.

PP : Polypropylène.

PS : Polystyrène.

PVC : Polychlorure de vinyle.

PDA : Potato Dextrose Agar (milieu de culture).

APS : Co-culture d'*Agaricus Bisporus* et *Pleurotus Ostreatus* dans le sol stérilisé avec sachet noir.

ZCA : Zone Claire *Agaricus* (zone claire correspondant à la croissance d'*Agaricus*).

ZCP : Zone Claire *Pleurotus* (zone claire correspondant à la croissance de *Pleurotus*).

ZAP : Zone Claire *Agaricus-Pleurotus* (zone claire correspondant à la co-culture).

P0 : Poids initial (avant incubation).

PF : Poids final (après incubation).

SNS : Semence d'*Agaricus* dans du Sol Non Stérile.

SAN : Semence d'*Agaricus* dans du Sol Stérile.

SNPS : *Pleurotus* dans du Sol Non Stérile.

SPS : *Pleurotus* dans du Sol Stérile.

APN : Co-culture (*Agaricus* + *Pleurotus*) dans du Sol Non Stérile.

INRF : Institut National de la Recherche Forestière (d'Alger).

INISO/IEC17025 : Norme internationale pour la compétence des laboratoires d'essais et d'étalonnages.

SARL : Société à Responsabilité Limitée (ex: SARLNEWLAB).

Listes des figures

Figure 01 : Carpophore de <i>Pleurotus ostreatus</i>	14
Figure 02 : Structure du champignon de paris (<i>Agaricus bisporus</i>)	15
Figure 03 : Etapes de la préparation du sol.	18
Figure 04 : Etapes de la préparation du milieu P.D.A.	20
Figure 05 : Coulage du milieu P.D.A.....	21
Figure 06 : Technique de bouturage des carpophores d' <i>Agaricus bisporus</i> et de <i>Pleurotus ostreatus</i> et ensemencement des fragments mycéliens sur milieu PDA.	22
Figure 07 : Technique de repiquage du milieu PDA.	23
Figure 08 : Evaluation de la croissance mycélienne.	24
Figure09 : Etape du préparation du blanc du sémence.	25
Figure 10 : Préparation des sachets noirs sur milieu P.D.A.....	26
Figure 11 : Dispositif de détermination de la biodégradation des sachets noirs en PE dans le sol.	28
Figure 12 : Titrage de la solution de NaOH avec l' HCl.	29
Figure 13 : Croissance mycélienne comparée d' <i>Agaricus bisporus</i> et <i>Pleurotus ostreatus</i> sur milieu PDA à 48,144 et 196 heures d'incubation	30
Figure 14 : Croissance mycélienne observée chez <i>Agaricus bisporus</i> sur milieu PDA après 144h.....	32
Figure 15 : Croissance mycélienne observée chez <i>Pleurotus ostreatus</i> sur milieu PDA après 144h.....	32
Figure 16 : Comparaison des pourcentages des zones claires en monoculture ou en co-culture en fonction du temps d'incubation.	34
Figure 17 : Comparaison des variations de poids des sachets noirs sur milieu PDA en fonction des trois traitements	36
Figure 18 : Disques de sachet noir en PE envahis par la co-culture mycélienne d' <i>Agaricus bisporus</i> et <i>Pleurotus ostreatus</i> sur milieu PDA.....	37

Figure 19 : Observation du mycélium en co-culture des deux champignons <i>Agaricus bisporus</i> et <i>Pleurotus ostreatus</i> envahissant les sachets noir en PE sur milieu PDA	37
Figure 20 : Observation à la loupe binoculaire (G400) de changements physiques de la surface de sachet noir en PE après biodégradation par la co-culture des deux champignons..	38
Figure 21 : Quantité de CO ₂ cumulée en fonctions des différents traitements après cinq semaines d'incubation.	42
Figure 22 : Étude comparative de la biodégradation des sachets en PE par <i>Agaricus bisporus</i> , <i>Pleurotus ostreatus</i> et leur co-culture dans le sol stérile et non stérile.	44
Figure 23 : Développement mycélien de la co-culture d' <i>Agaricus bisporus</i> et <i>Pleurotus ostreatus</i> sur sol stérile et non stérile après 46 jours d'incubation.	45
Figure 24 : Observation du développement mycélien de la co-culture.....	45
Figure 25 : Sol stérile inoculé avec la co-culture observé à la loupe (G ×400)	46
Figure 26 : Sol non stérile inoculé avec la co-culture observé à la loupe (G× 400).	46
Figure 27 : Sachet en PE inoculé dans un sol stérile avec la co-culture observé à la loupe (G × 400).	47
Figure 28 : Sachet en PE inoculé dans un sol non stérile avec la co-culture observé à la loupe (G × 400).	47

Liste des tableaux

Tableau 01 : Classification scientifique du <i>Pleurotus ostreatus</i> (Deepalakshmi et Mirunalini, 2014).	13
Tableau 02 : Classification du champignon de Paris (chang, 1996).....	15
Tableau 03 : Matériel utilisés au laboratoire.	16
Tableau 04 : Traitements ou substrats étudiés.	27
Tableau 05 : Rapport d'analyse du sol (laboratoire de pédologie, INRF d'Alger).....	40

Sommaire

Liste d'abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction générale

Chapitre I : Synthèse bibliographique

1 Généralités sur le plastique.....	03
1 -1_ Définition	03
1 -2_ Polymérisation	03
3 - Classification générale des plastiques.....	03
4 - Production mondiale de plastique	05
5 - Pollution par le plastique en Algérie.....	05
6 - Sacs en plastique à usage unique	05
6-1 - Composition chimique des sachets en plastique.....	06
6-2 - Production et consommation des sachets en plastique dans le monde et en Algérie	06
7 - Effets de la pollution plastique.....	07
2- La biodégradation du plastique par les champignons de la pourriture blanche	08
2-1 - Enzymes impliquées dans la dégradation des plastiques.....	09
2-2 - La co-culture d' <i>Agaricus bisporus</i> et <i>Pleurotus ostreatus</i>	10

Chapitre II : Matériel et méthodes

1- Matériel	12
1-1 - Sol	12
1-2 - Sacet noir en polyéthylène	12
1-3 - Matériel biologique.....	12
1-4 - Milieu de culture P.D.A	16
1-5 - Matériel utilisé au laboratoire.....	16
2 - Méthodologie	17
2-1 - Préparation du sol tamisé.....	17
2-2 - Caractérisation physico-chimique du sol tamisé.....	18
2-3 - Préparation du milieu P.D.A.....	20
2-4 - Bouturage des carpophores.....	21
2-5 - Entretien et repiquage	23
2-6 - Préparation du blanc de semence.....	24
2-7 - Essais de biodégradation sur milieu P.D.A.....	25

2-8 – Essais de biodégradation dans le sol	26
2-9 - Activité biologique	28
2-10 Méthodes statistiques appliqués à l'étude de la biodégradation fongique	29

Chapitre III : Résultats et discussion

1. Essai de biodégradation des sachets noirs en PE sur milieu PDA	30
1-1. Comparaison de la croissance mycélienne d' <i>Agaricus bisporus</i> et <i>Pleurotus ostreatus</i> ..	30
1-2. Pourcentage des zones claires en monoculture ou co-culture des sachets noirs en PE	33
1-3. Poids des sachets noirs en PE dans le milieu PDA durant 60jours	35
2. Essais de biodégradations des sachets noirs en PE par les champignons dans le sol.....	40
2-1. Caractéristiques du sol	40
2-2. Évaluation de la respiration fongique	42
2-3. Poids des sachets noirs en PE dans le sol	43
Conclusion générale	49

Références

Annexes

Résumé

La pollution est un problème majeur de santé publique et de l'environnement. Le problème de la pollution est sans doute l'un des enjeux le plus préoccupant de la dégradation du milieu naturel et de son équilibre, notamment par les déchets plastiques. Ils peuvent être au-delà de la capacité du monde à les éliminer, en particulier dans les pays sous-développés (Remini, 2005 ; Borloo, 2009).

Inventés au XX^{ème} siècle, les plastiques ont remplacé certains matériaux traditionnels comme le bois ou le métal et ils sont présents dans de nombreux produits quotidiens. Bien qu'ils réduisent la pression sur les ressources naturelles, leur durée de vie très longue, elle peut atteindre jusqu'à 1000 ans, contribuant fortement à la dégradation de l'environnement (Djefal & Youneschaouche, 2017).

Le plastique, initialement créé pour améliorer la vie humaine, est devenu un problème environnemental majeur. Chaque année, de grandes quantités sont produites avec une durée de vie limitée, et environ 12 milliards de tonnes pourraient s'accumuler dans la nature d'ici 2050 (Geyer, 2017).

En 2018, la production mondiale de plastique était de 359 millions de tonnes, dont 61,8 produites en Europe. Plus d'un tiers des plastiques est utilisé pour fabriquer des produits jetables, tels que des emballages, des sacs jetables, etc., avec une durée de vie de 3 ans (Shah et al., 2008 ; Gewert et al., 2015 ; Wapolasinghe et al., 2016 ; Plastics Europe, 2019).

Parmi les nombreuses méthodes physiques et chimiques utilisées pour éliminer les polluants plastiques, la bioremédiation se distingue comme la plus économique et écologique. Ainsi, la mycoremédiation apparaît comme une solution efficace pour lutter contre la pollution croissante des sols grâce à ses nombreux avantages (Hadjoudj, 2024).

Les sacs jetables notamment les sachets noirs en polyéthylène affecte l'environnement qui est constitué majoritairement des différents microorganismes dont lesquels les champignons de la pourriture blanche confèrent une biodégradation des plastiques ce qui aide à diminuer ce problème (Espinosa-Valdemar et al., 2011).

La biodégradation des polymères plastiques par les champignons de la pourriture blanche est l'un des domaines de recherche actuellement qui cible la résolution de la pollution plastique. C'est pour cela que nous nous sommes intéressées, dans notre étude à la recherche des champignons de la pourriture blanche capables de dégrader les sachets noirs en polyéthylène.

De tout temps les champignons de la pourriture blanche ont joué un rôle important dans la vie de l'homme et tout particulièrement dans son alimentation (Bennamar, & Chavant, . 2010).

Certains chercheurs ont sélectionné des champignons de la pourriture blanche qui arrivent à se coller à la surface du plastique grâce aux protéines spéciales qu'ils génèrent (NAWA, 2024).

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 variés, 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.

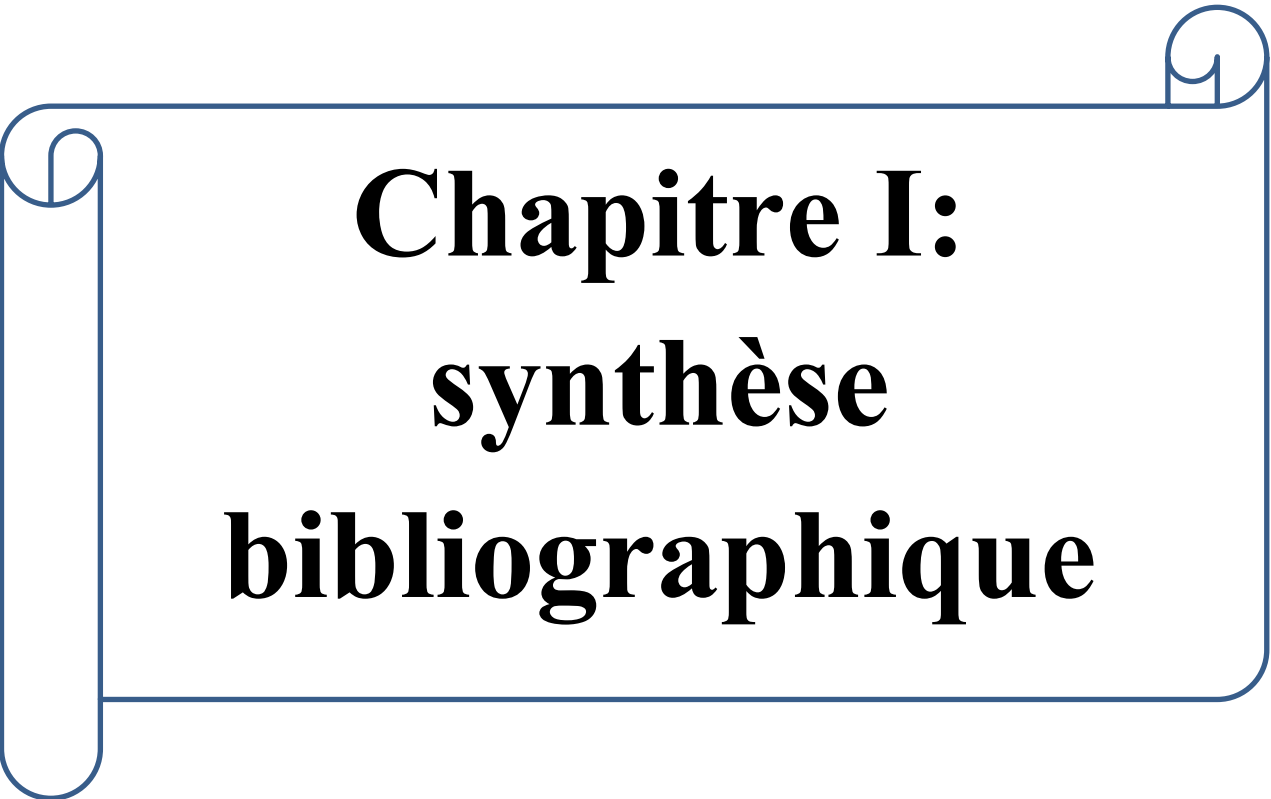
Des études menées en 2024 au sein du laboratoire PSEMRVC de la Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques de l'Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou ont démontré que le champignon *Agaricus bisporus* est capable de dégrader les sachets blancs et noirs en polyéthylène, tant sur milieu de culture gélosé PDA que dans le sol (Metrouh, 2024 ; Ben Abderrahman & Benfdila, 2024).

Dans cette optique, notre présente étude porte sur la capacité de biodégradation des sachets noirs en polyéthylène par deux champignons comestibles de la pourriture blanche *Agaricus bisporus* et *Pleurotus ostreatus*. Ils sont ligninolytiques, largement cultivés et disponibles au niveau de la wilaya de Tizi-Ouzou. Ainsi, notre mémoire est réparti en trois chapitres :

Le premier chapitre, offre une revue complète sur les plastiques et leurs mécanismes naturels de biodégradation. Il met particulièrement en lumière les avancées récentes dans l'utilisation des champignons pour dégrader les plastiques, en insistant sur la co-culture d'*Agaricus bisporus* et *Pleurotus ostreatus*.

Le deuxième chapitre décrit le matériel et les méthodologies de l'étude, détaillant les procédures expérimentales, la préparation des échantillons, le type de milieu de culture utilisé et les protocoles d'analyses physico-chimiques du sol, protocole et méthodologie de biodégradation des sachets noirs en polyéthylène par seuls ou en co-culture.

Enfin, le troisième chapitre est consacré à l'analyse des résultats obtenus et leur discussion. Il est suivi d'une conclusion générale et des perspectives de recherche.



**Chapitre I:
synthèse
bibliographique**

1-Généralités sur le plastique

1.1.Définition

Le terme « plastique » provient du grec « plastikos », qui signifie « capable d'être façonné sous diverses formes » (Rajmohan et al., 2019).

Les plastiques sont des polymères organiques synthétiques constitués de longues chaînes moléculaires hydrophobes, inertes et à haut poids moléculaire, reliées par des liaisons covalentes (Chamas et al., 2020).

Ils possèdent des propriétés telles que la malléabilité, la solidité, la durabilité, la légèreté et un faible coût, ce qui les rend particulièrement adaptés à la fabrication d'une large gamme de produits, notamment des articles ménagers, des emballages et des sacs à usage unique (Andrew, 2018).

1.2. Polymérisation

1.2.1. Monomères : ce sont des molécules très réactives et cette réactivité est mise à profit pour fabriquer des polymères.

1.2.2. Polymères: ils sont obtenus par la réunion de molécules qui sont les monomères, ils sont en générales des espèces chimiques peu réactives, tout au moins à la température ambiante.

3. Classification générales du plastique

Les plastiques se répartissent en trois grandes catégories : les thermoplastiques, les thermodurcissables et les élastomères. Ces familles se distinguent par leur structure, leurs propriétés physico-chimiques ainsi que par leur comportement lors de la mise en œuvre, notamment sous l'effet de la chaleur et de la pression, qui diffèrent complètement (PHS, 2010).

3-1- Thermoplastiques

3-1-1 Polyéthylène (PE) : c'est un excellent isolant électrique, ayant une très bonne résistance chimique, grâce à sa structure chimique simple. Il prime sur la plupart des autres matériaux car il peut être réutilisé (Boudet, 2003). Selon le procédé de polymérisation on obtient :

- ❖ **Le polyéthylène à basse densité (PEBD) :** C'est un polymère dont la densité est inférieure à celle de l'eau. Il sert à la fabrication de films d'emballages étirables, sac poubelles, sachets (Boudet, 2003).

- ❖ **Le polyéthylène à haute densité (PEHD)** : Il est employé dans des applications à parois épaisses rigides telles que bouteilles, flacons, jouets, articles ménagers (Boudet, 2003).

3-1-2-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 (Joao et al., 2004).

3-1-3-Polystyrène (PS) : Il est utilisé pour fabriquer du mobilier, des emballages, des grilles de ventilation, des jouets, des verres plastiques, etc.

3-1-4-Le polychlorure de vinyle (PVC) : c'est un plastique solide qui résiste à l'abrasion et les produits chimiques, il a une faible absorption d'humidité. Il est principalement utilisé dans les bâtiments pour les tuyaux et les raccords, l'électricité et l'isolation des câbles, revêtements de sol et produits en cuir synthétique. Et aussi pour fabriquer des semelles de chaussures, des textiles et des tuyaux de jardin (Braun et Bazdada, 1986 ; Owen, 1984).

3-2-Therm durcissable: Les therm durcissables 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 du durcisseur. Leur élimination se limite à l'incinération (Dessarthe et al., 1997).

Les therm durcissables 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.

3-3- 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.

