

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Sciences Alimentaires
Spécialité Technologie agroalimentaire



Réf :

Mémoire de Fin de Cycle
En vue de l'obtention du diplôme

MASTER

Thème

Élaboration de substrats à base de fumier de volaille pour
la culture de *Pleurotus ostreatus* : analyses physico-
chimiques et évaluation de la colonisation mycélienne

Présenté par :

CHOUAHDA Abdelkarim

CHERIFI Mohammed Chamsseddine

Soutenu le : **01 juillet 2025**

Devant le jury composé de :

Chikhoun Amirouche	Professeur	Président
Medouni-Adrar Sonia	MCA	Endocrante
Medouni-Haroune Lamia	MRB	Co-encadrante
Kaanin Ghania	MAB	Examinatrice

Année universitaire : 2024 / 2025

Remerciements

Avant tout, nous rendons grâce à Dieu, le Tout-Puissant, pour nous avoir accordé la santé, la persévérance et la sérénité nécessaires à l'accomplissement de ce travail.

Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à notre encadrante, Madame Medouni-Adrar Sonia, ainsi qu'à notre co-encadrante, Madame Medouni Haroune Lamia, pour leur disponibilité, leurs conseils éclairés et leur accompagnement tout au long de cette recherche. Leur encadrement rigoureux et bienveillant a été un appui précieux durant toutes les étapes de ce travail.

Nos remerciements les plus sincères vont également à Monsieur Chikhoun Amirouche, président du jury, ainsi qu'à Madame Kaanin Ghania, pour l'honneur qu'ils nous font en acceptant d'évaluer ce mémoire, et pour leurs remarques constructives.

Nous remercions chaleureusement l'ensemble des enseignants, ingénieurs et membres des laboratoires du centre de recherche agroalimentaire pour leur assistance technique, leur soutien et leur disponibilité, qui ont grandement facilité la réalisation de la partie expérimentale de ce travail.

Nous n'oublions pas nos familles et nos amis, pour leur soutien moral, leurs encouragements constants et leur confiance, qui nous ont toujours portés dans les moments de doute.

Enfin, à toutes les personnes qui, de près ou de loin, ont contribué à la réalisation de ce mémoire, nous tenons à adresser nos plus sincères remerciements.

Dédicace

À mes parents,

Merci pour votre amour inconditionnel, votre soutien constant et votre encouragement sans faille tout au long de mon parcours. Vous avez toujours cru en moi, même dans les moments les plus durs, et votre confiance en moi a été une source de motivation permanente. Cette réussite est aussi la vôtre. Je vous dédie ce travail avec toute ma reconnaissance et mon amour.

À mes chers frères et sœurs,

Vous avez été mes premiers compagnons de jeu, mes premiers confidents, et mes plus grands soutiens. Votre présence et votre amour inconditionnel ont été des piliers essentiels tout au long de ma vie. Merci pour votre soutien, votre écoute et votre encouragement constant. Cette réussite est aussi la vôtre, car je n'aurais pas pu arriver là où je suis sans vous. Je vous dédie cette victoire avec une immense gratitude et un amour infini.

Je tiens à exprimer ma profonde gratitude à mon amie précieuse, Sonia, pour sa bienveillance, son soutien indéfectible et ses précieux conseils tout au long de la réalisation de ce travail. Ses encouragements constants ont été d'un grand réconfort dans les moments les plus exigeants, m'aidant à préserver ma motivation et ma sérénité jusqu'à l'aboutissement de cette étude.

À mes amis,

Merci d'avoir été présents, de m'avoir soutenu dans les moments de doute et d'avoir célébré chaque petite victoire avec moi. Vous avez allégé mes journées les plus difficiles et apporté de la joie et de la légèreté au milieu des épreuves. Votre amitié a été un véritable pilier, et je vous suis profondément reconnaissant.

ABDELKARIM

Dédicaces

Je dédie ce mémoire à la mémoire de ceux qui m'ont guidé par leur amour, leur sagesse et leur bienveillance tout au long de mon chemin.

À mes parents Hocine et ibtissem et à ma sœur bien-aimée, Soulef — que Dieu les protège et les comble de Ses bénédictions — ainsi qu'à mon grand père maternelle Namane Saad et ma grand-mère paternelle défunte, Massaouda, à qui j'adresse mes salutations les plus profondes. Leur amour, leurs sacrifices et leurs encouragements ont été la force silencieuse derrière chacun de mes pas.

À ma chère famille paternelle de Sour El-Ghozlane, à ma famille maternelle de Médéa, ainsi qu'à mon cousin Madjdi qui vit au Canada, dont le soutien à distance m'a été précieux tout au long de ce parcours. J'espère de tout cœur qu'il est présent par la pensée en cette journée si spéciale, je lui souhaite sincèrement tout le bonheur, la réussite et la prospérité dans sa vie.

À mon cher ami Foufou, ainsi qu'à Yahia, Massi, Djibrane, Oussama, Moh48, Moh28, chaoui, et Sifou, je vous remercie pour votre amitié sincère, vos éclats de rire partagés et votre soutien fidèle, qui ont enrichi cette période de ma vie d'un éclat particulier.

Enfin, à mon binôme Karim, avec qui j'ai partagé tant de réflexions, de défis et d'avancées, ainsi qu'à toute la promotion EQ 2020/2023, et TAA 2023/2025, pour cette aventure commune, pleine d'apprentissages et de souvenirs.

Ce travail est le fruit de toutes ces présences bienveillantes.

Chemsou

Table des matières

Introduction	1
Synthèse bibliographique	3
I.1 Champignons comestibles	3
I.2 Généralités sur <i>Pleurotus ostreatus</i>	3
I.2.1 Définition	3
I.2.2 Caractéristiques morphologiques	4
I.2.4 Classification	4
I.2.5 Étapes de croissance (Cycle de reproduction des champignons)	5
I.3. Facteurs influençant la croissance des pleurotes	6
I.3.1. Facteurs influençant la colonisation	6
Source de carbone	7
Source d'azote	7
Humidité	7
Source en minéraux	7
pH	7
Structure du substrat	8
I.3.2. Facteur influençant la fructification	8
Humidité du substrat (La source en eau)	8
Humidité ambiante	8
Température	8
Aération	9
I.4. La culture de <i>Pleurotus ostreatus</i>	9
I.4.1. Substrats utilisés pour la culture de <i>Pleurotus ostreatus</i>	9
I.4.1.1. Sources de carbone	10
Paille de blé	10
Marc de café	10
Sciure de bois	10
Carton	11
Bagasse de canne à sucre	11
Tiges de maïs	11
I.4.1.2. Source d'azote	11
Urée et ammonitrate (azote minéral)	11
Son de blé	12
Résidus de légumineuses	12
I.4.2. Valorisation du fumier de volaille dans la culture du <i>Pleurotus</i> spp.	12
I.4.2.1. Fientes de volailles	13
I.4.2.2. Caractéristiques du fumier de volaille	13
Les nutriments	14
Les métaux lourds	14
Les agents pathogènes	14
Partie expérimentale	15
II. Matériel et méthodes	15
II.1. Matériel biologique	15
II.2. Traitement du fumier :	16

II.3. Préparation du substrat:	17
II.4. Traitement du substrat	19
II.5. Ensemencement des substrats par la souche <i>Pleurotus ostreatus</i>	19
II.6. Incubation des substrats ensemencés.....	19
II.7. Évaluation physico-chimique et sensorielle des substrats	20
II.7.1. Évaluation sensorielle des substrats	20
II.7.2. Évaluation physico-chimique des substrats	21
II.7.2.1. pH	21
II.7.2.2. Humidité.....	21
II.7.2.3. Conductivité électrique (CE)	22
II.7.2.4. Matière organique (MO)	22
II.7.2.5. Densité apparente.....	23
II.7.2.7. Densité réelle du substrat	23
II.7.2.8. Évaluation de la porosité	24
II.8. Évaluation de la croissance mycélienne (colonisation du substrat)	25
II.8.1. Rendement en mycélium	25
II.8.2. Taux de conversion	25
II.9. Analyse statistique	26
III.1 Caractérisation des substrats.....	27
III.1.1. pH et conductivité électrique :	27
III.1.2. Humidité.....	29
III.1.3. Matière organique	30
III.1.4. Densité apparente, densité réelle et porosité des substrats	31
III. 2. Performances des substrats testés	33
III.2.1. Rendement en mycélium et taux de conversion des substrats	33
III.2.2. Performances sensorielles des substrats.....	35
III.2. Comparaison des formulations de substrats issues du plan de mélange.....	41
III.2.1. Meilleure formulation expérimentale.....	41
III.2.2. Validation par modélisation prédictive	42
III. 2. 3. Effet des composants : analyse de variance (ANOVA)	43
Conclusion	45

Liste des figures

N°	Titre	Pages
01	Cycle de reproduction des champignons	06
02	Fumier de volaille (A) ; fumier de volaille traité (B)	15
03	paille de blé découpée	16
04	cendre de bois	16
05	Photographies de la ferme de Sidi Ali Labhar de Béjaïa	17
06	Variation du pH et de la conductivité des différentes formulations (A à I)	27
07	Taux d'humidité (%) des différentes formulations (A à I)	29
08	Teneur en matière organique (%) des différentes formulations de substrat (A à I)	30
09	La compacité et la porosité des différentes formulations de substrat (A à I)	32
10	Rendement en mycélium et taux de conversion pour les différentes formulations de substrat (A' à I')	34
11	Photographies des différentes formulations de substrats (A à I) à J0	36
12	Radar des réponses sensorielles des différentes formulations de substrat (A à I) à J0 selon trois critères : odeur, couleur et développement mycélien	36
13	Analyse en composantes principales (ACP) des caractéristiques sensorielles (odeur et couleur) des substrats à l'état initial (J0)	37
14	Photographies des différentes formulations de substrats (A à I) à J15	38
15	Radar des réponses sensorielles des différentes formulations de substrat (A' à I') à J15 après colonisation, selon trois critères : odeur, couleur et développement mycélien	39

16	Analyse en composantes principales (ACP) des substrats après colonisation (J15), selon les critères sensoriels (odeur, couleur) et le développement du mycélium	40
17	Diagramme ternaire des différentes formulations de substrat (A' à I') et zones optimales de rendement, de colonisation et odeur	42
18	Effet statistique des trois composants sur le rendement en mycélium, colonisation visuelle et l'odeur	43