4-Production mondiale de plastique

La production mondiale de plastique a doublé entre 2000 et 2020 pour atteindre 460 millions de tonnes par an et devrait atteindre le milliard de tonnes à l'horizon 2050 si rien n'est fait (<https://www.alterea.fr/le-lab/traite-mondial-pollution-plastique-2024>).

5-Pollution par le plastique en Algérie

L'Algérie se place au peu enviable rang de cinquième plus gros consommateur au monde des sacs en plastique, après les Etats-Unis d'Amérique, Maroc, la France et l'Australie.

Près de 7,7 milliards de sacs en plastique sont utilisés annuellement en Algérie et une moyenne de 200 sachets est utilisée annuellement par chaque citoyen (El moudjahid , 2023).

Pollution par le plastique à Tizi-Ouzou

La wilaya de Tizi-Ouzou est l'une des régions les plus touchées par l'insalubrité en Algérie, produisant environ 400 000 tonnes de déchets par an, dont 34 000 tonnes de plastique recyclable. Cette situation s'aggrave continuellement, affectant les abords des routes, les vergers, les villages et les villes. Des millions de sachets plastiques, bouteilles et autres emballages se répandent dans la nature, où leur non-biodégradabilité leur permet de persister pendant des siècles. Cette accumulation contribue à la dégradation de l'environnement tout en ayant des impacts négatifs sur la santé humaine et la biodiversité (Bedrane, 2016).

6-Sacs en plastique à usage unique

Le sac plastique est généralement fabriqué en polyéthylène, un polymère issu du pétrole, dont une extrémité reste ouverte pour accueillir un contenu. Il sert à emballer, protéger, transporter, voire dissimuler divers produits ou objets. Ses principales caractéristiques sont la légèreté, l'imperméabilité, la résistance et surtout son faible coût. Au cours des 15 dernières années, le poids moyen d'un sac plastique a diminué de 75 %, tout en conservant ses propriétés. Aujourd'hui, un sac pèse environ 6 grammes et peut supporter une charge allant jusqu'à 10 kilogrammes. Ce matériau organique est constitué de macromolécules produites soit par transformation de substances naturelles, soit par synthèse directe à partir de composés extraits du pétrole (TouikiI, 2013).

6-1-Composition chimique des sachets en plastiques

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'hydrogènes (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 sa combustion complète. Notons que le CO_2 et la vapeur d'eau sont des gaz 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 $3,5mg/cm^2$. Les sachets plastiques ne sont pas composés uniquement de polyéthylène. Ils contiennent également des pigments qui servent à les teindre. Le dioxyde de Titane (TiO_2) et le carbonate de calcium ($CaCO_3$) 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 leur confère la couleur noire (Touiki, 2013).

6-2- Production et consommation des sachets en 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 péri-urbaines. Ces multiples usages leur confèrent une place importante dans le quotidien des populations.

Selon l'association anglo-saxonne « 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 quant au Nigéria avec ses 18 villes « Pure Water » dont Lagos à elle seule, déverse journallement environ 20 millions de sacs plastiques (Wandji, 2016).

Actuellement, le plastique représente 60 à 80 % des déchets déversés dans le milieu marin national, en raison du manque d'une industrie de recyclage efficace. Au cours des dix dernières années, la consommation par personne de plastique en Algérie a augmenté d'environ 9% par un 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 divers industries (www.dzentreprise.net).

7-Effets de la pollution plastique

Le plastique pose non seulement un immense problème de pollution, mais il aggrave également le changement climatique. Le rapport CIEL avertit que les émissions de gaz à effet de serre du plastique compromettent notre capacité à maintenir la hausse de la température mondiale en dessous de 1,5 ° C, si la production de plastique reste sur sa trajectoire actuelle, d'ici 2030, les émissions de gaz à effet de serre du plastique pourraient atteindre 1,34 milliard de tonnes par an, soit l'équivalent des émissions produites par 300 nouvelles centrales au charbon de 500 MW (Idowu et al. 2021).

Defu et al. (2018) et Iwang et al. (2016) ont démontré que les micro-plastiques ont des effets négatifs sur la faune, en effectuant leur croissance et leur système immunitaire.

Selon plusieurs études, notamment celles d'Elving et al. (2017), Souza et al. (2018) et Ng et al. (2018), le micro-plastique, tout comme le plastique en général, a un impact négatif sur la santé des plantes.

L'agriculture constitue la principale source d'entrée des plastiques dans les sols. Notamment, l'utilisation de fertilisants organiques, comme les boues issues des stations d'épuration, a été identifiée comme l'une des premières causes de cette contamination (Ng et al., 2018 ; Qi et al., 2018 ; Raju et al., 2018 ; Sol et al., 2020 in Wahl, 2022).

Pendant le processus de traitement dans les stations d'épuration des eaux usées, les particules les plus fines sont généralement rejetées dans les effluents liquides, tandis que la majorité des micro-plastiques est retenue dans les boues résiduelles utilisées ultérieurement comme fertilisants. Ainsi, les composts agricoles et les eaux d'irrigation provenant de ces sources peuvent contaminer les sols par les micro-plastiques.

La dégradation de ces micro-plastiques engendre la formation de nano-plastiques et d'une grande variété de molécules, modifiant ainsi la géochimie des sols avec des compositions diverses (Fuller et Gautan, 2016).

Selon Geo et al.,(2019), une pratique largement répandue est l'utilisation de films et de paillis plastiques dans l'agriculture. Ces films plastiques, généralement fabriqués à partir de

polyéthylène basse densité (LDPE), sont conçus pour se fragmenter pendant la croissance des plantes, ce qui les rend difficilement récupérables.

2-La biodégradation du plastique par les champignons de la pourriture blanche

La biodégradation est un processus dû à une activité biologique qui entraîne des modifications de la structure chimique du matériau, menant à des composés métaboliques naturels (Amoura, 2014).

La bioremédiation est l'une des méthodes les plus récentes utilisées pour éliminer les déchets plastiques. Elle consiste à éliminer les substances polluantes d'une zone à l'aide de micro-organismes (Jonathan et al., 2011). 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).

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 lignolytiques (Lan, 2011).

Ces champignons peuvent parfois être visualisés sous forme de carpophores lorsqu'ils fructifient sur le bois. Mais généralement, ils se développent sous forme de croûtes ou sous forme de filaments mycéliens à la surface du bois. L'avantage de ces filaments est qu'ils sont capables de s'insinuer entre les fibres du bois et de permettre une dégradation beaucoup plus efficace, puisque le champignon est directement en contact avec le matériau (MorelRouhier,2023).

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).

Plusieurs chercheurs se sont intéressés aux traitements biologiques des déchets plastiques (Deguchi et al., 1997).

Selon Borràs et al.(2010), les champignons de la pourriture blanche peuvent détoxiquer ou supprimer divers polluants aromatiques et xénobiotiques, ils ne sont pas spécifiques et sont efficaces contre beaucoup de composés aromatiques (Gupta et Shrivastava, 2014).

Les enzymes sécrétées par les champignons de la pourriture blanche ont la capacité de biodégrader les matières résiduelles de textiles synthétiques tels que le polyester et le nylon en créant les radicaux nécessaires pour rompre leurs liaisons (Dussault, 2017).

Les laccases, les peroxydases de manganèse et les lignines peroxydases sont quelques-unes des enzymes extracellulaires produites par les CPB (Dussault, 2017).

2-1-Enzymes impliquées dans la dégradation des plastiques

Lignocellulolytiques : ces enzymes, telles que la laccase, la peroxydase et la polyphénoloxydase, sont généralement associées à la dégradation de la lignine et de la cellulose. Bien qu'elles ne soient pas spécifiquement conçues pour dégrader le polyéthylène, elles peuvent modifier la structure chimique des plastiques, facilitant potentiellement leur biodégradation (Elsayed et al., 2012 ; Metri et al., 2018).

- **Hydrolases et oxydoréductases :** ces enzymes, comme la cutinase et la lipase, sont capables de cliver les liaisons chimiques dans certains polymères. Bien que le polyéthylène soit généralement non hydrolysable, ces enzymes ont été étudiées pour leur capacité à dégrader d'autres types de plastiques (Srikanth et al., 2022) .
- **Cutinases :** sont une sous-classe d'enzymes estérases qui peuvent hydrolyser des polyesters de grande masse moléculaire (Chen et al. 2013).
- **Lipases :** Les lipases sont des enzymes qui catalysent l'hydrolyse des lipides. Elles appartiennent également à la sous-classe des enzymes estérases.
- **Pro-oxydant :** Des entités chimiques appelées ions pro-oxydants provoquent un stress oxydatif en libérant des espèces réactives de l'oxygène ou en freinant le système antioxydant.
- **Enzyme cytochrome P450 :** Selon Fontana (2005), les enzymes cytochrome P450 sont des mono-oxygénases hémoprotéiques. Elles contiennent un groupe hème, qui est essentiel pour leur activité enzymatique.

Agaricus bisporus produit diverses enzymes qui pourraient potentiellement interagir avec des polymères (Fernandez-Lopez et al., 2013), tels que le **Tyrosinase** bien connue pour son rôle dans l'oxydation des phénols, elle a été utilisée comme contrôle positif dans des études sur l'oxydation de substrats spécifiques (Kumar et al., 2011).

- **Laccase et autres enzymes lignocellulolytiques sont spécifique à *Pleurotus ostreatus*** : Les laccases sont des oxydases à cuivre multiples qui catalysent l'oxydation des composés phénoliques en utilisant l'oxygène moléculaire comme co-substrat, produisant ainsi de l'eau et des sous-produits (Nunes et Kunamneni, 2018). Ces enzymes sont bien documentées chez *Pleurotus ostreatus* et pourraient contribuer à la modification chimique des surfaces plastiques, facilitant ainsi leur biodégradation (Elsayed et al., 2012).

Grâce à la production et à l'implication d'enzymes oxydatives extracellulaires dans la dépolymérisation de la lignine, les champignons de la pourriture blanche sont les seuls organismes capables de dégrader à la fois la lignine, la cellulose et les hémicelluloses (Dussault, 2017).

Entre autres choses, les endo-enzymes rompent les liaisons ester de la chaîne carbonée du polyester, ce qui libère des polymères à moins de masse molaire, ce qui réduit considérablement la masse molaire moyenne du polymère restant (Saha, 2006 in Dussault, 2017).

2-2- La co-culture d'*Agaricus bisporus* et *Pleurotus ostreatus*

La co-culture peut être définie comme la coexistence de plusieurs espèces de champignons ligninolytiques, communément appelée pourriture blanche, entre elles ou avec d'autres groupes de champignons (Cornu, 2012).

Dans leur environnement naturel, les champignons vivent et se développent généralement les uns à côté des autres (Boddy, 2000 ; Hiscox, et al 2015). Ils sont exposés à d'autres micro-organismes et vivent ensemble dans des communautés mixtes avec des interactions complexes ; tels que la symbiose et la compétition (Hu et al., 2011).

Selon Boddy (2000), la dégradation avec un mélange de champignons ligninolytiques (c'est-à-dire la co-culture) serait plus important que celle effectuée par une seule espèce. La prédigestion des sources de carbone (par exemple, les polysaccharides végétaux) se produit

généralement de manière extracellulaire, et la dégradation naturelle de la biomasse végétale est probablement réalisée par l'interaction de plusieurs espèces et d'enzymes (Hu et al., 2011).

Cela pourrait être le résultat d'un mélange de basidiomycètes ligninolytiques, produisant une gamme d'enzymes plus efficace ; un mélange qui pourrait être utilisé plus efficacement pour des applications industrielles que les extraits d'une monoculture (Hu et al., 2011 ; Mostafa et al., 2014).



Chapitre II : **matériel et** **méthodes**

Ce chapitre, présente l'ensemble du matériels et des procédures expérimentales guidées par des protocoles d'analyse physico-chimiques et biologiques pour l'étude de la biodégradation des sachets noirs en polyéthylène par les champignons de la pourriture blanche *Agaricus bisporus* et *Pleurotus ostreatus* en association ou en monoculture au laboratoire phtopathologie et protection des écosystèmes. Une partie de cette étude est réalisé sur milieu gélosé PDA. Elle a été évalué par le pourcentage des zones claires et la perte en poids. L'autre partie a été réalisé dans un sol tamisé. Dans ce dernier la biodégradation est évaluée par la perte en poids des sachets noirs et par un test respirométrique en mesurant la quantité de CO₂ cumulée.

1-Matériel

1-1-Sol

Le sol est prélevé de manière aléatoire dans une parcelle rectangulaire de 20 m² selon une diagonale. L'échantillonnage a été effectué au niveau de la couche superficielle (0-25cm). Le sol prélevé a ensuite été placé dans des sacs en plastique et transporté au laboratoire, afin d'être utilisé dans l'étude de la biodégradation des sachets noirs par deux champignons *Agaricus bisporus* et *Pleurotus ostreatus*.

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

1-2-Sachets noirs en polyéthylène

Dans notre étude, nous avons utilisé les sachets noirs en polyéthylène. Ces derniers, sont considérés comme l'un des principaux polluants rejetés dans l'environnement. En outre, ils constituent un problème majeur en termes de déchets.

1-3-Matériel biologique

Pour la biodégradation des sachets noirs, nous avons utilisé deux champignons de la pourriture blanche :

- Le champignon de Paris *Agaricus bisporus* qui appartient à la famille des *Agaricaceae*. Il provient de la société local "kabylie Mushroom" de la wilaya de Tizi-ouzou.
- Le pleurote en forme d'huitre, *Pleurotus ostreatus*, appartient à la famille des *Pleurotaceae* et qui provient de la société française "Paris Saveurs"

1-3-1-Pleurotus Ostreatus

Le mot latin *Pleurotus* signifie « oreille de côté », et *ostreatus* désigne une forme huître (Cohen et al., 2002). Il s'agit d'un champignon comestible, saprophyte et lignocellulolytique (Sánchez, 2010), que l'on trouve principalement en Europe et en Afrique du Nord (Givelet, 2011). Ce champignon se développe naturellement sur les vieux troncs d'arbres de feuillus en particulier les hêtres, de l'automne jusqu'à l'hiver. Toutefois, sa culture est aisée dès lors que les conditions de croissance adéquates sont réunies (Farretal., 1989).

❖ **Description morphologique**

Selon Gévry et al., (2009), *Pleurotus Ostreatus*, qui fait objet de notre étude, présente les caractéristiques suivantes :

-Le chapeau : Seul ou superposé, en forme d'huître ou d'éventail, grisâtre, blanc à maturité, de 2 à 20 cm.

-Les lamelles : Minces, blanches, longuement décurrentes sur le pied si présent.

-Les stipes : Plus ou moins absents, excentriques ou latéraux.

-La chair : Blanche et tendre chez les jeunes spécimens. Avec l'âge, elle devient progressivement fibreuse, notamment au niveau du pied. Elle dégage une odeur d'anis accompagnée d'une saveur agréable.

-Fructification : pousse en touffe.

- Spores : Crème 10-11 x3-4 µm, cylindriques.

❖ **Classification**

Tableau 01: Classification scientifique du *Pleurotus ostreatus* (Deepalakshmi et Mirunalini,2014) .

Règne	Fungi
Division	Basidiomycota
Classe	<i>Agaricomycetes</i>

Ordre	Agaricales
Famille	Pleurotaceae
Genre	<i>Pleurotus</i>
Espèce	<i>Pleurotus ostreatus</i> (Jacq.:Ex.Fries)Kummer.



Figure 01 : Carpophore de *Pleurotus ostreatus* (Originale, 2025)

1- 3-2-*Agaricus bisporus*

Le champignon de Paris, est une espèce commerciale. Il est cultivé à grande échelle pour la consommation. Sa culture se fait dans des caves naturelles creusées dans les coteaux calcaires à l'intérieur desquelles la température et l'humidité restent très constantes (Bouche et al., 2005).

Il est cultivé sur un substrat riche en fumier de cheval recouvert d'une couche de terre. On le trouve dans le commerce sous différentes formes, les spécimens jeunes étant de petite taille et de couleur blanche (Henning., 2005).

❖ Description morphologique

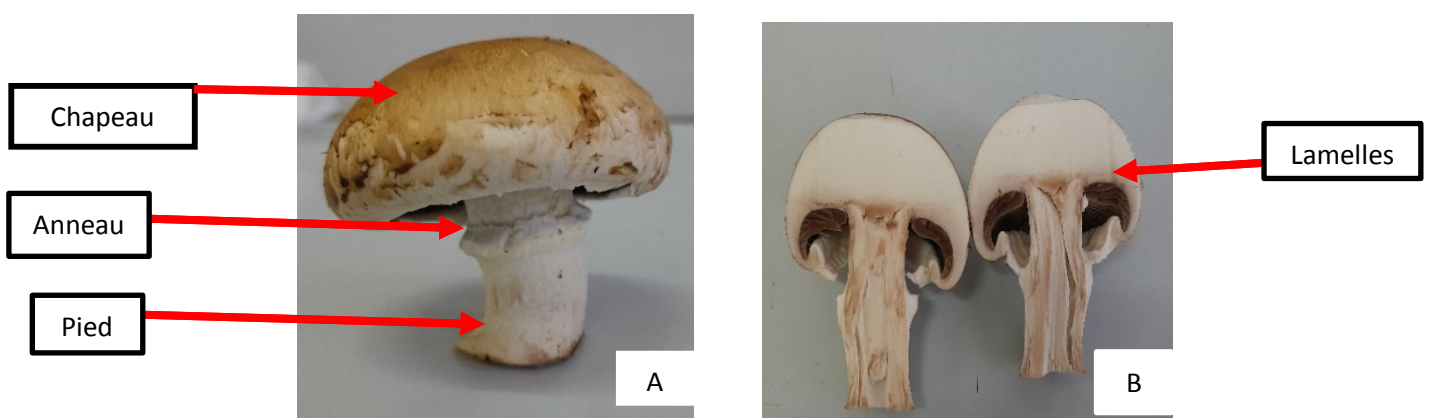
-Chapeau : 3-10 cm, légèrement bombé, sec ou légèrement gras, parfois tout blanc, parfois fibreux et de couleur brunâtre roux.