Liste des tableaux

N°	Titre	Pages
I	Classification du genre Pleurotus	05
II	Proportions des composants dans le mélange des substrats expérimentaux	18
III	Formulations des produits expérimentaux avec pourcentages de fumier traité, de paille et de cendre	18
IV	Échelle de notation sensorielle utilisée pour l'évaluation des substrats	20
V	Données expérimentales et prédites pour les différentes formulations du substrat	43

Introduction

Introduction

Les champignons comestibles, qui désignent des espèces fongiques adaptées à la consommation humaine (Chang,1999), jouent un rôle de plus en plus important dans l'alimentation moderne. Parmi eux, *Pleurotus ostreatus*, plus communément connu sous le nom de pleurote, occupe la deuxième place sur la scène mondiale, juste derrière *Agaricus bisporus*, le célèbre champignon de Paris. Ces pleurotes se caractérisent non seulement par leur facilité de culture, mais également par leurs propriétés probiotiques et leur richesse nutritionnelle, ce qui en fait un aliment recommandé dans de nombreux pays (Mahari et al,2020).

Dans ce contexte, l'Algérie émerge progressivement sur le marché des champignons, mettant en avant son potentiel pour la culture de ces espèces fongiques. La réussite de cette culture repose en grande partie sur l'utilisation de substrats appropriés.

En effet, ces derniers sont essentiels non seulement pour fournir les nutriments indispensables à la croissance des champignons, mais aussi pour influencer leur rendement, leur qualité et leur efficacité biologique (Buzayehu Desisa et al. 2023; Rashid, et al, 2018; Desisa et al, 2024; Noble, et al, 2024).

Le choix du substrat a une influence directe sur le rendement et le contenu nutritionnel des champignons. L'optimisation et le choix du substrat sont donc d'un grand intérêt pour les producteurs (Desisa et al. 2023; Desisa et al. 2024; Noble et al, 2024). Traditionnellement, le substrat le plus couramment utilisé pour la culture du *Pleurotus* spp., notamment du *Pleurotus ostreatus*, est constitué de résidus lignocellulosiques tels que la paille de blé, la sciure de bois, les tiges de maïs ou encore les coques de coton (Campbell et Racjan, 1999; Antonios et Philippoussis, 2009). Ces matériaux sont abondants, peu coûteux et bien adaptés à la croissance du mycélium grâce à leur teneur élevée en cellulose et en hémicellulose. Cependant, leur faible teneur en azote représente une limite majeure, car elle peut ralentir le développement mycélien et réduire le rendement en sporophores (Singh et al., 2013).

Dans la pratique agricole, il est fréquent d'ajouter des sources d'azote inorganiques telles que l'urée ou le nitrate d'ammonium (NH_4NO_3) pour pallier la déficience azotée des substrats carbonés (Noble et al., 2024). Toutefois, plusieurs études montrent qu'elles ne sont pas idéales, ni pour la croissance optimale ni pour la qualité des champignons.

En effet, Nunes et al. (2012) ont observé que l'urée inhibe l'assimilation de minéraux essentiels tels que le phosphore, le potassium et le magnésium dans les sporophores, réduisant et impactant la valeur nutritionnelle des champignons.

De plus Zadražil (1980), a démontré que si des apports modérés en nitrate d'ammonium accélèrent la décomposition de la paille, un excès réduit le rendement en sporophores. En revanche, les compléments organiques (comme le soja ou la luzerne) s'avérant plus efficaces (Commanday et Macy, 1985) car ils fournissent non seulement de l'azote assimilable, mais aussi un profil riche en acides aminés essentiels, vitamines et minéraux, ce qui stimule la croissance mycélienne, améliore le rendement et la qualité nutritionnelle des sporophores (Salama et al. 2019). Dans cette perspective, notre travail a porté sur l'évaluation du fumier de volaille en tant que substrat potentiel pour la culture de *Pleurotus ostreatus*.

Ce résidu organique, abondant et largement disponible localement, contient déjà des matériaux lignocellulosiques tels que la paille ou la sciure, souillés de fientes de volaille, ce qui en fait une ressource intéressante à valoriser. Afin de réduire sa charge azotée initialement trop élevée pour une culture fongique équilibrée, un prétraitement par lavage à l'eau bouillie a été appliqué, permettant d'obtenir un substrat moins concentré en azote tout en conservant une richesse en matière organique fermentescible.

Un plan de mélange a ensuite été conçu à l'aide du logiciel JMP pour identifier la formulation la plus adaptée à la colonisation mycélienne. L'objectif principal n'était pas d'induire la fructification, mais plutôt de vérifier si le champignon peut coloniser efficacement ce substrat, indépendamment des facteurs environnementaux tels que l'humidité et la température, qui deviennent critiques uniquement au stade de la fructification. Ce choix expérimental permet ainsi de centrer l'évaluation sur le potentiel de colonisation du substrat lui-même, sans biais dû aux conditions de culture externes.

Synthèse bibliographique

I.1 Champignons comestibles

Les champignons comestibles sont des espèces fongiques propres à la consommation humaine, ne présentant aucun danger pour la santé, contrairement aux champignons toxiques (Chang 1999). On dénombre des milliers de variétés : parmi plus de 16 000 espèces identifiées, environ 1 400 sont considérées comme comestibles. Cette diversité offre un large éventail de choix. Parmi les espèces cultivables les plus connues figurent :

- Les pleurotes, appréciés pour leur facilité de culture et disponibles en plusieurs variétés ;
- Le champignon de Paris, largement cultivé dans le monde ;
- Le shiitake, qui occupe la deuxième place en termes de culture après le champignon de Paris.

I.2 Généralités sur *Pleurotus ostreatus*

I.2.1 Définition

Les pleurotes sont des organismes eucaryotes appartenant aux thallophytes ; dépourvus de chlorophylle, ils possèdent un corps généralement filamenteux appelé mycélium. Celui-ci est constitué d'hyphes, qui prennent une coloration blanche durant la phase de fructification. Le mycélium se condense alors pour former des structures reproductrices appelées sporophores, également désignées sous les termes de carpophores ou basidiocarpes, plus communément connus sous le nom de champignons (Maublanc, 1976 ; Monnier, 1997).

Le pleurote en huître, connu scientifiquement sous le nom de *Pleurotus ostreatus*, est un champignon comestible, lignicole et cosmopolite, adoptant un mode de vie saprophyte. Il continue de faire l'objet de nombreuses recherches dans divers domaines scientifiques. À l'état naturel, il apparaît principalement en automne et en hiver, sous forme de touffes, sur des feuillus affaiblis, blessés ou abattus. Très répandu en culture, notamment en Asie, sa domestication remonte à plus de 900 ans, particulièrement au Japon et en Chine (Jacq. ex. Fries, Kummer).

I.2.2 Caractéristiques morphologiques

Les pleurotes en huître se distinguent par leur morphologie caractéristique, évoquant la forme d'une oreille ou d'une coquille, ce qui explique leur nom commun. Leur chapeau, généralement en éventail, présente un diamètre compris entre 5 et 25 centimètres. Sa couleur varie du blanc au brun, en passant par différentes nuances de gris. La face inférieure du chapeau est dotée de lamelles blanches, qui constituent les structures porteuses de spores. La chair, quant à elle, est blanche, épaisse et de consistance ferme (Olivier et al., 1991).

I.2.3 Milieu de vie

Pleurotus ostreatus est un champignon saprophyte, c'est-à-dire qu'il tire sa nutrition de la matière organique en décomposition. On le retrouve fréquemment sur les troncs d'arbres morts ou en déclin, ainsi que sur les souches et les branches. Il est également capable de se développer sur divers substrats issus de déchets lignocellulosiques, tels que la paille, la sciure de bois ou les résidus agricoles (Olivier et al., 1991).

I.2.4 Classification

Le pleurote appartient à la classe des Agaricomycètes, à l'ordre des Agaricales, et à la famille des Pleurotaceae (ou parfois classée dans les Tricholomataceae), au sein du genre *Pleurotus* (**tableau 1**). Le nom *Pleurotus* dérive du latin et signifie « situé à côté de l'oreille » (Stamets, 2005), en référence à la forme caractéristique du chapeau.

Ce genre comprend de nombreuses espèces, parmi lesquelles *P. flabellatus*, *P. sajor-caju*, *P. eryngii*, *P. ostreatus*, *P. florida* et *P. sapidus*, entre autres.

À ce jour, plus de 70 espèces de *Pleurotus* ont été répertoriées, et de nouvelles continuent d'être découvertes (Stamets, 2005). Il est à noter que toutes les espèces du genre *Pleurotus* sont comestibles, à l'exception de *P. olearius* et *P. nidiformis*, qui sont considérées comme non comestibles (Stamets, 2005).

Tableau I : Classification du genre *Pleurotus* (Cohen, Persky et Hadar 2002) .

Règne	Fungi
Division	Basidiomycota
Classe	Agaricomycetes
Sous-classe	Agaricomycetidae
Ordre	Agaricales
Famille	Pleurotaceae
Genre	<i>Pleurotus</i>
Espèces	<i>Pleurotus ostreatus</i> <i>Pleurotus eryngii</i> <i>Pleurotus cornucopiae</i> <i>Pleurotus dryinus</i> <i>Pleurotus pulmonarius</i>

I.2.5 Étapes de croissance (Cycle de reproduction des champignons)

La culture des champignons commence par l'inoculation de spores sur un milieu de culture, comme le PDA (potato dextrose agar), dans des boîtes de pétri. Cette étape permet de favoriser la croissance du mycélium à partir des spores. Par la suite, une fermentation liquide est réalisée pour produire un mycélium actif en grande quantité.

Après cette phase, le mycélium est souvent transféré sur un substrat nutritif, comme des grains de maïs. Une fois que ce mycélium colonise le grain et que celui-ci devient entièrement blanc, on l'appelle "semence". Cette semence est ensuite utilisée pour ensemercer un substrat lignocellulosique, comme de la paille, du bois ou du compost.

Lors de cet ensemencement, le mycélium commence à germer et à se développer, entraînant la phase de colonisation du substrat. Pendant ce processus, le mycélium se nourrit des nutriments présents dans le substrat, ce qui lui permet de s'étendre et de former un réseau solide.