- Lamelle** : Libres, de couleur blanchâtre au début, devenant rosées, puis brun foncé à maturité.
- Anneau** : Membraneux, assez bas, orienté vers le haut, en forme d'entonnoir.
- Chair** : Blanchâtre, rougissant chez les jeunes exemplaires à la coupe, puis brunissant.
- **Pied** : Il peut être orné d'un anneau descendant, ascendant, mixte, à roue dentée.
- Odeur** : Agréable, saveur douce.

❖ Classification

Tableau 02 : Selon (Chang, 1996) *Agaricus bisporus* appartient à :

Règne	Fungi
Division	Basidiomycota
Classe	Agaricomycetes
Ordre	Agaricales
Famille	Agaricaeae
<i>Genre</i>	<i>Agaricus</i>
Espèce	<i>Agaricus bisporus</i> (J.E Lange) Imbach, 1946



A : Morphologie générale de *Agaricus bisporus* (Originale,2025).

B : Coupe longitudinale de *Agaricus bisporus* (Originale,2025) .

Figure 02 : Structure de champignon de paris (*Agaricus bisporus*)

1-3-3-Le blé

Le blé que nous avons utilisé provient du commerce local de Tizi-Ouzou. Le propriétaire nous a indiqué qu'il s'était lui-même procuré ce blé auprès d'un agriculteur local, sans toutefois pouvoir préciser l'espèce ni la variété.

Ce blé a été utilisé comme substrat nutritif pour favoriser le développement mycélien initial des deux espèces fongiques (*Agaricus bisporus* et *Pleurotus ostreatus*). En tant que source organique riche en glucides et en protéines, il stimule la croissance fongique avant l'exposition au polyéthylène. Cette étape est essentielle pour assurer une activité enzymatique optimale en vue d'évaluer la capacité de dégradation du plastique.

1-4-Milieu de culture P.D.A

Nous avons choisi le milieu PDA (Pomme de terre-Dextrose-Agar) qui est un milieu standard, semi synthétique, largement utilisé et facile à préparer .

La composition du milieu est la suivante (Rapilly,1968) :

-200g de pomme de terre lavée et épluchée puis coupé en petits cubes

-20g du glucose

-20g d'agar-agar

-1 litre d'eau distillé

1-5- Matériel utilisé au laboratoire

Le matériel que nous avons utilisé durant notre étude est présenté dans le tableau 03.

Tableau 03 : Matériel utilisé au laboratoire.

Gros matériel	Petit matériel	verreries	Matériel consommable	Produits chimiques
-Hôte stérile	-Agitateur magnétique RUHROMAG	-Boîtes de Pétri en plastique.	-Coton.	-Agar-Agar.

-Réfrigérateur ENIEM.	-Bec bunsen.	-Béchers de 1000 ml.	-Papier Aluminium.	-Éthanol à 75°.
-Étuves BINDER	- Pincés.	-Flacons	-Boîtes de Pétri en plastique.	- Glucose (CH ₂ ,20%).
-Balance de précision	-Scalpels.	-Erlenmeyer de 1000 m	- Étiquettes.	-Eau distillée (HO).
-Four pasteur KOTTERMANN	-Spatule.		- papier film	-Sulfate de magnésium (MgSO ₄).
	-Emporte-pièce de 1 cm			-Hypochlorite de sodium (NaOH).
	-Cylindre gradué ou balance.			Hcl
	-Papier filtre.			

2-Méthodologie

2-1-Préparation du sol tamisé

Le sol prélevé sur terrain a été transporté au laboratoire dans des sachets en plastique. Une fois au laboratoire, nous l'avons étalé sur des paillasses et laissé sécher pendant deux semaines (3 A). Ensuite, nous avons broyé le sol manuellement (3 B), avant de le tamiser à 2mm afin

d'obtenir une terre fine (3 C). Nous l'avons ensuite pesé à raison de 50 g (3 D) et placés dans des flacons en verre de 250 ml (3 E). Ces derniers, ont été fermés avec du papier aluminium, puis placés dans un four Pasteur KOTTERMANN où ils ont été stérilisés pendant 2 heures (3 F).

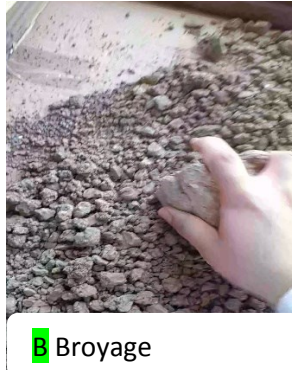
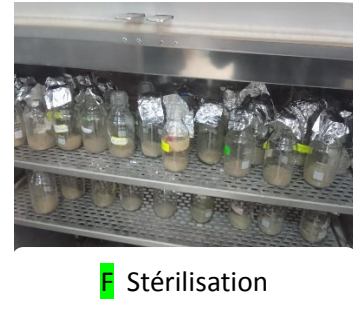
**A** Séchage**B** Broyage**C** Tamisage à 2mm**D** Pesée**E** Placement dans des flacons**F** Stérilisation

Figure 03 : Etapes de la préparation du sol (originale ,2025).

2-2-Caractérisation physico-chimique du sol tamisé

Pour caractériser le sol, nous avons réalisé des analyses physico-chimiques sur la terre fine. Nous avons mesuré le pH, la teneur en azote total, en carbone organique total, ainsi que l'activité biologique. Ces analyses ont été faites au laboratoire de pédologie à l'INRF d'Alger, ce protocole a été répété pour trois échantillons indépendants.

2-2-1-Mesure du pH

Dans un bécher, une suspension de sol a été préparée en mélangeant 10 g de sol avec 12,5 ml d'eau distillée, correspondant à un rapport poids/volume de 1/2,5. La suspension a été agitée pendant 15 minutes à l'aide d'un agitateur magnétique afin d'assurer une dispersion homogène, puis laissée au repos pour décantation pendant deux heures (Duchauffour, 2001). Avant chaque mesure, le pH-mètre a été calibré, puis la sonde a été immergée dans la suspension pour obtenir

la valeur du pH. Après chaque lecture, l'électrode a été soigneusement rincée à l'eau distillée et essuyée.

2-2-2-Capacité au champ

Pour évaluer la capacité au champ d'un sol et déterminer la quantité maximale d'eau que ce dernier peut retenir après saturation, nous avons préparé trois échantillons. Ces échantillons ont été placés dans des boîtes de Pétri, puis saturés en ajoutant de l'eau distillée jusqu'à ce que le sol soit complètement imbibé. Afin d'assurer une saturation totale, les échantillons sont laissés en repos pendant 3 heures. Le sol saturé a ensuite été filtré à l'aide d'un papier filtre, puis chaque échantillon a été pesé à l'état humide pour enregistrer son poids frais. Après un séchage de 24 heures, les échantillons ont été pesés de nouveau afin d'obtenir leur poids sec, conformément à la norme (ISO 11274, 2019).

La capacité au champ est calculée par la formule suivante:

$$CC (\%) = [(Poids \text{ du sol saturé en eau} - Poids \text{ du sol sec}) / Poids \text{ du sol sec}] \times 100$$

2-2-3-Analyse granulométrique

La texture du sol a été 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 prélèvement a été 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).

2-2-4-Matière organique

La teneur en matière organique du sol est évaluée à partir de la mesure du taux de carbone organique. Pour ce faire, la méthode de Walkley-Black est employée : le carbone organique est oxydé par du bichromate de potassium en milieu sulfurique (Najib et al., 2014). Le pourcentage de carbone organique a ensuite été déterminé par titrage direct du bichromate de potassium à l'aide d'une solution de Mohr.

2-2-5-Détermination de l'azote total

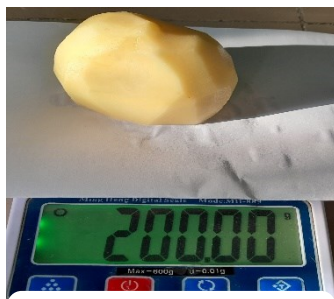
La détermination de l'azote organique total a été effectuée selon la méthode de Kjeldahl, qui repose sur l'utilisation de l'acide sulfurique. Lors de ce procédé, la matière organique azotée est minéralisée par chauffage avec l'acide sulfurique, dont l'action oxydante transforme l'azote

en ammoniac, fixé sous forme de sulfate d'ammonium. L'ajout de sulfate de potassium permet d'élever la température d'ébullition de l'acide sulfurique, passant de 317 à 330 °C, ce qui optimise la minéralisation. Par la suite, l'ion ammonium (NH_4^+) est libéré par addition d'hydroxyde de sodium, puis entraîné par la vapeur d'eau et capté dans une solution d'acide borique sous forme de borate. Ce dernier est quantifié par titrage à l'aide de l'acide sulfurique (Bremner, 1965).

2-3-Préparation du milieu P.D.A

Pour la préparation du milieu PDA nous avons adoptés le protocole de Rappilly (1968)

Nous avons cuit 200g de pomme de terre dans 200 ml d'eau distillée pendant 20minutes. Nous avons récupéré le filtrat, ajouter au glucose et la gélose, puis ajuster 1litre d'eau stérile. Le milieu est homogénéisé avec un agitateur magnétique puis stérile à l'autoclave à 120°C pendant 20minutes.



A : Pesée



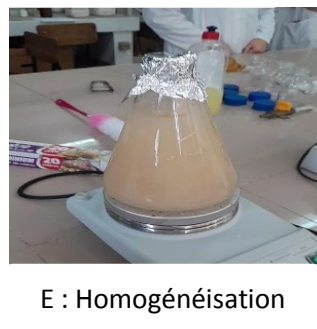
B : Découpe



C : Cuisson



D : Récupération du filtrat



E : Homogénéisation

Figure 04 : Etapes de la préparation du milieu P.D.A (originale 2025).

-Coulage du milieu P.D.A

Après stérilisation à 120°C, le milieu de culture a été coulé aseptiquement dans des boîtes de Pétri d'un diamètre de 8,5 cm à raison de 23 ml de milieu par boîte, puis laissé à température ambiante pour solidification.



Figure 05 : Coulage du milieu P.D.A (originale, 2025)

2-4-Bouturage des carpophores

Pour le bouturage des carpophores, nous avons adopté le protocole de Mansour-Benamar et al (2013).

Le bouturage des carpophores est une technique de reproduction asexuée qui permet de multiplier les champignons à partir de tissus internes sains du carpophore. En prélevant un fragment de mycélium et en le cultivant dans un environnement stérile sur un milieu nutritif, on obtient une nouvelle croissance fongique génétiquement identique à la souche d'origine. C'est une méthode simple, efficace et économique pour conserver les caractéristiques de qualité et de rendement d'une souche sélectionnée. Dans le cadre de notre expérience, nous avons réalisé le bouturage des carpophores d'*Agaricus bisporus* et de *Pleurotus ostreatus*, en passant par les étapes suivantes :

Sérilisation du petit matériel de bouturage et d'ensemencement comme le scalpel, la pince, à la flamme du bec benzène ;

Sélection des carpophores choisir des champignons sains et matures, présentant des caractéristiques morphologiques optimales ;

Désinfection externe nettoyer la surface du carpophore avec l'éthanol à 70 % pour éliminer les impuretés et les micro-organismes présents sur la surface ;

Ouverture aseptique des carpophores sous une hotte à flux laminaire, on sectionne le carpophore dans le sens de la longueur à l'aide d'un scalpel stérile pour exposer les tissus internes ;

Prélèvement du mycélium prélever de petits fragments du tissu mycélien à partir des zones internes, en évitant les parties exposées à l'air libre pour minimiser les risques de contaminations ;

Ensemencement sur milieu de culture déposer les fragments de mycélium au centre des boîtes de Pétri contenant le milieu nutritif stérile PDA ;

Scellage et incubation fermer hermétiquement les boîtes de Pétri avec un film parafilm puis les incuber à l'obscurité et à une température de 24 °C, pour favoriser la croissance mycélienne.

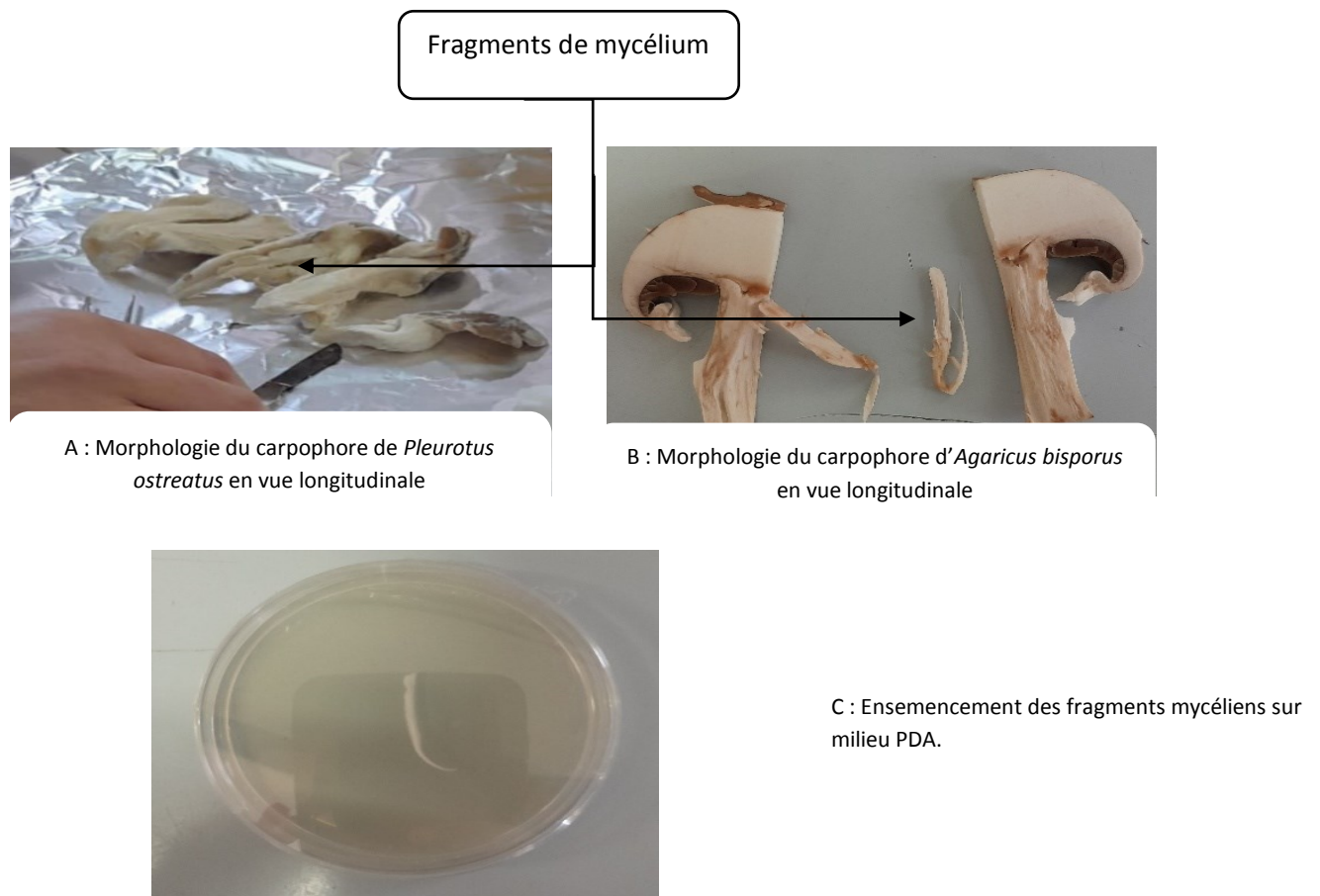


Figure 06 : Technique de bouturage des carpophores d'*Agaricus bisporus* et de *Pleurotus ostreatus* et ensemencement des fragments mycéliens sur milieu PDA (Originale, 2025).

2-5-Entretien et repiquage

Selon le protocole de Mansour Benamar et al.(2013) nous avons procédé de la manière suivante :

Nous avons pris un emporte-pièce, que nous avons stérilisé à la flamme dans une hôte à flux laminaire, puis laissé refroidir dans de l'alcool. Nous avons ensuite, choisi une culture mycélienne âgée d'une semaine, présentant un bon aspect mycélien. Après avoir soulevé le couvercle de la boîte de Pétri, et, à l'aide de l'emporte-pièce stérile, nous avons découpé des fragments de 1cm de diamètre d'implant d'inoculum.

Chaque implant, est déposé aseptiquement au centre de chaque boîte de Pétri, contenant le milieu P.D.A, en plaçant la face mycélienne vers le milieu P.D.A. Les boîtes de Pétri ainsiensemencées sont fermées à l'aide du film étirable. Ensuite nous les avons mises à incuber dans un incubateur à l'obscurité et à 24°C.

Cette procédure a été faite pour les deux espèces de champignons (*Agaricus bisporus* et *Pleurotus ostreatus*).

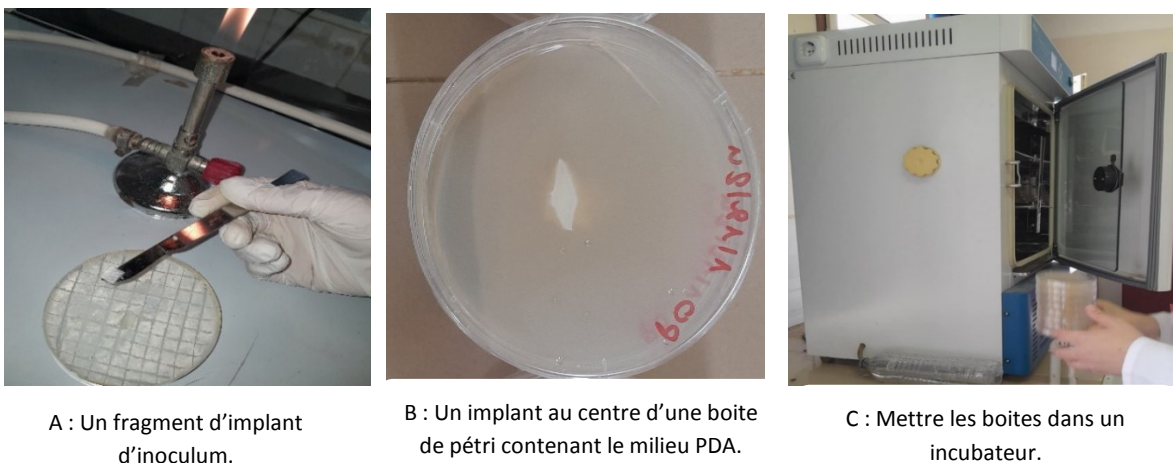


Figure 07 : Technique de repiquage sur milieu PDA (Originale,2025).