Une fois que le substrat est intégralement colonisé par le mycélium primaire, des conditions environnementales spécifiques (comme l'humidité, la température et la lumière) sont mises en place pour stimuler la fructification. À ce stade, si des souches différentes de mycélium se rencontrent, un mycélium secondaire peut se développer, favorisant ainsi la diversité génétique.

En réponse aux changements de conditions, le carpophore (le champignon lui-même) commence à émerger, d'abord sous la forme d'un chapeau jeune. Le développement se poursuit avec la

formation de lamelles sous le chapeau, où de nouvelles spores se forment. Une fois que les champignons atteignent leur maturité, ils libèrent leurs spores dans l'environnement, permettant ainsi de renouveler le cycle de culture et de répandre la colonisation sur de nouveaux substrats (**Figure 1**) (Oei, 1993; Oei et Nieuwenhuijzen, 2005).

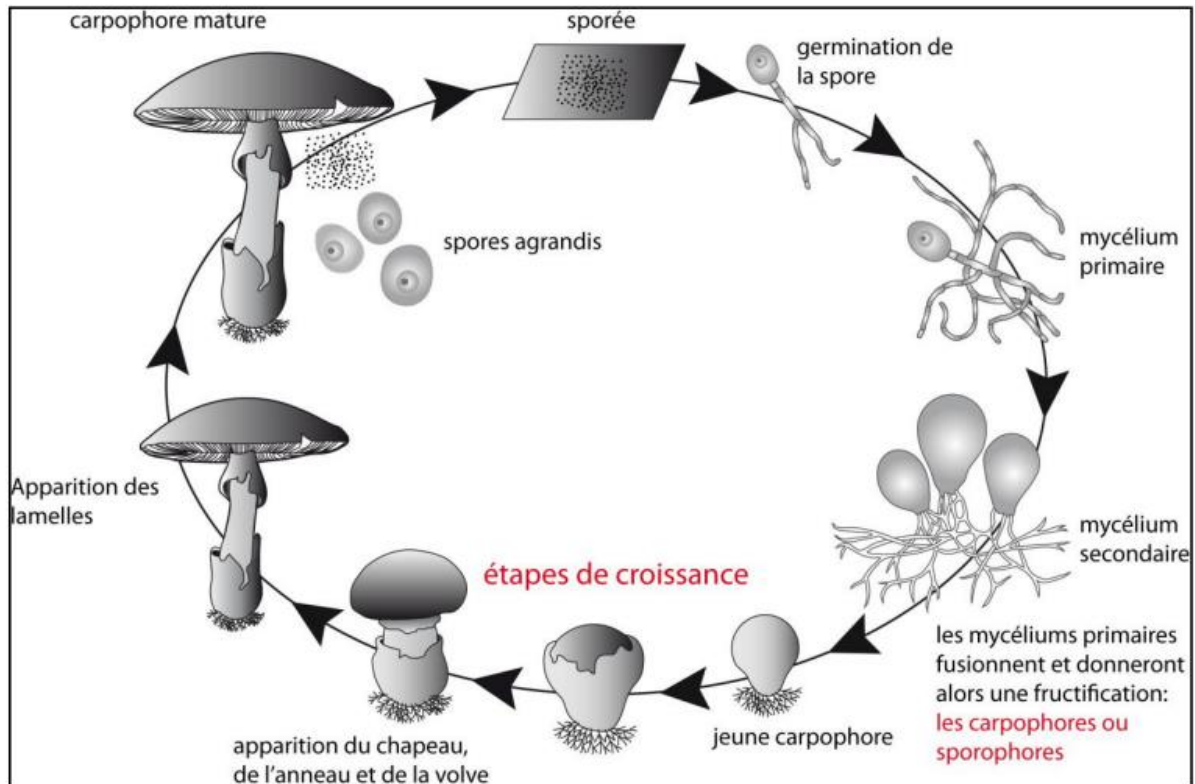


Figure 1 : Cycle de reproduction des champignons (Delmas 1989; Mansour-Benamar 2016a).

I.3. Facteurs influençant la croissance des *pleurotes*

La survie et la multiplication des pleurotes sont liées à un certain nombre de facteurs qui influent sur la colonisation du substrat et la fructification du champignon. Les facteurs sont d'ordres nutritif et environnemental selon l'étape de croissance :

I.3.1. Facteurs influençant la colonisation

Le mycélium colonise de manière optimale le substrat qui lui est adapté, et plusieurs facteurs influencent ce processus. Parmi lesquels la composition chimique et la structure physique du substrat jouent un rôle essentiel (Aiduang et al. 2024; Yang et al., 2021).

Source de carbone

Le *Pleurotus* nécessite une source de carbone pour assurer son développement. Parmi les substrats carbonés les plus efficaces figurent l'amidon, le glucose, le fructose, la cellulose, la lignine ainsi que le saccharose. (Antonios N. Philippoussis 2009).

Source d'azote

L'azote constitue un élément fondamental dans diverses fonctions cellulaires, notamment la synthèse des parois cellulaires, des enzymes, des protéines, des acides nucléiques, des bases puriques et pyrimidiques, ainsi que des polysaccharides. Il joue un rôle déterminant dans la productivité et l'efficacité biologique du mycélium, ainsi que dans le processus de fructification. La quantité d'azote requise peut varier selon l'espèce ou la souche fongique étudiée (Antonios N. Philippoussis 2009). Les céréales, quant à elles, représentent une source d'azote organique particulièrement favorable à la croissance de la biomasse mycélienne.

Humidité

Au cours de la phase de colonisation mycélienne, le développement optimal des *Pleurotus* spp. requiert un taux d'humidité ambiante compris entre 60 % et 97 % (Oei, 2003). Selon Chang et Miles (2004), l'humidité appropriée dans le substrat permettant une croissance satisfaisante de *P. ostreatus* devrait varier de 50% à 75%.

Source en minéraux

Des éléments minéraux tels que le soufre, le phosphore, le potassium et le magnésium jouent un rôle stimulant dans le développement des espèces du genre *Pleurotus*. D'autres éléments, notamment le calcium, le zinc, le manganèse, le fer, le cuivre et le molybdène, sont requis en quantités traces (Philippoussis, 2009).

pH

Chaque champignon a sa plage de pH optimale pour son développement. Le pH optimal pour la croissance mycélienne et le développement des primordia chez *P. ostreatus* est le plus souvent basique ($\text{pH} \geq 7,5$) (Philippoussis, 2009). Avec la colonisation fongique, le pH du substrat diminue et devient acide (Mansour-Benamar 2016a; Bellettini et al. 2019).

Structure du substrat

La structure physique du substrat de culture joue un rôle essentiel dans la performance mycélienne. La granulométrie et la forme des particules influencent le transfert de chaleur, d'eau et de gaz (respiration) à travers le substrat, affectant significativement la croissance du mycélium (Campos et al. 2019; Jones et al. 2017). Des particules trop fines ou compactes limitent l'aération et inhibent l'accès du mycélium aux nutriments internes, alors que des granulés trop volumineux réduisent la surface de contact et l'absorption d'eau (Campos et al. 2019). En outre, les fibres végétales agissent comme un support structural lisant, formant un réseau tridimensionnel interconnecté avec le mycélium, qui assure la cohésion mécanique et la distribution des charges dans les biocomposites fongiques (Jones et al. 2017; Elsacker et al. 2019). Par conséquent, un substrat idéal pour la culture de champignons lignocellulosiques est un compromis entre porosité, humidité suffisante et surface de contact étendue, garantissant croissance rapide et colonisation homogène du matériau.

I.3.2. Facteur influençant la fructification

Au stade de la fructification, le mycélium est en mesure de produire des fruits, dont le nombre et la qualité varient essentiellement en fonction des conditions environnementales (Mansour-Benamar 2016b).

Humidité du substrat (La source en eau)

Une teneur en eau excessive entrave la respiration du mycélium, compromettant ainsi le développement des fructifications. À l'inverse, un déficit hydrique peut entraîner la nécrose des structures fructifères (S. T. Chang and Miles 2004). Un taux d'humidité compris entre 50 % et 75 % est généralement considéré comme optimal pour assurer une croissance satisfaisante des espèces du genre *Pleurotus* (Philippoussis, 2009).

Humidité ambiante

Durant la phase de fructification, une humidité élevée reste également nécessaire, idéalement maintenue entre 80 % et 90 % (Oei, 2003).

Température

La température optimale pour l'induction de la fructification et la croissance de *P. ostreatus* se situe entre 14 et 18 °C (Chang et Miles 2004).

Aération

L'aération remplit plusieurs fonctions essentielles dans la culture des *Pleurotus* spp. : elle permet l'apport en oxygène nécessaire à la croissance et au métabolisme aérobie, contribue à la régulation de l'humidité, à l'ajustement de la température ainsi qu'à l'élimination de la vapeur d'eau excédentaire. Une concentration élevée en dioxyde de carbone (CO₂) favorise le développement mycélien, mais inhibe la fructification. Ainsi, durant cette dernière phase, il est recommandé de maintenir le taux de CO₂ dans le substrat en dessous de 0,1 % (Urban, 2004).

I.4. La culture de *Pleurotus ostreatus*

Dans le domaine de la culture des champignons comestibles, *Pleurotus ostreatus* occupe la deuxième place au niveau mondial, juste après *Agaricus bisporus* (champignon de Paris). Grâce à leurs propriétés probiotiques avérées et à leur richesse nutritionnelle, leur consommation est recommandée dans de nombreux pays. Les pleurotes se distinguent également par leur facilité de culture, leur rapidité de croissance et leur rentabilité supérieure par rapport à d'autres espèces fongiques. En Allemagne, la culture de cette espèce a été initiée pour la première fois sur des bûches d'arbres (Mahari et al. 2020).

La culture de champignons comestibles tels que *P. ostreatus* représente à ce jour le seul procédé biotechnologique économiquement viable pour valoriser les résidus végétaux et les rejets industriels. Cette espèce est reconnue pour son agressivité enzymatique, notamment en raison de ses mécanismes de détection de divers composés organiques et de sa capacité à produire une large gamme d'enzymes, permettant la dégradation efficace de constituants organiques complexes présents dans les substrats de culture. Le substrat, défini comme le support de croissance sur lequel agissent ces enzymes, est essentiel à la libération des nutriments nécessaires au développement fongique (Jiskani 1999).