-Evaluation de la croissance mycélienne

La croissance mycélienne moyenne a été évaluée toutes les 48heures. Nous avons calculé le diamètre moyen (en cm) des colonies mycéliennes des deux champignons 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 :

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

Sur chaque boîte de Pétri , nous avons précisé le numéro de la boîte et la date d'ensemencement.



Figure 08 : Evaluation du la croissance mycélienne (originale,2025).

2-6-Préparation du blanc de semence

Nous avons commencé par rincer abondamment 1000 g de blé à l'eau de robinet, puis à l'eau distillée. Ensuite, nous laissons le blé égoutter dans une passoire. Après cela, nous avons mis le blé dans un sachet de congélation transparents non utilisé et laissons l'évaporation de l'eau (H₂O) s'effectuer pendant une heure. Le lendemain, nous avons réparti le blé dans des sachets de congélation de 100 g chacun. Ces sachets ont été placés dans une passoire pour une évaporation supplémentaire de 30 minutes.

Pour chaque sachet contenant 100g de blé, nous ajoutons 1 % de CaCO₃ et 2 % de CaSO₄ dans 100g du blé. Nous découpons ensuite des implants dans les cultures mycéliennes obtenues sur le milieu P.D.A, dans un environnement stérile délimité par la flamme d'un bec benzène.

Une boîte d'inoculum a été prélevée et transférée dans un sachet de blé, en veillant à ce que la face du mycélium soit en contact avec le blé. Nous refermons les sachets et nous nous assurons que les implants sont bien répartis pour favoriser une colonisation homogène par le mycélium. Enfin, nous incubons les sachets à 24 °C et nous les agitions une fois par semaine pendant cinq semaines. Cette opération est indispensable car elle permet de « casser » le mycélium, qui se

présente sous forme de longs filaments, facilitant ainsi la colonisation d'un grain de blé à un autre (Mansour Benamar et al., 2013).

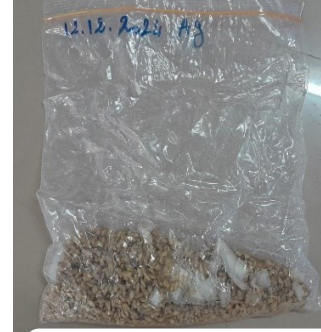
Cette procédure est faite pour les deux espèces des champignons (*Agaricus bisporus* et *Pleurotus ostreatus*).



A : Rinçage



B : Répartition



C : L'ajout d'inoculum

Figure09 : Etapes de préparation du blanc de semence (originale,2025).

2-7-Essais de biodégradation sur milieu PDA

En premier lieu, nous avons évalué la biodégradation des sachets noirs sur milieu de culture PDA en adoptant le protocole modifié Espinosa-Valdemar et al. (2011). Cette évaluation est estimée par le calcul du pourcentage des zones claires et par l'évolution du poids des sachets noirs en polyéthylène. Pour la réalisation de cet essai, trois lots de boîtes de Pétri contenant le milieu PDA ont été préparés :

Le premier lot est inoculé par l'inoculum d'*Agaricus bisporus* seul, le deuxième lot est inoculé par l'inoculum de *Pleurotus ostreatus* seul et le troisième lot est inoculé par deux inoculums différents l'un d'*Agaricus bisporus* et l'autre de *Pleurotus ostreatus* c'est la co-culture des deux champignons. Chaque boîte de Pétri contenant l'inoculum seul ou en co-culture sur milieu PDA est couverte aseptiquement d'un disque de sachet noir en polyéthylène préalablement stérilisé et de même diamètre que celui des boîtes de Pétri utilisés. Ces boîtes ainsi inoculées et couvertes d'un disque de sachet noir en polyéthylène, elles sont ensuite hermétiquement fermées à l'aide d'un film transparent et incubées à l'obscurité à 24°C. Nous rappelons que 10 répétitions ont été réalisées pour chaque essai.



A : Couper le sachet en disques

B : Mettre le disque sur l'inoculum

Figure 10 : Préparation des sachets noirs sur milieu P.D.A (originale,2025).

La biodégradation sur boîtes de Pétri a été évaluée par le calcul du pourcentage des zones claires sur différents substrats ou traitements effectués toutes les 48h, en utilisant la formule suivante :

Pourcentage des zones claires = (surface des zones claires /surface de la boîte) *100

2-8- Essais de biodégradation dans le sol

Les différents traitements ou substrats étudiés sont présentés dans le tableau 04

Tableau 04: Différents traitements et substrats étudiés.

Type de champignons	Substrat	Nombre de répétitions	identification
<i>Agaricus bisporus</i>	Mettre 50g de sol non stérilisé + 50g du blanc de la semence d' <i>Agaricus bisporus</i> + 4 carrés de 2,5cm de sachet noir dans des flacons en verre, puis agiter.	4fois	SNS
	Mettre 50g de sol stérilisé + 50g du blanc de la semence d' <i>Agaricus bisporus</i> + 4 carrés de 2,5cm de sachet noir dans des flacons en verre, puis agiter.	4fois	SAN

<i>Pleurotus ostreatus</i>	Mettre 50g de sol non stérilisé +4 carrés de 2,5cm de sachet noir + une boîte d'inoculum de <i>pleurotus ostreatus</i> issu des cultures mycéliennes sur le milieu PDA, dans des flacons en verre, puis agiter.	4fois	SNPS
	Mettre 50g de sol stérilisé +4 carrés de 2,5cm de sachet noir + une boîte d'inoculum de <i>pleurotus ostratus</i> issu des cultures mycéliennes sur le milieu PDA, dans des flacons en verre, puis agiter.	4fois	SPS
<i>Agaricus bisporus</i> + <i>pleurotus ostratus</i> (co-culture).	Mettre 50g du sol non stérilisé + 25g de blanc de la semence d' <i>Agaricus bisporus</i> +25g de blanc de la semence du <i>Pleurotus ostreatus</i> + Mettre 4 carrés de 2,5cm de sachet noir dans des flacons en verre, puis agiter.	2fois	APN
	Mettre 50g du sol stérilisé + 25g de blanc de la semence d' <i>Agaricus bisporus</i> +25g de blanc de la semence du <i>Pleurotus ostreatus</i> + Mettre 4 carrés de 2,5cm de sachet noir dans des flacons en verre, puis agiter.	2fois	APS

Afin de mesurer l'intensité respiratoire dans les différents substrats, deux tubes à hémolyse sont introduits dans le sol inoculé ou non de chaque flacon :

- Un tube contenait 5ml de la solution de NaOH 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.

Les flacons sont incubés à l'obscurité et à une température de 28°C pour une durée de cinq semaines.

En parallèle nous avons réalisé un témoin sans sol (flacon contenant uniquement deux tubes à hémolyse l'un contenant 5ml de la solution mère NaOH et l'autre 5ml d'eau distillée).

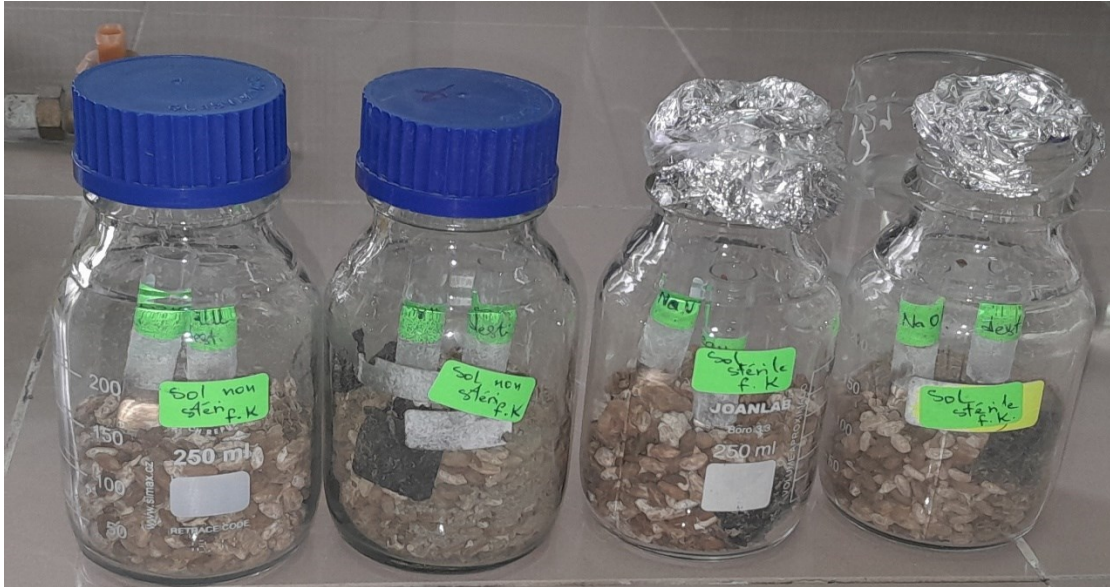


Figure 11 : Dispositif de détermination de la biodégradation des sachets noirs en PE dans le sol

2-9-Activité biologique

Pour évaluer l'activité biologique du sol, la méthode de respirométrie a été utilisée, selon le protocole décrit par Dommergues (1968) et Rivera-Espinosa and Dendooven, (2004).

Retirer rapidement les tubes contenant la solution de NaOH après incubation et les fermer hermétiquement.

On commence par ajouter 3 gouttes de solution de chlorure de baryum ($BaCl_2$) à 20% la solution de NaOH pour précipiter les carbonates formés. On transfère ensuite la solution de NaOH dans un bécher. On ajoute alors 2 à 3 gouttes de solution de phénophtaléine dans le bécher, en s'arrêtant dès que la couleur rose apparaît. Si la couleur rose ne se manifeste pas après l'ajout de trois gouttes de phénophtaléine, on ne poursuit pas le titrage. Nous titrons

ensuite l'excès de NaOH n'ayant pas réagi avec le CO₂ avec une solution de HCl. Nous continuons le titrage jusqu'à la disparition de la couleur rose, ce qui confirme une neutralisation complète.



Figure12 : Titrage de la solution de NaOH avec l'HCL

2-10- Méthodes statistiques appliquées à l'étude de la biodégradation fongique

Les résultats obtenus sont soumis à une l'analyse statistique par le logiciel R.

Nous avons réalisé le test de normalité de Shapiro-Wilk pour vérifier la distribution des données. Comme les données n'étaient pas normalement distribuées ($p\text{-value} < 0,05$), nous avons opté pour des tests non paramétriques. Le test de Kruskal-Wallis a été utilisé pour comparer plusieurs groupes indépendants (par exemple, l'effet du temps sur la croissance ou les différences entre les champignons). Il est suivi par le test post-hoc pour identifier les groupes significativement différents. Pour comparer deux groupes indépendants comme les effets des différents champignons, nous avons appliqué le test de Mann-Whitney.



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

1- Essai de biodégradation des sachets noir en PE sur milieu PDA

1-1- comparaison de la croissance mycélienne d'*Agaricus bisporus* et *Pleurotus ostreatus*

La figure 13 présente la comparaison de la croissance mycélienne d'*Agaricus bisporus* et de *pleurotus ostreatus* selon le temps d'incubation. Après 48 heures d'incubation, *Agaricus bisporus* a présenté une croissance moyenne de 2,2cm, tandis que celle de *Pleurotus ostreatus* était de l'ordre de 0,96 cm. Cette croissance moyenne diamétrale augmentait en fonction du temps d'incubation pour atteindre 8,2cm chez *Agaricus bisporus* et 6,71 cm observé chez *Pleurotus ostreatus*. Enfin, après 196 heures d'incubation, les deux espèces de champignons de la pourriture blanche *Agaricus bisporus* et *Pleurotus ostreatus* ont présenté une croissance mycélienne moyenne maximale de l'ordre de 8,5 et 8,4 respectivement .pour.

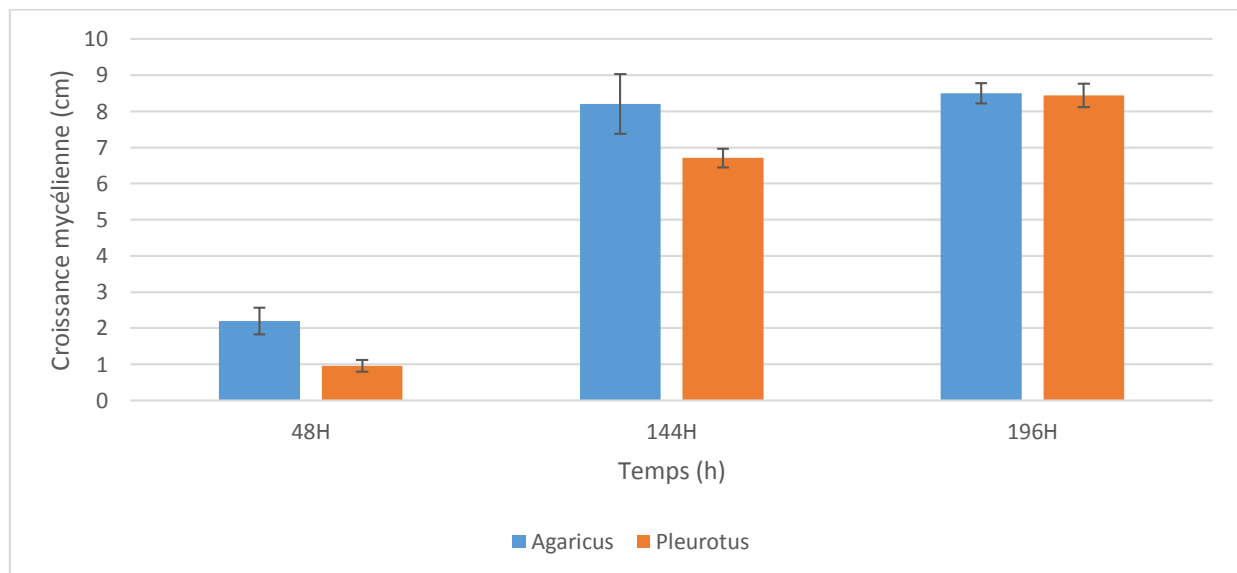


Figure 13 : Croissance mycélienne comparée d'*Agaricus bisporus* et *Pleurotus ostreatus* sur milieu PDA à 48,144 et 196 heures d'incubation

Les résultats de l'analyse statistique ont révélé une différence très hautement significative pour le facteur temps d'incubation ($p = 1,29 \times 10^{-6}$). Le test de Kruskal-Wallis classe les différentes durées d'incubation en 3 groupes. Dans le groupe (a) est classé le temps 196H par contre dans le dernier groupe est classé le temps d'incubation 48H.

Par ailleurs, la comparaison entre les deux espèces fongiques à l'aide du test de Wilcoxon ($p = 0,009$) a montré que *Agaricus bisporus* a présenté une croissance moyenne significativement supérieure à celle de *Pleurotus ostreatus*.

Ces résultats soulignent des dynamiques de croissance distinctes : *Agaricus bisporus* adopte une stratégie de colonisation rapide dès les premières heures, tandis que *Pleurotus ostreatus* suit une progression plus lente mais régulière (figure 14 et 15). À terme, les deux espèces atteignent des niveaux de croissance comparables, suggérant une complémentarité potentielle dans des applications liées à la biodégradation.

Dans les premières 48 heures, *Agaricus bisporus* semble s'imposer comme un pionnier du développement mycélien (figure 13), traduisant une capacité d'adaptation rapide à son environnement. Cette avance initiale pourrait s'expliquer par un mécanisme enzymatique réactif ou une meilleure mobilisation des ressources immédiates du substrat.

Cependant, ce rythme effréné n'est pas maintenu de façon linéaire. À partir de 144 heures, *Pleurotus Ostreatus*, bien que plus discret au départ, manifeste une croissance régulière et soutenue, montrant ainsi une stratégie plus stable et peut-être plus résiliente (figures 14 et 15). Cette reprise d'activité mycélienne progressive traduit une forme d'adaptation, où l'espèce initialement plus lente adopte un rythme constant qui lui permet de rivaliser, voire d'égaliser *Agaricus bisporus*.

Après 196 heures d'incubation, les deux espèces affichent une croissance mycélienne quasi identique, illustrant que la vitesse n'est pas toujours synonyme de domination. Cette convergence finale souligne

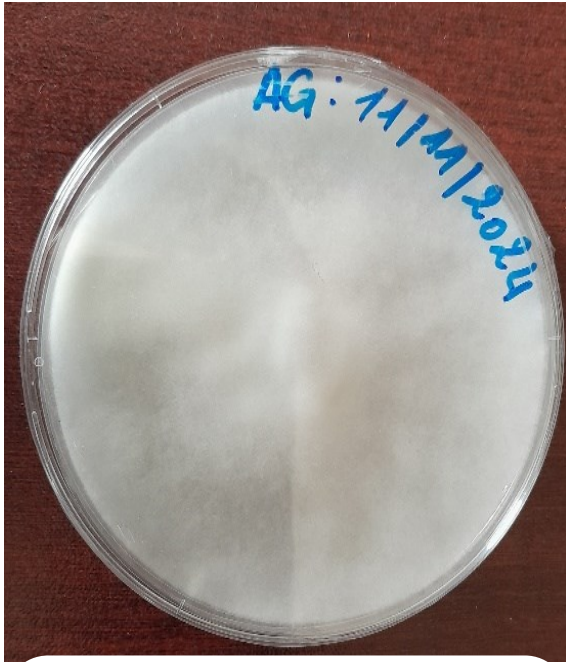


Figure 14 : Croissance mycélienne observée chez *Agaricus bisporus* sur milieu PDA après 144h

(Original 2025).



Figure 15: Croissance mycélienne observée chez *Pleurotus ostreatus* sur milieu PDA après 144h

(Original2025).