La culture des pleurotes peut s'effectuer à partir de divers déchets organiques. Cependant, la disponibilité et le coût du substrat constituent des facteurs déterminants dans le choix des matériaux utilisés. La sélection d'un substrat adapté reste en effet un critère fondamental pour optimiser la croissance et le rendement des champignons (Argenson et al., 1999).

I.4.1. Substrats utilisés pour la culture de *Pleurotus ostreatus*

La culture de *Pleurotus ostreatus* repose principalement sur des substrats lignocellulosiques présentant un rapport carbone/azote (C/N) équilibré — idéalement autour de 25:1 à 30:1 —

condition nécessaire pour assurer une colonisation optimale et de bons rendements (Onyango 2016), pour optimiser la croissance mycélienne et la fructification. Le substrat est donc souvent formulé à partir d'un mélange de matériaux riches en carbone (sources lignocellulosiques) et de compléments azotés, qu'ils soient d'origine organique ou minérale **Tableau 2**.

I.4.1.1. Sources de carbone

Les substrats carbonés utilisés sont principalement des résidus agro-industriels. Ils assurent l'apport de cellulose, hémicellulose et lignine, nécessaires à la nutrition et à la structuration du mycélium :

Paille de blé

La paille est un sous-produit agricole issu principalement des cultures céréalières à graines, notamment le blé (Moon et al. 2011). Les pailles de blé sont principalement constituées de cellulose (34–40 %), d'hémicellulose (30–35 %) et de lignine (14–15 %), en plus de contenir divers composés secondaires (Février et Willequet, 2009). Faible en azote, elle nécessite un complément azoté pour atteindre le bon rapport C/N (Curvetto 2002; Abella, 2023).

Marc de café

Le marc de café est un résidu issu de la consommation de café soluble (Mansour-Benamar 2016b). Résidu humide riche en hémicellulose (39,9 %), lignine (23,9 %), protéines (17,4 %), avec un C/N de 16,9 (Ballesteros et al., 2014).

Sciure de bois

La sciure de bois, issue du sciage de grume ou de planches, est un substrat courant dans la culture de champignons lignicoles en raison de sa riche teneur en cellulose ($\approx 35\text{--}48\%$), hémicellulose ($\approx 16\text{--}30\%$) et lignine ($\approx 12\text{--}33\%$), selon l'essence employée (Boadu et al. 2023). Par exemple, des sciures issues de bois tropicaux présentent environ 35–46 % de cellulose et jusqu'à 33 % de lignine, fournissant une réserve nutritionnelle adaptée à la croissance du mycélium (Boadu et al. 2023). Le rapport C:N, la teneur en cendres modérée ($\sim 2\text{--}8\%$), et le pH neutre à légèrement basique (6–9) favorisent une colonisation efficace de *Pleurotus ostreatus*, tout en assurant la disponibilité des nutriments et l'aération optimale (Boadu et al. 2023). Ces caractéristiques physico-chimiques confèrent à la sciure une structure idéale pour la colonisation fongique homogène et la production fructifère.

Carton

Le carton provient la plupart du temps du recyclage de produits papier et autres matériaux cellulosiques. Dans l'industrie du papier-carton, jusqu'à 100 % des fibres peuvent provenir de matériaux récupérés, la proportion exacte variant selon les types de papier-carton. Concernant sa composition, le carton kraft recyclé est majoritairement constitué de cellulose ($\approx 31,7\%$), avec une teneur significative en lignine ($\approx 10,4\%$), confirmant sa composition proche de celle du papier (A. Autor 2023; B. Autor 2023).

Bagasse de canne à sucre

La bagasse de canne à sucre, principal résidu fibreux issu de l'extraction du jus de canne, est constituée majoritairement de composés lignocellulosiques. Sa composition moyenne comprend environ 35 à 50 % de cellulose, 20 à 35 % d'hémicellulose, et 10 à 25 % de lignine, avec des traces d'extractibles et de cendres (Siqueira et al., 2021; García et Smith 2022). Grâce à cette structure riche en polymères végétaux, la bagasse est une matière première intéressante pour des applications dans les secteurs de la culture fongique (Inthakoon 2020)

Tiges de maïs

Les tiges de maïs, composant majeur du résidu agricole connu sous le nom de *corn stover*, présentent une composition lignocellulosique qui les rend particulièrement intéressantes pour des applications en culture fongique. Elles sont principalement constituées de cellulose (environ 37 à 45 %), d'hémicellulose (20 à 30 %), et de lignine (8 à 20 %), bien que ces proportions varient selon la variété de maïs et les conditions environnementales (Huang et al. 2009; Hendriks and Zeeman 2009).

I.4.1.2. Source d'azote

Pour rétablir le ratio optimal C/N, des sources azotées sont nécessaires. Elles peuvent être organiques (résidus végétaux ou animaux) ou minérales (**Tableau 3**):

Urée et ammonitrate (azote minéral)

Couramment utilisés dans les cultures conventionnelles. Apportent de l'azote rapidement assimilable, mais ne sont pas toujours durables.