La différence de vitesse de croissance observée entre *Agaricus bisporus* et *Pleurotus ostreatus* sur milieu PDA est bien documentée : *Agaricus* profite d'un milieu riche en nutriments pour un développement rapide, tandis que *Pleurotus*, plus lent au départ, affiche une croissance régulière qui lui permet de rattraper son retard au fil du temps. Ce comportement traduit leurs stratégies écologiques respectives et explique la convergence finale des diamètres mycéliens Medjdoub,(2021).

Selon Smith et al. (2004), les champignons, y compris *Agaricus bisporus*, présentent une croissance rapide lors de la phase exponentielle lorsque les conditions environnementales sont optimales, en particulier en termes de nutriments et d'espace. La croissance initiale plus lente observée après 24 heures d'incubation pourrait être attribuée à l'adaptation du mycélium aux conditions du milieu PDA. Cette phase correspond à l'expansion du mycélium en utilisant les ressources disponibles sur ce milieu, riche en glucose et en extrait de pomme de terre, constituant un substrat idéal pour la croissance d'*Agaricus bisporus*.

La composition du milieu influence significativement la vitesse et l'étendue de la croissance mycélienne, qui dépend également de paramètres tels que la température, l'humidité, la concentration en nutriments et le pH. Ces facteurs sont cruciaux pour la croissance du mycélium des souches d'*Agaricus bisporus*, qui peuvent présenter des cinétiques 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 résulte de la prolifération rapide des hyphes, chaque cellule produisant de nouveaux hyphes à un rythme exponentiel. Ce processus est soutenu par la disponibilité initiale élevée en nutriments, favorisant une croissance rapide (Moore et al., 2011).

1-2- Pourcentage des zones claires en monoculture ou co-culture des sachets noirs en PE

La figure 16 présentent la comparaison des pourcentages des zones claires d'*Agaricus bisporus* seul en monoculture (ZCA) ou *Pleurotus ostreatus* seul en monoculture (ZPA) ou en co-culture des deux espèces *Agaricus bisporus* et *Pleurotus ostreatus*(ZAP) sur les disques de sachets noirs en PE en fonction du temps d'incubation. Après 96 heures d'incubation, nous avons constaté que (ZCA et ZAP) présentaient les pourcentages des zones claires les plus élevés de l'ordre de 53,86% et 55,54 % respectivement. Par contre (ZCP) présentait le pourcentage de zones claires le plus faible. A 144 heures d'incubation, le pourcentage des zones claires est élevé avec la monoculture d'*Agaricus bisporus* en atteignant 86,38%, alors que le pourcentage des zones claires avec la monoculture de *Pleurotus ostreatus* rattrape son retard en atteignant 61,5%. Ce dernier reste proche de cette valeur avec la co-culture des deux champignons ZAP qui est de l'ordre de 59,86%. Enfin, à 192heures d'incubation, les deux monocultures ZCA et ZCP affichent des pourcentages élevés de l'ordre de 89,47 et 92% respectivement. Il est de l'ordre de 81,46 85% en co-culture (ZAP).

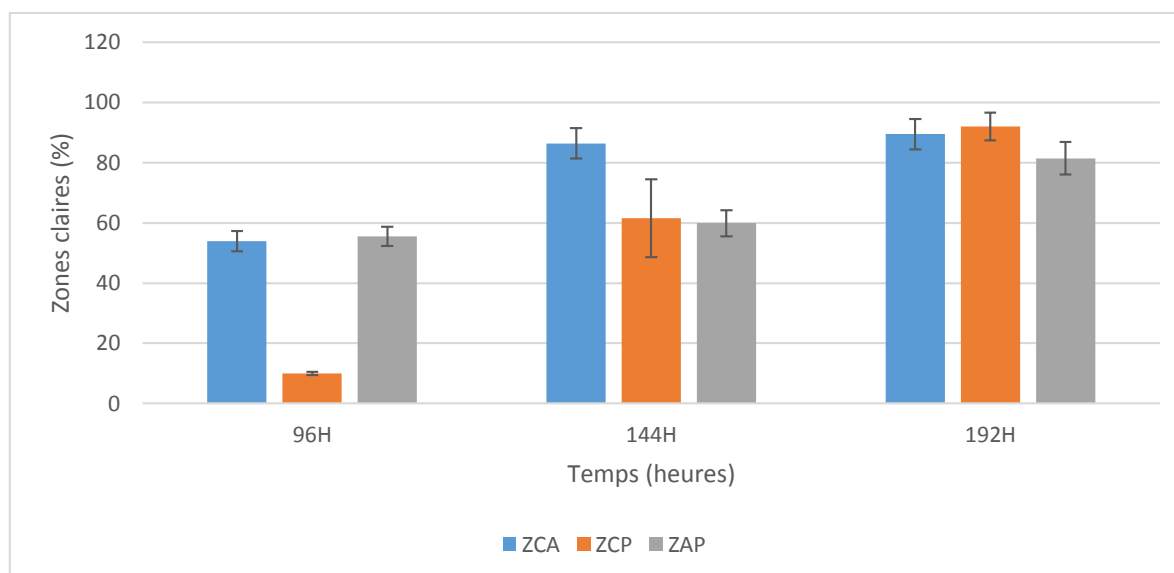


Figure 16 : Comparaison des pourcentages de zones claires en monoculture ou en co-culture en fonction du temps d'incubation.

Le test Kruskal–Wallis a classé les zones claires en deux groupes : ZCA classé dans le groupe (a) et les deux traitements ZCP et ZAP sont classés en groupe (b). De même le test Kruskal–Wallis révèle quatre groupes homogènes pour le facteur temps : 96 H (c) < 144 H (bc) < 456 H(ab) < 192–720–984–1176 H (a).

La monoculture se caractérise par une croissance rapide et constante dès le début, assurant une expansion efficace des zones claires, tandis que la co-culture démarre plus lentement mais accélère avec le temps, finissant par atteindre et parfois dépasser les performances de la monoculture. Ainsi, la monoculture offre une croissance immédiate et dominante, alors que la co-culture, après un retard initial, bénéficie d'une dynamique qui lui permet de rivaliser sur le long terme.

D'après les résultats observés (figure 16), nous constatons qu'*Agaricus bisporus* est le plus rapide à s'installer et à coloniser son milieu. C'est le champignon qui prend les devants : il s'étale rapidement et maintient ce rythme tout au long de la croissance. *Pleurotus ostreatus*, quant à lui, démarre lentement, presque discrètement, mais accélère significativement avec le temps pour finir quasiment à égalité avec *Agaricus bisporus*. Ce comportement reflète un compétiteur qui prend son temps mais persévère.

La co-culture des deux espèces présente une dynamique intéressante : initialement, la croissance est meilleure que celle d'*Agaricus bisporus* en monoculture, probablement parce que

les deux champignons exploitent des ressources différentes ou se stimulent mutuellement. Cependant, cette dynamique s'atténue par la suite et la croissance plafonne. Il est possible qu'en partageant le même substrat qui est le sachet noir en PE, ils finissent par se gêner mutuellement, rendant la progression moins efficace que lorsqu'ils sont cultivés séparément.

En effet, la croissance mycélienne totale en co-culture est souvent inférieure à celle observée en monoculture à long terme. Ce phénomène s'explique par la compétition pour les nutriments et l'espace, qui se manifeste par des zones d'inhibition entre les deux espèces. Cette inhibition est attribuée à la production de métabolites antifongiques et à des interactions antagonistes, limitant la progression de chaque champignon (Culture champignons comestibles, 2022).

Les essais montrent que la co-culture peut stimuler la biodégradation du sachet noir en PE au début du processus, mais la compétition finit souvent par réduire la croissance et l'efficacité globale. Ces observations sont cohérentes avec les travaux sur la co-culture de champignons de pourriture blanche, où la synergie enzymatique n'est pas systématique et dépend fortement des espèces associées, du substrat et des conditions de culture (Chi et al., 2007 ; Elisashvili & Kachlishvili, 2009).

Par ailleurs, la co-culture n'est pas toujours synonyme d'amélioration de la dégradation : la compétition entre espèces ou la production de métabolites inhibitrices peut parfois réduire l'efficacité globale (Pointing et al., 2000). Par exemple, la co-culture de champignons de pourriture blanche peut améliorer la dégradation de plastique dans certains cas, mais présente aussi des risques de compétition entre espèces (Ahuactzin-Pérez et al., 2018).

Ross et Harris (1983) expliquent que dans des environnements confinés, les champignons manifestent souvent une croissance secondaire, colonisant de nouvelles surfaces en raison de la compétition pour les ressources. Une fois le milieu initial colonisé, le mycélium peut chercher à s'étendre vers d'autres surfaces.

1-3- Poids des sachets noirs en PE dans le milieu PDA durant 60 jours

La figure 17 présente l'évolution du poids (perte en poids) des sachets noirs en PE en comparant le poids final (PF) au poids initial (P0) selon les trois traitements : *Pleurotus Ostreatus*, *Agaricus bisporus*, et la co-culture des deux champignons.

Le poids des sachets noirs en polyéthylène passe de 62mg à 60 mg, soit une perte de poids de 2mg sur substrat Pleurotes. Avec le traitement *Agaricus bisporus*, nous constatons une baisse

de poids, de 62 mg à 55 mg ; soit une perte en poids de 7mg. Enfin, dans le cas de la co-culture, nous avons constaté que le poids diminue légèrement de 62mg à 60mg soit une perte de poids de 2mg.

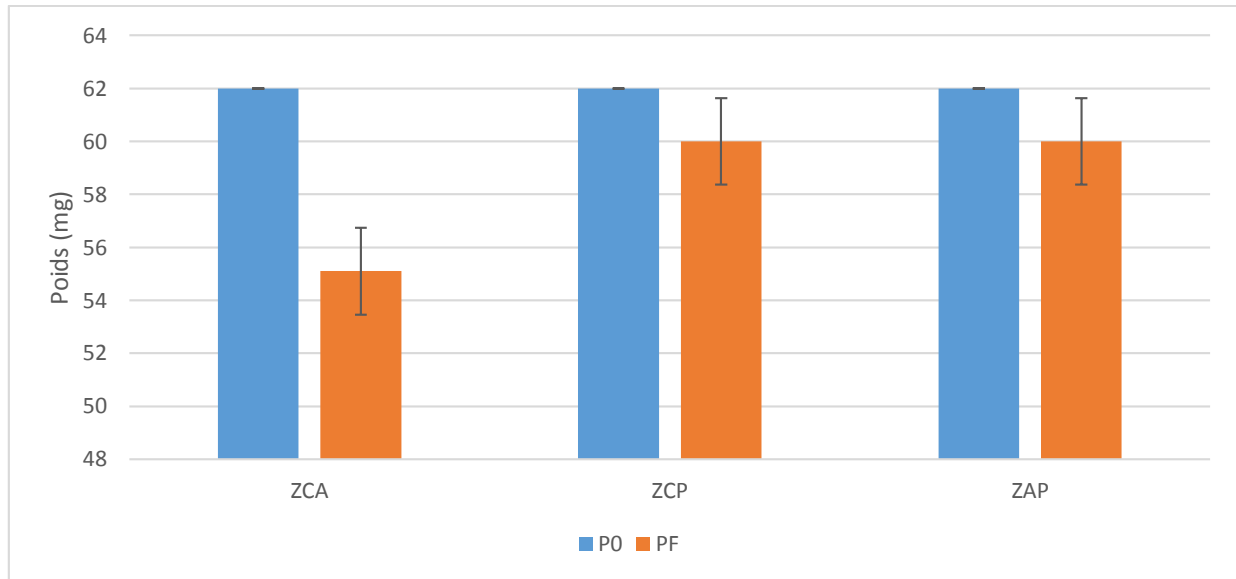


Figure 17 : Comparaison des variations de poids des sachets noirs sur milieu PDA en fonction des trois traitements

L'analyse statistique montre une différence significative, avec une p value = 0,00245. La comparaison multiple des rangs moyens montre une différence significative (p=0,0054) de poids des sachets en fonction des deux traitements ZCA et ZAP.

Nous avons enregistré une perte en poids en *Agaricus bisporus*, *Pleurotus ostreatus* et en co-culture, ce qui pourrait indiquer une dégradation.

Les résultats obtenus trouvent un écho particulier dans les observations rapportées par El-Aghoury et al. (2006). En effet, ces auteurs ont démontré que les champignons de la pourriture blanche possèdent une capacité unique à dégrader non seulement la cellulose et les hémicelluloses, mais aussi la lignine, un polymère naturel particulièrement résistant. Cette aptitude repose sur la production d'enzymes comme les estérases, capables de rompre les liaisons ester présentes dans les plastifiants. De manière cohérente avec nos résultats, leur étude a montré que la croissance fongique sur des formulations plastifiées s'accompagnait souvent d'une perte de poids significative du matériau, témoignant d'une biodétérioration avancée. Notamment, ils soulignent que cette perte peut se produire même en l'absence d'une croissance fongique visible, ce qui met en lumière des mécanismes métaboliques discrets mais efficaces.

Ce constat appuie notre hypothèse selon laquelle les deux champignons testés, bien que parfois en compétition, pourraient agir en complémentarité, en ciblant différemment les composants du plastique et en intensifiant ainsi la biodégradation globale.

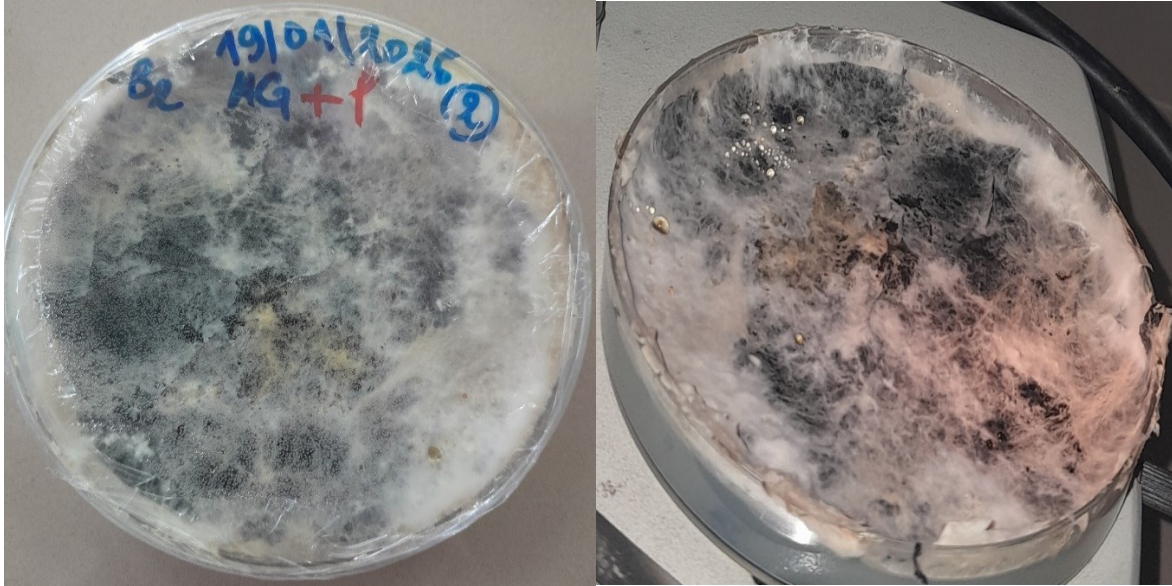


Figure 18 : Disques de sachet noir en PE envahi par la co-culture mycélienne de *Agaricus bisporus* et *Pleurotus ostreatus* sur milieu PDA (Original2025).



Figure 19 : Observation du mycélium de la co-culture des deux champignons *Agaricus bisporus* et *Pleurotus ostreatus* envahissant les sachets noir en PE sur milieu PDA



Figure 20 : Observation à la loupe binoculaire (G400) des changements physiques de la surface du sachet noir en PE après biodégradation par la co-culture des deux champignons (original2025).

En monoculture, les champignons de la pourriture blanche tels que *Trametes versicolor*, *Ganoderma lucidum* et les espèces du genre *Pleurotus* montrent une capacité à réduire la masse des matériaux plastiques, bien que les taux de dégradation varient selon l'espèce fongique et la nature du polymère. Par exemple, *Trametes versicolor* a permis une perte de masse allant jusqu'à 2,5 % sur du nylon 6 après 90 jours d'incubation, tandis que sur du polyester, la perte était plus faible, autour de 1,1 % (Dussault, 2017). Dans notre étude, l'incubation a été limitée à une période plus courte, comprise entre 50 et 60 jours, ce qui peut expliquer des taux de dégradation potentiellement moindres comparés à ceux observés sur 90 jours. Cette différence de durée souligne l'importance du temps d'incubation dans l'efficacité de la biodégradation fongique, tout en confirmant que la biodégradation par un seul champignon est possible mais limitée par la nature du substrat et les capacités enzymatiques spécifiques à chaque espèce (Dussault, 2017).

La co-culture de ces deux champignons de la pourriture blanche *Agaricus bisporus* et *Pleurotus ostreatus* sur un milieu nutritif commun comme le PDA peut entraîner une compétition pour les nutriments et l'espace. Cette compétition peut ralentir la croissance mycélienne globale (figure13), surtout si les deux espèces ont des besoins nutritionnels similaires mais des vitesses

de croissance différentes. De plus, *Pleurotus ostreatus*, étant un champignon xylophile spécialisé dans la dégradation de la lignine, peut-être moins performant sur un milieu riche en nutriments simples comme le PDA, ce qui peut expliquer sa croissance plus lente en co-culture (Zmitrovich & Borovikova, 2024).

Chi et al. (2007) décrivent les effets de la co-culture de quatre espèces de champignons *Ceriporiopsis subvermispora*, *Physisporinus rivulosus*, *Phanerochaete chrysosporium* et *Pleurotus ostreatus* sur la dégradation du bois de tremble et la production de laccase (Lac) et de manganèse peroxydase (MnP). Les résultats montrent que la co-culture de *C. subvermispora* avec *P. ostreatus* améliore significativement l'activité de Lac et de MnP, ainsi que la dégradation du bois, par rapport aux monocultures.

Dans leur étude, Elisashvili et Kachlishvili (2009) ont mis en évidence l'effet de la co-culture de *Cerrena unicolor* et de *Phellinus robustus* sur l'augmentation des quantités de laccase. Cependant, la co-culture de *C. unicolor* avec un autre champignon producteur de laccase, *Ganoderma lucidum*, n'a pas produit de grandes quantités de cette enzyme. Ils ont conclu que l'effet stimulant de l'interaction fongique sur la production de laccase est spécifique à chaque espèce.

L'association de champignons responsables de la pourriture blanche a montré une intensification de leurs activités sur divers substrats : *Trametes* sp. + *Trichoderma* sp. (Zhang et al., 2006) ; *C. unicolor* + *P. robustus* (Elisashvili et Kachlishvili, 2009) ; *Trametes versicolor* + *Trichoderma harzianum* (Baldrian, 2004) ; *P. ostreatus* + *Trichoderma longibrachiatum* (Velazquez-Cedefio et al., 2004) ; *Trametes* sp. AH28-2 + une souche de *Trichoderma* (Zhang et al., 2006). D'autres études ont démontré les effets d'une telle association sur la production de MnP : *P. ostreatus* + *C. subvermispora* ou *Physisporinus rivulosus* (Chi et al., 2007 ; Gutierrez-Correa & Tengerdy, 1997).

Par ailleurs, des études ont montré que la colonisation fongique des polymères plastiques (figure 18) s'accompagne d'une modification de la surface : fissures, rugosité... (figure 20), ce qui favorise l'attaque enzymatique (figure 19) et la fragmentation du polymère en unités plus petites, assimilables par les micro-organismes (Massardier-Nageotte et al., 2006).

La biodégradation des plastiques par les champignons dépend fortement de leur capacité d'adaptation au substrat. Sur milieu PDA, *Agaricus bisporus* montre une croissance initiale plus rapide, ce qui s'explique par sa meilleure utilisation des nutriments simples, alors

que *Pleurotus ostreatus*, mieux adapté aux substrats lignocellulosiques, adopte une croissance plus régulière et soutenue sur la durée. Cette dynamique est conforme aux observations de la littérature sur la physiologie de ces deux espèces en culture pure (Messaoudi, 2020 ; Medjdoub, 2021).

Enfin, plusieurs auteurs soulignent que les cultures fongiques mixtes pourraient produire davantage d'enzymes grâce à leurs interactions synergétiques, mais le résultat final dépend fortement des espèces utilisées, de leur mode d'interaction, des conditions micro-environnementales et du substrat colonisé.

2-Essais de biodégradations des sachets noirs en PE par les champignons dans le sol

2-1- caractéristiques du sol

Tableau 05 : Rapport d'analyse du sol (laboratoire de pédologie, INRF d'Alger)

Paramètres	Résultats	Commentaires
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

La croissance du mycélium des champignons, notamment *Agaricus bisporus* et *Pleurotus ostreatus*, dépend de plusieurs paramètres environnementaux et physico-chimiques essentiels.

La température idéale pour la croissance mycélienne se situe généralement entre 24 et 27 °C, favorisant une activité enzymatique optimale nécessaire à la décomposition des substrats et à l'absorption des nutriments (Grimm et Wösten, 2018).

Un pH légèrement acide, compris entre 5,5 et 6,5, est recommandé pour maximiser cette activité enzymatique. Par ailleurs, une humidité relative élevée, de l'ordre de 85 à 90 %, est cruciale pour maintenir une hydratation adéquate du substrat, facilitant ainsi la croissance du mycélium (Stamets, 2000 ; Chang et Miles, 2004 ; Moore, 2005).

Le sol étudié présente un pourcentage de matière organique de 3,07 % (tableau 05), ce qui le classe comme riche en matière organique. Cette dernière améliore la structure du sol, augmente sa capacité de rétention d'eau et fournit le carbone nécessaire à la croissance fongique (Hillel, 2004).

Sa texture est limono-argilo-sableuse, avec 52,30 % de limon, 31,45 % d'argile et 18,38 % de sable. Ce type de sol offre un équilibre favorable entre rétention d'eau et drainage, conditions propices au développement des champignons (Soil Science Society of America, 2017).

L'analyse révèle également la présence de 0,35 % d'azote dans le sol, élément indispensable à la synthèse des protéines, des acides nucléiques et d'autres composants cellulaires essentiels à la croissance fongique (Bremner, 1996). Le carbone constitue la principale source d'énergie pour les champignons, leur permettant de synthétiser des biomolécules essentielles telles que les enzymes dégradantes (Pointing, 2001).

La présence équilibrée de carbone et d'azote dans le sol permet aux champignons d'optimiser leur métabolisme et leur activité enzymatique, renforçant ainsi leur capacité à décomposer des matériaux complexes, y compris les polymères synthétiques comme le polyéthylène (Eastwood et Burton, 2002 ; Baldrian, 2006). Cette interaction est particulièrement importante dans des environnements naturels où la disponibilité de ces éléments influence directement l'efficacité de la bioremédiation.

Le sol présente un pH neutre de 7,23 ce qui est compatible avec la croissance d'*Agaricus bisporus* et de *Pleurotus ostreatus*. La capacité de rétention d'eau est élevée, avec un taux de 75,15 %, assurant une bonne disponibilité en eau pour les champignons dans le sol inoculé. Cette capacité dépend des propriétés texturales et structurales du sol, notamment la taille des pores, qui influence la rétention et la disponibilité de l'eau (Hillel, 2004).

Les paramètres physico-chimiques du sol étudié – température, pH, humidité, texture, matière organique, et teneurs en carbone et azote – sont globalement favorables à la croissance mycélienne des champignons *Agaricus bisporus* et *Pleurotus ostreatus* (figure 23). Ces conditions permettent d’optimiser la production enzymatique nécessaire à la biodégradation des substrats, y compris des matériaux résistants comme les plastiques. Une bonne maîtrise de ces paramètres est donc essentielle pour maximiser l’efficacité des processus de bioremédiation fongique.

2-2-Evaluation de la respiration fongique

La figure 21, montre la quantité cumulée de CO₂ mesurée après cinq semaines d’incubation selon les différents traitements appliqués. Le traitement SPS présente la valeur la plus élevée de production de CO₂ (environ 23,4g/100g de sol). Il est suivi par le traitement SNPS.

A l’inverse, les traitements SAN, SNS, APN, et APS affichent des valeurs plus faibles et relativement proches les unes des autres (autour de 22g/100g de sol).

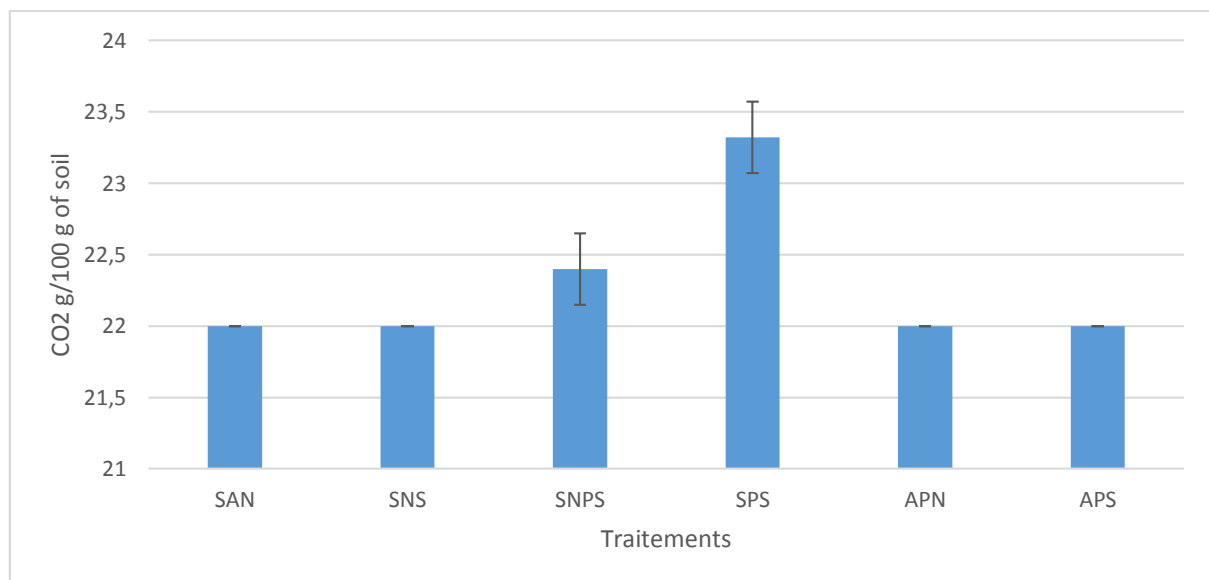


Figure 21 : Quantité de CO₂ cumulée en fonctions des différents traitements après cinq semaines d’incubation.

Le test de Kruskal Wallis montre une différence significative, avec une p value = 0,0022. La comparaison multiple des rangs moyens montre une différence significative (p=0,0024) entre SPS et les autres traitements.

Les résultats obtenus (Figure 21) montrent que la respiration fongique, traduite par l'activité biologique de biodégradation du plastique, est bien intense dans les deux traitements contenant le champignon de la pourriture blanche (SNPS et SPS). Cela indique que ces champignons stimulent l'activité microbienne et favorisent ainsi une production plus importante de CO₂ dans le sol.

La respiration est particulièrement élevée dans le traitement SPS, ce qui confirme que l'association du champignon *Pleurotus ostreatus* avec le sol stérile stimule efficacement la dégradation des sachets plastiques, traduite par une libération accrue de CO₂. Ce résultat met en évidence la bonne capacité de dégradation de *Pleurotus ostreatus* dans ces conditions par rapport au sol non stérile. Par contre, les traitements SAN, SNS, APN et APS, affiche une intensité de respiration inférieure à la monoculture de *Pleurotus ostreatus* en sol stérile et non stérile.

La production plus élevée de CO₂ dans les traitements SPS et SNPS traduit une respiration fongique intense de *Pleurotus ostreatus* par l'absence de microorganismes compétiteurs en sol stérile d'une part, et d'autre part, par l'interaction avec microorganismes du sol non stérile.

Le CO₂ dégagé par les champignons indique leur activité de dégradation du plastique. En effet, ce gaz est un sous-produit de leur métabolisme aérobie lorsqu'ils décomposent les polymères plastiques en utilisant le carbone contenu dans ces matériaux comme source d'énergie.

2-3- Poids des sachets noirs en PE dans le sol

La figure 22 illustre le poids initial des disques des sachets noirs (P0) et les poids finals (PF) selon les différents traitements, après cinq semaines d'incubation. Le poids des sachets noirs après biodégradation a augmenté pour les traitements SAN et SNS. Il augmente de 6,8 à 7,9 mg soit un gain de poids de 1,1 mg.

Nous constatons une perte en poids de 0,8 mg pour le traitement SNPS car il diminue de 6,8 à 6 mg ainsi qu'une nette perte en poids de 1,8 mg observée avec le traitement SPS où le poids diminue de 6,8 à 5 mg.

Les deux traitements en co-culture APN en sol non stérilisé et et APS en sol stérile affichent une même diminution du poids de 6,8 à 5,5 mg.

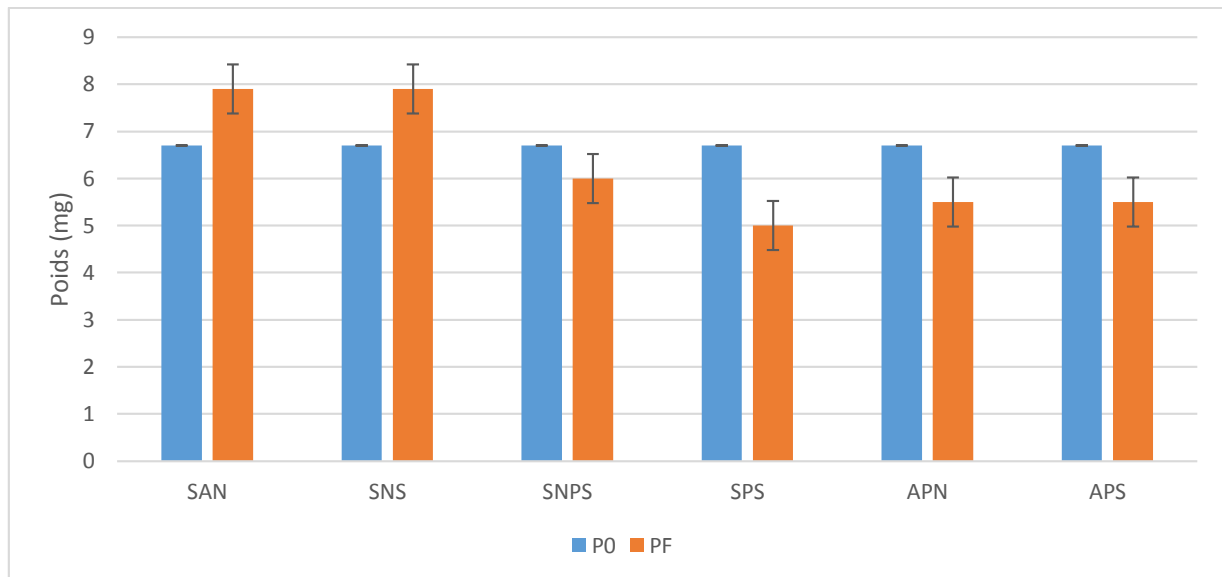


Figure 22 : Étude comparative de la biodégradation des sachets en PE par *Agaricus bisporus*, *Pleurotus ostreatus* et leur co-culture dans le sol stérile et non stérile.

Le test de Kruskal Wallis montre une différence significative, avec une p value = 0,0009. La comparaison multiple des rangs moyens montre une différence significative ($p=0,0010$) entre SPS et SAN, et entre SPS et SNS

Les résultats obtenus, montrent clairement que tous les traitements ne donnent pas les mêmes effets sur la biodégradation des sachets noirs. Nous remarquons, que la valeur la plus élevée pour la perte en poids des sachets noirs en PE est observée dans un sol stérile avec la monoculture de *Pleurotus ostreatus* SPS. Cette perte en poids diminue lorsque le sol est non stérile SNPS. La co-culture des deux champignons de la pourriture blanche en sol non stérile et stérile APN et APS respectivement dégradent les sachets noirs, cependant elle n'améliore pas la perte en poids. Ces résultats signifient que *Pleurotus ostreatus* seul ou en association avec *Agaricus bisporus*, est capable de bien dégrader le plastique (figure 22). Cette dégradation est particulièrement efficace dans un sol stérilisé par rapport au sol non stérile, où tous les micro-organismes compétiteurs du sol ont été éliminés



Figure 23 : Développement mycélien de la co-culture d'*Agaricus bisporus* et *Pleurotus ostreatus* sur sol stérile et non stérile après 46 jours d'incubation (original2025).

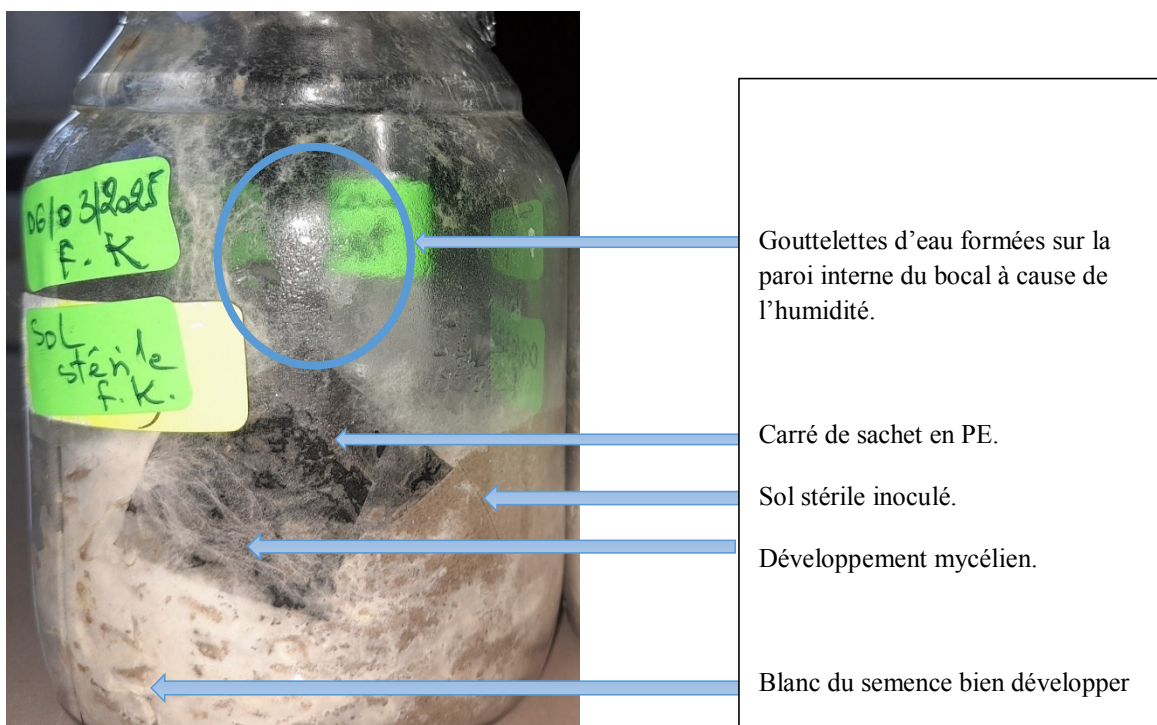


Figure 24 : observation du développement mycélien du co-culture (original 2025).

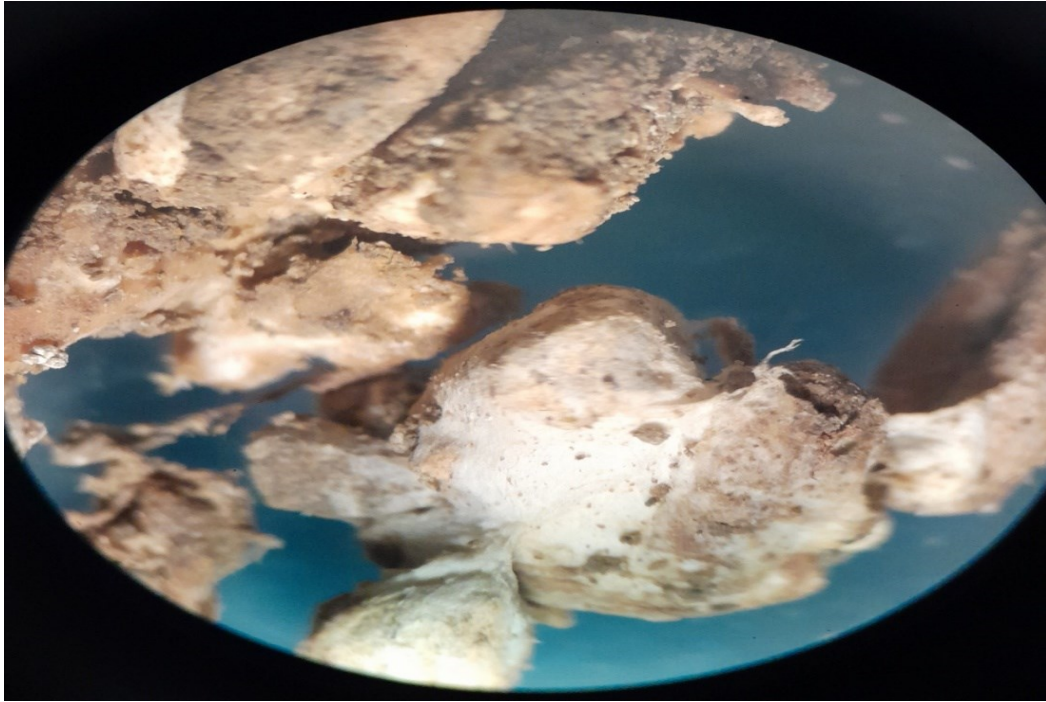


Figure 25 : Sol stérile inoculé avec la co-culture observé à la loupe (grossissement 40×100) (original2025).

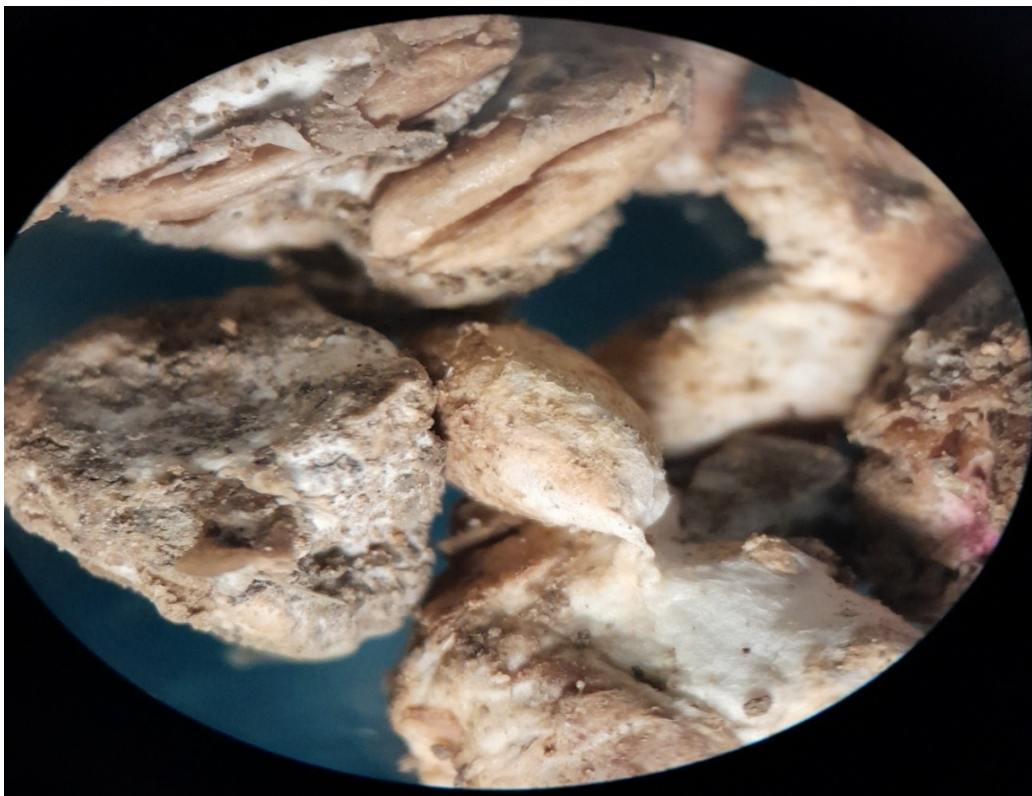


Figure 26 : Sol non stérile inoculé avec la co-culture observé à la loupe (grossissement 40×100) (original2025)

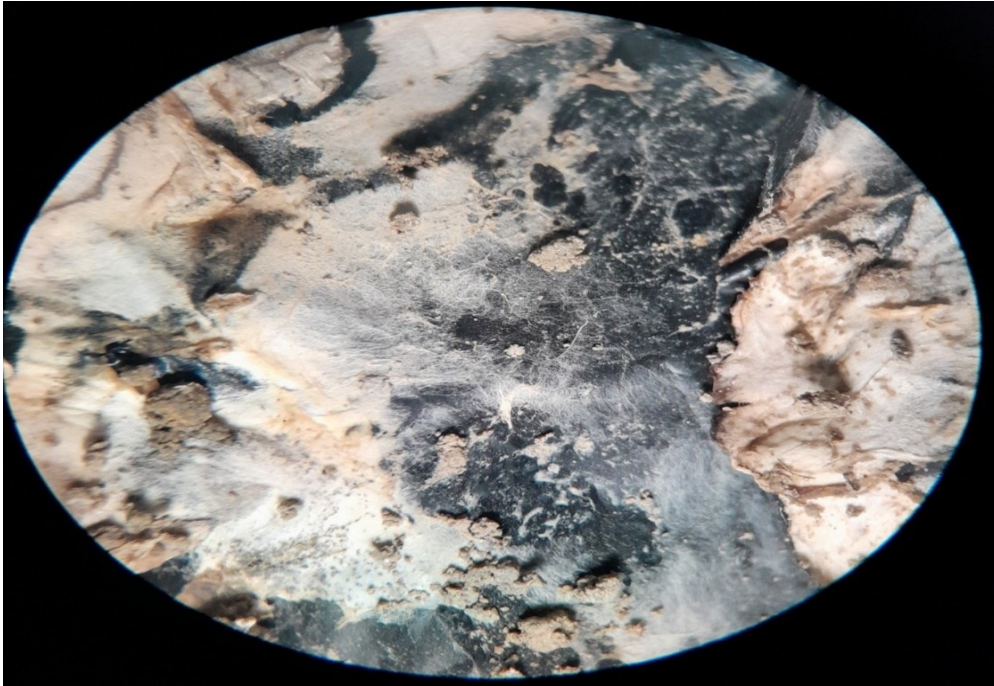


Figure 27 : sachet en PE inoculé dans un sol stérile avec la co-culture observé à la loupe (grossissement 40× 100) (original2025).

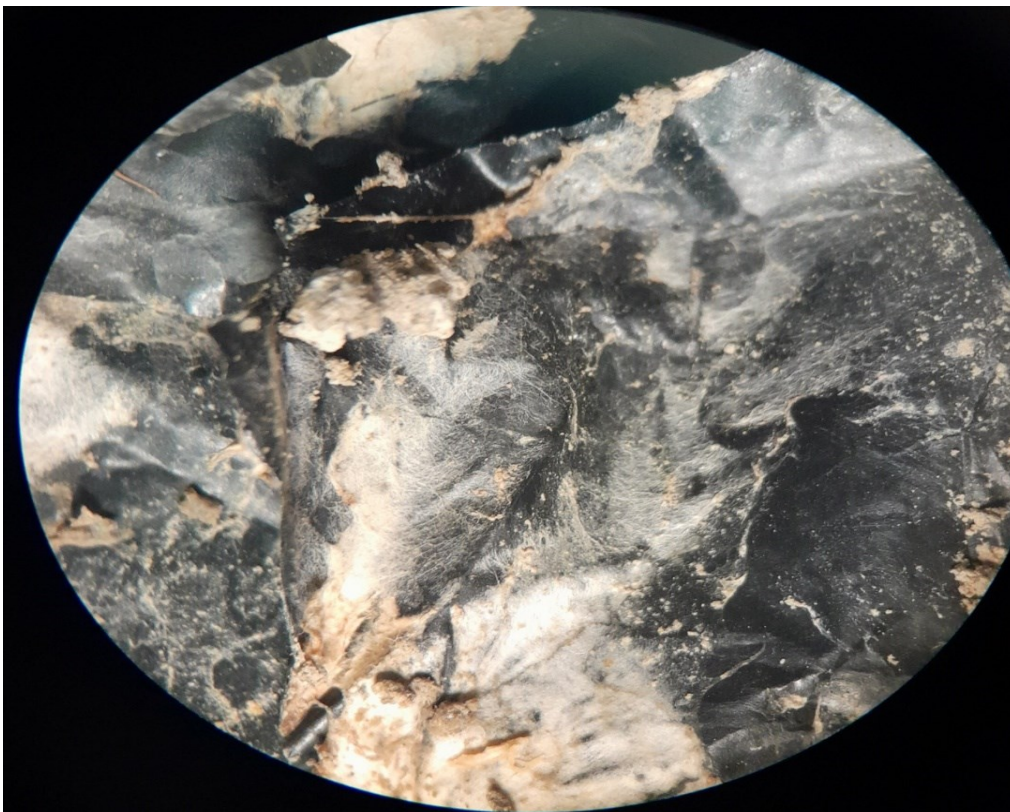


Figure 28 : sachet en PE inoculé dans un sol non stérile avec la co-culture observé à la loupe (grossissement 40× 100) (original2025).

Selon Espinosa-Valdemar et al. (2011), la biodégradation de substrats cellulosiques par le champignon *Pleurotus ostreatus* conduit généralement à une réduction significative du poids, pouvant atteindre jusqu'à 90 % de perte de masse après incubation, ce qui témoigne d'une dégradation efficace des matériaux organiques. De même, Dussault (2017) rapporte que la biodégradation de textiles synthétiques par des champignons ligninolytiques s'accompagne d'une diminution notable de la masse, utilisée comme indicateur clé de l'efficacité du processus. La stérilisation du sol semble aussi avoir un rôle important car elle favorise la croissance des champignons de la pourriture blanche en empêchant d'autres microbes de gêner leur activité. Et la co-culture (*Agaricus* et *Pleurotus*) apporte un effet combiné puissant, comme si chacun complétait l'autre.

A l'opposé des résultats obtenus avec les deux traitements SAN et SNS où l'on utilise seulement la monoculture de *Agaricus bisporus* nous avons constaté que le poids des sachets noirs en PE après biodégradation augmente légèrement. Ces résultats ne traduisent pas forcément un ralentissement de la biodégradation. Le gain en poids des sachets noirs en PE peut donc s'expliquer par plusieurs facteurs. D'une part, l'absorption d'humidité à l'intérieur des bords fermés contenant le sol inoculé par le champignon favorise une augmentation de la masse des carrés en plastique. D'autre part, la croissance du mycélium à la surface ou à l'intérieur du matériau, ainsi que l'accumulation de résidus métaboliques, contribuent également à ce gain de poids apparent.

Les plastiques, en particulier le polyéthylène (PE), sont connus pour leur résistance à la dégradation en raison de leur structure chimique stable, caractérisée par de longues chaînes polymériques et des liaisons covalentes fortes entre les atomes de carbone. Cette stabilité rend le PE difficile à décomposer par des processus naturels (Reddy et al., 2015).

Le processus de biodégradation est toutefois continu tant que le champignon reste actif et continue de produire les enzymes nécessaires, comme l'ont décrit Bonhomme et al. (2003). Ces enzymes, notamment les ligninases et les peroxydases, jouent un rôle clé dans la décomposition des polymères complexes.

Conclusion générale

La présente étude, a permis d'évaluer la capacité des deux champignons de la pourriture blanche à savoir, *Agaricus bisporus* et *Pleurotus ostreatus* en monoculture ou en co-culture à biodégrader des sachets noirs en polyéthylène sur milieu gélosé PDA, et ensuite dans un sol stérile et non stérile.

Au terme de cette étude nous concluons que :

Sur milieu PDA, *Agaricus bisporus* présente une croissance initiale plus rapide que *Pleurotus ostreatus*. Cependant, après 196 heures d'incubation, *Pleurotus ostreatus* s'est avéré plus compétitif avec une croissance diamétrale de 8,44 cm presque égale à celle d'*Agaricus bisporus*.

A la fin de la biodégradation, après 192 heures d'incubation, le pourcentage des zones claires le plus élevé de l'ordre de 92% est obtenu avec la mono-culture de *Pleurotus ostreatus*, cependant la co-culture des deux champignons présente un pourcentage qui reste inférieure à la mono-culture de *Pleurotus ostreatus* et la monoculture d'*Agaricus bisporus*.

La perte en poids la plus élevée des sachets noirs en polyéthylène sur milieu PDA est obtenue avec la mono-culture d'*Agaricus bisporus*, elle est de 7mg.

Dans le sol, la respiration fongique a été intense avec la mono-culture de *Pleurotus ostreatus* en sol stérile, elle est de l'ordre 23,4mg, elle diminue à 22,4 en sol non stérile. La perte en poids des sachets en polyéthylène la plus élevée est obtenue avec la monoculture de *Pleurotus ostreatus* en sol stérile.

Agaricus bisporus et *Pleurotus ostreatus* seul ou en co-culture sont capables de dégrader les sachets noirs en polyéthylène, cependant dans notre cas la co-culture n'améliore pas cette biodégradation.

La mono-culture de *Pleurotus ostreatus* est la plus efficace dans la biodégradation des sachets noirs en plastique particulièrement dans le sol stérile.



Références

- Ahuactzin-Pérez, M., Torres, E., & Tinoco, R. (2018).** Co-culture of white-rot fungi for improved lignin degradation: A review. *Journal of Environmental Management*, 215, 324–335.
- Baize, D. (2000).** Guide des analyses en pédologie : sols, plantes, eaux. Éditions Quae.
- Banu, J. R., Ramya, M., & Prakash, S. (2006).** White rot fungi et dégradation de la lignine : une revue. *Mycologia*, 98(5), 680–690.
- Bedrane, A. (2016).** Gestion des déchets et impact environnemental dans la wilaya de Tizi-Ouzou. El Watan.
- Bennamar, M., & Chavant, L. (2010).** Caractérisation de souches fongiques et optimisation des milieux de culture.
- Bennamar, M., & Chavant, L. (2010).** Guide illustré de la culture d'un champignon comestible : le pleurote en huître. Éditions El-Amel.
- Borràs, E., Aguilar, C., & Solé, A. (2010).** Detoxification of aromatic pollutants by white rot fungi. *Journal of Hazardous Materials*, 180(1-3), 123–130.
- Bouchet, P. H., Guignard, J. L., & Villard, J. (1999).** Les champignons, mycologie fondamentale et appliquée. Masson.
- Bouderhem, A. (2011).** Analyse granulométrique des sols et méthodes associées.
- Bremner, J. M. (1965).** Nitrogen-total. In C. A. Black (Ed.), *Methods of soil analysis. Part 2. Chemical and microbiological properties* (pp. 1149–1178). American Society of Agronomy.
- Brigham, C., Smith, J., & Lee, A. (2020).** Introduction to synthetic polymers: Structure and properties. Springer.
- Braun, D., & Bazdadea, E. (1986).** Vinyl chloride polymers. In L. I. Nass & C. A. Heiberger (Eds.), *Encyclopaedia of PVC* (2nd ed., Vol. 1, pp. [pages manquantes]). Marcel Dekker.
- Center for International Environmental Law (CIEL). (2019).** Plastic & Climate: The Hidden Costs of a Plastic Planet.
- CEMA Mycologie. (2018, 6 octobre).** Pleurotus ostreatus (Jacquin) P. Kummer (1871).
- Chamas, A., Moon, H., Zheng, J., Qiu, Y., Tabassum, T., Jang, J. H., Abu-Omar, M., Scott, S. L., & Suh, S. (2020).** Degradation rates of plastics in the environment. *ACS Sustainable Chemistry & Engineering*, 8(9), 3494–3511.
- Chang, S. T. (1996).** Mushrooms: Cultivation, nutritional value, medicinal effect, and environmental impact (2nd ed.). CRC Press.
- Chang, S. T., & Miles, P. G. (1996).** Mushrooms: Cultivation, nutritional value, medicinal effect, and environmental impact (2nd ed.). CRC Press.

Chen, S., Su, L., & Wang, Y. (2013). Cutinases: Structure, function and applications in polyester degradation. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 97(2), 963–973.

Chi, Y., Hatakka, A., & Maijala, P. (2007). Effects of co-culturing four white-rot fungi on the production of lignin-modifying enzymes and degradation of wood. *Bioresource Technology*, 98(4), 954–961.

Cohen, R., Persky, L., & Hadar, Y. (2002). Biotechnological applications and potential of wood-degrading mushrooms of the genus *Pleurotus*. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 58(5), 582–594.

Cornu, A. (2012). Les champignons ligninolytiques et leurs enzymes (Doctorat, Université du Québec à Montréal). Archipel UQAM.

Culture champignons comestibles. (2022). Les interactions entre espèces en culture fongique.

Deguchi, S., Yamada-Onodera, K., & Kato, T. (1997). Biological treatment of plastic waste by white rot fungi. *Journal of Fermentation and Bioengineering*, 83(3), 246–250.

Defu, L., et al. (2018). Effects of microplastics on animal growth and immunity. *Journal of Environmental Toxicology*, 32(4), 456–467.

Deepalakshmi, K., & Mirunalini, S. (2014). Scientific classification and applications of *Pleurotus ostreatus*. *International Journal of Pharmaceutical Sciences and Research*, 5(7), 2805–2811.

DESSARTHE. (1996). Usinage des matières plastiques des matériaux composites et des états élastomères. CETM.

Djelali, A. (2021). Activité enzymatique et biodégradation des plastiques. *Revue Algérienne de Chimie*, 18(1), 45–53.

Djefal, H., & Youneschaouche, Y. (2017). Le recyclage des déchets plastiques dans le cadre du développement durable : Cas des entreprises de recyclage de la Wilaya de Tizi-Ouzou [Mémoire de Master]. Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou.

Dommergues, Y. (1968). Méthode de mesure de l'activité respiratoire du sol par piégeage du CO₂ [Rapport technique]. Institut de Recherche pour le Développement (IRD).

Dussault, D. (2017). Biodégradation des polymères par les champignons de la pourriture blanche. *Revue des Sciences de l'Environnement*, 45(2), 112–118.

Dussault, D. (2017). Enzymatic degradation of synthetic textiles by white rot fungi. *Journal of Applied Microbiology*, 122(4), 1036–1045.

Dussault, D. (2017). Extracellular oxidative enzymes of white rot fungi and their role in plastic biodegradation. *Journal of Applied Microbiology*, 123(5), 1234–1243.

Dzentreprise.net. (s.d.). Consommation de plastique en Algérie et impacts environnementaux.

Eelingeet, M., Souza, R., & Ng, K. (2017). Microplastics and plant health. *Plant Science*, 256, 45–53.

El-Aghoury, A., Vasudeva, R. K., Banu, D., Elektorowicz, M., & Feldman, D. (2006). Contribution to the study of fungal attack on some plasticized vinyl formulations. *Journal of Polymers and the Environment*, 14(2), 135–147.

Elisashvili, V., & Kachlishvili, E. (2009). Ligninolytic enzymes and their production by white rot fungi. *Biotechnology*, 8(3), 123–130.

Elisashvili, V., & Kachlishvili, E. (2009). Physiological regulation of laccase and manganese peroxidase production by white-rot basidiomycetes. *Journal of Biotechnology*, 144(1), 37–42.

Elsayed, M. M., Ahmed, S. A., & Hassan, M. A. (2012). Role of lignocellulolytic enzymes in plastic degradation. *International Journal of Environmental Science and Technology*, 9(3), 453–462.

Espinosa-Valdemar, R. M., López-Cervantes, J., & Ramírez-Coronel, A. (2011). Biodegradation of textile substrates by white-rot fungi: Preparation and characterization of culture media. *Journal of Environmental Science and Technology*, 5(3), 123–130.

Essai de multiplication. (2017). Multiplication et croissance des champignons saprophytes. *Bulletin Mycologique*, 32(3), 45–52.

Fernandez-Lopez, R., Martinez, A. T., & Martinez, M. J. (2013). Enzymatic activities of *Agaricus bisporus* related to polymer degradation. *Fungal Biology*, 117(9), 578–586.

Fontana, A. (2005). Cytochrome P450 enzymes: Structure and function. *Chemical Reviews*, 105(6), 2227–2252.

Fuller, S., & Gautan, J. (2016). Impact of microplastics on soil geochemistry. *Environmental Science & Technology*, 50(12), 12345–12353.

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

Gewert, B., Plassmann, M., & MacLeod, M. (2015). Pathways for degradation of plastic polymers floating in the marine environment. *Environmental Science & Technology*, 49(11), 7037–7044.

Givelet, P.-H. (2011). Les compléments alimentaires à base de champignons. [Diplôme d'études spécialisées de Docteur en Pharmacie, Université de Lille 2].

Gupta, R., & Shrivastava, N. (2014). White rot fungi in bioremediation of aromatic compounds. *International Journal of Environmental Science and Technology*, 11(5), 1231–1240.

Hadjoudj, K. (2023/2024). Étude de la biodégradabilité du plastique par les champignons telluriques des grottes d'Ain Fezza [Mémoire de Master]. Université Abou Bekr Belkaid – Tlemcen.

Hakem, S., & Allou, M. (2015). *Spectroscopie Infrarouge à Transformée de Fourier* (Mémoire de licence, Université Dr Moulay Tahar-Saida, Faculté des sciences, Département de physique). Université Dr Moulay Tahar-Saida.

Henning, K., & Petersen, J. H. (2005). Les champignons dans la nature.

Hernando Calvo, M. (2010). Development of a growth model system for *Agaricus bisporus* (Master's thesis, Wageningen University).

Hifas da Terra. (2024, 19 juillet). Pleurote (*Pleurotus ostreatus*): Découvrez ses propriétés.

Hiscox, J., Savoury, M., & Boddy, L. (2015). Fungal interactions and community dynamics. *Microbiology Spectrum*, 3(4), 1–15.

Hu, H., Zhang, X., & Li, Y. (2011). Synergistic enzyme production by co-cultures of lignin-degrading fungi. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 92(3), 567–575.

Iwang, A., et al. (2016). Microplastics and wildlife health. *Ecotoxicology*, 25(3), 567–580.

Jonathan, S., Kumar, R., & Singh, P. (2011). Bioremédiation : une approche durable pour l'élimination des déchets plastiques. *Journal of Environmental Management*, 92(4), 1234–1240.

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

Kumar, S., Singh, R., & Sharma, P. (2011). Tyrosinase enzyme and its role in phenol oxidation. *Journal of Enzyme Inhibition and Medicinal Chemistry*, 26(4), 453–459.

Lan, W. (2011). Minéralisation complète des composants ligniolytiques par les champignons. *Fungal Biology Reviews*, 25(2), 85–92.

Mansour-Benamar, M., Savoie, J. M., & Chavant, L. (2013). Valorization of solid olive mill wastes by cultivation of a local strain of edible mushrooms (Mémoire de fin d'études, Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou). DSpace UMMTO.

McGee, C. F. (2018). Microbial ecology of the *Agaricus bisporus* mushroom cropping process. *HRCA*, 1–15.

Medjdoub, M. (2021). Croissance comparative de différents champignons comestibles sur milieux enrichis. *Journal Algérien de Mycologie Appliquée*, 8(1), 23–31.

Medjdoub, D. (2021). Étude comparative entre deux variétés de champignons comestibles (*Pleurotus ostreatus* et *Agaricus bisporus*) [Mémoire de master, Université de Mostaganem].

Metri, M. R., Patil, S. A., & Deshmukh, S. K. (2018). Biodegradation of plastics by lignocellulolytic enzymes. *Journal of Applied Microbiology*, 125(5), 1256–1265.

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

Morel-Rouhier, L. (2023). Morphologie et rôle des champignons dans la dégradation du bois. *Journal de Mycologie Appliquée*, 35(1), 12–20.

Mostafa, M., El-Sayed, M., & Abdel-Rahman, A. (2014). Enhanced lignin degradation by fungal co-cultures for industrial applications. *Biotechnology Letters*, 36(7), 1345–1352.

NAWA. (2024). Étude sur les champignons et la biodégradation des plastiques.

Najib, A., et al. (2014). Détermination du carbone organique dans les sols : application de la méthode Walkley-Black. *Revue des Sciences de l'Environnement*, 7(2), 123–130.

Netam, R. S., et al. (2018). Cultivation of Button Mushroom (*Agaricus bisporus*) under laboratory condition. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, 7(10), 782–787.

Ng, K., Qi, R., & Raju, S. (2018). Agricultural sources of microplastics in soils. *Soil Biology & Biochemistry*, 123, 45–60.

Nunes, M., & Kunamneni, A. (2018). Laccases from *Pleurotus ostreatus*: biochemical properties and applications. *Applied Biochemistry and Biotechnology*, 186(3), 733–746.

Painting, C. (2001). White rot fungi and their enzymatic degradation of pollutants. *Environmental Biotechnology*, 17(2), 89–95.

Plastics Europe. (2019). Plastics – the Facts 2019: An analysis of European plastics production, demand and waste data. Plastics Europe.

Plastics Historical Society (PHS). (2010). An Introduction to Plastics. In *Plastics Historical Society*.

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

Pointing, S. B., Hyde, K. D., & Vrijmoed, L. L. P. (2000). Interactions between lignicolous fungi in co-culture on wood. *Mycological Research*, 104(7), 813–820.

Polyvia. (2022). Consommation de sacs plastiques légers en France – Données 2020. ADEME.

Rajmohan, K. V., Ramya, C., Viswanathan, M. R., & Varjani, S. (2019). Plastic pollutants : effective waste management for pollution control and abatement. *Current Opinion in Environmental Science & Health*, 12, 72–84.

Rajmohan, N., Kumar, S., & Patel, R. (2019). Origin and development of plastics: A historical perspective. *Journal of Polymer Science*, 57(4), 345–359.

Rapilly, F. (1968). Techniques de culture des champignons pathogènes. Masson.

Remini, B. (2005). La problématique de l'eau en Algérie (4807e éd., Vol. 162). Office des publications universitaires.

Remini, M. (2005). Études sur l'impact des déchets plastiques dans les pays sous-développés.

Rivera-Espinosa, Y. and Dendooven, L. (2004) : Dynamics of carbon, nitrogen and hydrocarbons in diesel-contaminated soil amended with biosolids and maize. *Chemosphere*, 54(3) :379-386. Doi : 10.1016/S0045-6535(03)00653-2.

Saha, P. (2006). Enzymatic hydrolysis of polyesters: Mechanisms and applications. In D. Dussault (Ed.), *Advances in fungal biotechnology* (pp. 45–67). Academic Press.

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

Srikanth, R., Kumar, P., & Reddy, M. (2022). Hydrolases and oxidoreductases in plastic degradation: A review. *Biotechnology Reports*, 33.

Touiki, M. (2013). Composition chimique et propriétés des sachets plastiques en polyéthylène. *Revue des Matériaux Polymères*, 28(2), 154–162.

Touiki, M. (2013). Le sac plastique : composition, propriétés et usages. *Revue des Matériaux Polymères*, 28(2), 145–153.

Tremblais, M. (2017). Productions et conditionnement des champignons comestibles: Pleurotes (*Pleurotus ostreatus*) [Mémoire de Master]. Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou.

Tuor, U., Wälti, D., & Frey, B. (1995). Extracellular enzymes produced by white rot fungi: lignin peroxidases, manganese peroxidases, and laccases. *Applied Microbiology and Biotechnology*.

United Nations Environment Programme (UNEP). (2023). Beat Plastic Pollution.

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

Wang, J., Liu, X., & Zhang, L. (2016). Biodegradation of plastics in soil ecosystem: A review on mechanisms and methods for plastic waste management in soil environments. *Journal of Hazardous Materials*, 324(Part B), 20–30.



ANNEXES

Annexe 01 : Croissance mycélienne d'*Agaricus bisporus* et *Pleurotus ostreatus* sur milieu PDA

Pleurotus ostreatus

Temps (H)	Moyenne (cm)	Ecart-type
48H	0,93	0,33
96H	3,97	0,53
144H	6,72cm	0,65
196H	8,45cm	0,17

Agaricus bisporus

Temps (H)	Moyenne (cm)	Ecart-type
48H	2,2	0,74
120H	6,95	1,65
144H	8,23	0,55
168H	8,5	0
192H	8,5	0

Test de normalité (Shapiro-Wilk)

W = 0.837, p-value = 1.29e-06

La distribution des données de croissance n'est pas normale.

Test de Kruskal-Wallis (par temps d'incubation) :

$\chi^2 = 53.575$, ddl = 6, p-value = 8.99e-10

Il existe une différence très significative de la croissance mycélienne selon la durée d'incubation.

Groupes homogènes :

- 196H, 192H, 168H : Croissance maximale (groupe a)
- 144H, 120H : Croissance intermédiaire (groupe b)
- 96H : Croissance modérée (groupe c)

- 48H : Croissance minimale (groupe d)

Test de Wilcoxon (par espèce fongique) :

W = 563.5, p-value = 0.009

Annexe 02 : La croissance mycélienne diffère significativement entre les espèces testées.

Croissance fongique sur substrat

Champignons	Temps (H)	Moyenne (%)	Ecart-type
PL	96	10	1.15
PL	144	61.5	25.98
PL	192	92	9.24
AG	456	90.55	9.45
AG	720	96.76	3.75
AG	984	98.04	2.26
AP	96	55.54	6.36
AP	144	59.86	8.59
AP	192	81.46	10.84

Test de normalité (Shapiro-Wilk) :

W = 0.8316, p-value = 4.04e-05

Les données ne suivent pas une loi normale.

Test de Kruskal-Wallis (par espèce fongique) :

$\chi^2 = 14.786$, ddl = 2, p-value = 0.00062

Différence significative du pourcentage de colonisation selon l'espèce.

Groupes homogènes :

- *Agaricus bisporus* (ag) : colonisation la plus élevée (groupe a)
- *Pleurotus ostreatus* (pl) et co-culture (ap) : colonisation moindre (groupe b)

Test de Kruskal-Wallis (par temps) :

$\chi^2 = 27.41$, ddl = 6, p-value = 0.00012

Le pourcentage de colonisation varie significativement selon le temps d'incubation.

Annexe 03 : Activité biologique (production de CO₂)

Traitement	CO2	Moyennes	Ecart-type
SAN	22	0	0
SNS	22	0	0
SNPS	22.4	0,5	0,25
SPS	23,32	0,5	0,25
APN	22	0	0
APS	22	0	0

Le test de Kruskal Wallis montre une différence significative, avec une p value = 0,0022. La comparaison multiple des rangs moyens montre une différence significative (p=0,0024) entre SPS et les autres traitements.

Annexe 04 : Le poids des sachets noirs en PE

Poids des sachets noirs en PE en milieu PDA

Traitement	Poids initial (mg)	Poids final (mg)	Perte en poids	Moyennes	Ecart-type
Pl	62	60	2		
Pl	62	60	2		
Pl	62	60	2		
Pl	62	60	2	2	0
Ag	62	55.1	6,9		
Ag	62	53.7	8,3		
Ag	62	55.9	6,1		
Ag	62	55.7	6,3	6,9	0,99331096
AP	62	60	2		
AP	62	60	2		
AP	62	60	2		
AP	62	60	2	2	0

L'analyse statistique montre une différence significative, avec une p value = 0,00245. La comparaison multiple des rangs moyens montre une différence significative (p=0,0054) de poids des sachets en fonction des deux traitements ZCA et ZAP.

Poids des sachets noirs en PE dans le sol

traitement	Poids initial (g)	Poids final (mg)	moyennes	Ecart-type
SAN	6.7	8.03		
SAN	6.7	7.43		
SAN	6.7	8.6		
SAN	6.7	7.87	7.9825	0,48355455
SNS	6.7	8.61		
SNS	6.7	7.43		
SNS	6.7	7.93		
SNS	6.7	7.86	7,9575	0,48794638
SNPS	6,7	6		
SNPS	6,7	6		
SNPS	6,7	6		
SNPS	6,7	6		
SPS	6,7	5		
SPS	6.7	5		
SPS	6,7	5		
SPS	6,7	5		
APN	6,7	5,2		
APN	6,7	5,29		
APN	6,7	5,7		
APN	6,7	6,2	5,5975	0,45682783
APS	6,7	5,4		
APS	6,7	5,4		
APS	6,7	5,8		
APS	6,7	5,5	5,525	0,18929694

Le test de Kruskal Wallis montre une différence significative, avec une p value = 0,0009. La comparaison multiple des rangs moyens montre une différence significative ($p=0,0010$) entre SPS et SAN, et entre SPS et SNS

Résumé

La pollution des sols par les sachets noirs en polyéthylène, constitue un enjeu environnemental majeur en raison de leur résistance à la dégradation naturelle. Afin de proposer une solution écologique à ce problème, notre présente étude porte sur l'effet de l'interaction de deux cultures mycéliennes, *Agaricus bisporus* et *Pleurotus ostreatus*, sur la biodégradation de ces sachets noirs en polyéthylène.

Le champignon *Agaricus bisporus* présente une croissance mycélienne plus rapide que *Pleurotus ostreatus* sur milieu PDA ($p = 0,009$). La biodégradation des sachets noirs en plastiques sur milieu PDA après 192 heures d'incubation indique que le pourcentage des zones claires le plus élevé de l'ordre de 92% est obtenu avec la monoculture de *Pleurotus ostreatus*. Ce pourcentage est de 89,47% avec la monoculture *Agaricus bisporus*, 85% en co-culture des deux champignons. La biodégradation des sachets noirs en polyéthylène présente une perte en poids la plus élevée observée avec la monoculture du champignon *Agaricus bisporus*. Par contre dans le sol, la biodégradation est efficace en présence d'un sol stérile avec la monoculture de *Pleurotus ostreatus* où la perte en poids des sachets noirs atteint une valeur élevée de 3mg. En outre, la co-culture des deux champignons de la pourriture blanche reste efficace que ce soit en sol stérile ou non stérile avec une légère perte en poids de 1,2mg dans les deux cas. La respiration fongique est intense dans la plupart des traitements. Elle est de l'ordre de 22g/100g de sol que ce soit en monoculture ou en co-culture des deux champignons de la pourriture blanche en sol stérile ou non stérile.

Mots clés : Sachets noirs en polyéthylène, Biodégradation, *Agaricus bisporus*, *Pleurotus ostreatus*, Co-culture.

Abstract

Soil pollution caused by black polyethylene bags constitutes a major environmental concern due to their resistance to natural degradation. To propose an ecological solution to this problem, the present study focuses on the effect of the interaction between two mycelial cultures, *Agaricus bisporus* and *Pleurotus ostreatus*, on the biodegradation of these polyethylene bags.

The fungus *Agaricus bisporus* shows faster mycelial growth than *Pleurotus ostreatus* on PDA medium ($p = 0.009$). The biodegradation of black plastic bags on PDA medium after 192 hours of incubation indicates that the highest percentage of clear zones, around 92%, is obtained with the monoculture of *Pleurotus ostreatus*. This percentage is 89.47% with the monoculture of *Agaricus bisporus*, and 85% in co-culture of both fungi. The biodegradation of black polyethylene bags shows the highest weight loss with the monoculture of *Agaricus bisporus*. In contrast, in soil, biodegradation is most effective in the presence of sterile soil with the monoculture of *Pleurotus ostreatus*, where the weight loss of the bags reaches a high value of 3 mg. Furthermore, the co-culture of the two white rot fungi remains effective in both sterile and non-sterile soil, with a slight weight loss of 1.2 mg in both cases. Fungal respiration is intense in most treatments, reaching around 22 g/100 g of soil, whether in monoculture or co-culture of the two white rot fungi in sterile or non-sterile soil.

Keywords: Black polyethylene bags, Biodegradation, *Agaricus bisporus*, *Pleurotus ostreatus*, Co-culture.