L'urée est l'engrais azoté le plus concentré en azote parmi les formes solides couramment utilisées, avec une teneur avoisinant les 46 %. Sa haute solubilité dans l'eau et sa facilité de manipulation en font un fertilisant de choix en agriculture (Trenkel, 2010). Le nitrate d'ammonium (NH_4NO_3), quant à lui, contient

environ 34 % d'azote réparti à parts égales entre la forme ammoniacale et la forme nitrrique. Cette double disponibilité azotée permet une assimilation rapide et prolongée par les cultures. Il se présente sous forme de cristaux très solubles (Galloway et al. 2008; Sutton et al. 2011).

Son de blé

Le son de blé est couramment utilisé comme supplément azoté organique dans les substrats de culture de champignons lignocellulosiques, notamment *Pleurotus spp.* Sa richesse en protéines et en azote acide (environ 2–3 % d'azote total) contribue à améliorer le rapport carbone/azote du substrat, favorisant ainsi la croissance mycélienne et la production d'enzymes lignocellulolytiques essentielles (Singh et al., 2008 ; Bellettini et al. 2019). Par exemple, l'ajout de 10 à 20 % de son de blé permet d'accélérer la colonisation, d'optimiser l'efficacité biologique et d'augmenter le rendement en champignons (Wang et al., 2001; Dias et al., 2003). Toutefois, une supplémentation excessive en son (> 20 %) peut déséquilibrer le substrat en azote, réduisant la colonisation et favorisant la contamination bactérienne (Dias et al., 2003 ; Bellettini et al. 2019).

Résidus de légumineuses

Tels que les feuilles ou tiges de pois, fèves, riches en azote organique. Les résidus issus des cultures de légumineuses, tels que les tiges, les feuilles et les gousses, présentent une composition chimique particulièrement favorable à leur valorisation agronomique et biotechnologique (Pan et al. 2023). Leur richesse en azote, traduite par une teneur en protéines brutes de l'ordre de 11 à 18 %, confère à ces biomasses un rapport carbone/azote relativement faible (Zhang et al., 2022). Cette composition chimique favorise une dégradation plus rapide et une meilleure colonisation par les champignons tels que *Pleurotus ostreatus*, ce qui en fait une ressource pertinente pour les substrats de culture en myciculture.

I.4.2. Valorisation du fumier de volaille dans la culture du *Pleurotus spp.*

Parmi les différentes sources d'azote organique disponibles, le fumier de volaille représente une alternative à la fois économique, abondante et particulièrement bien adaptée aux contextes agricoles locaux. Ce sous-produit avicole est reconnu pour sa richesse en azote (jusqu'à 6 % de matière sèche), en phosphore, en oligoéléments, ainsi qu'en composés organiques favorables au développement des champignons (Arogo et al., 2001; Bolan et al., 2004). Toutefois, son application directe peut entraîner des risques non négligeables pour l'environnement et la santé publique, en raison de la présence potentielle d'agents pathogènes (*Cryptosporidium*, *Giardia* spp.), de métaux lourds (arsenic, zinc, cuivre) ou de résidus médicamenteux (Gupta et Charles

1999 ; Gerber et al., 2013). Pour cette raison, une stabilisation préalable du fumier est recommandée, incluant des procédés tels que le lavage, le compostage, la pré-fermentation, le séchage ou encore le traitement thermique. Dans ce travail, nous avons opté pour l'utilisation du fumier de volaille combiné à la paille de blé, de manière à associer une source carbonée lignocellulosique à une source azotée organique, dans une logique de valorisation durable des biodéchets agricoles.

I.4.2.1. Fientes de volailles

Les fientes de volailles sont des excréments purs de couleur brune, produits par les poules élevées sans litière (Gazeau et al., 2012). Ces matières ne doivent donc pas être confondues avec les fumiers qui sont des produits mixtes issus des élevages sur paille. Ce sont des produits pâteux à secs dont la teneur en matière sèche, variable selon leur état de déshydratation, est au moins égale à 20 %. Selon (Gomgnimbou et al. 2016).

I.4.2.2. Caractéristiques du fumier de volaille

Les propriétés physico-chimiques du fumier de volaille dépendent étroitement des conditions d'élevage, incluant le régime alimentaire des animaux, les systèmes de logement ainsi que les matériaux utilisés comme litière. La filière de production de poulets de chair, l'une des plus répandues dans le secteur avicole, constitue une source importante de ce type de déchet organique. En moyenne, les poulets de chair sont commercialisés à un poids compris entre 1,8 et 1,9 kg, et génèrent environ 2 kg de litière par individu, composée de matières fécales mélangées à la litière végétale (Salminen et Rintala 2002).

Le fumier de volaille est riche en éléments nutritifs tels que l'azote (N) et le phosphore (P), mais il contient également divers composés excrétés, notamment des hormones, des antibiotiques, des agents pathogènes et des métaux lourds, souvent introduits par l'alimentation animale (Alexandratos et Bruinsma, 2012). Ces composés présentent un risque environnemental non négligeable, en particulier lorsqu'ils sont transférés vers les écosystèmes aquatiques par lixiviation ou ruissellement, pouvant ainsi contaminer les eaux de surface et les nappes phréatiques.

Les nutriments

Dans les systèmes d'élevage intensif, les animaux consomment d'importantes quantités de protéines et de composés azotés. Toutefois, la conversion de l'azote alimentaire en biomasse animale demeure relativement inefficace, avec des taux d'excrétion estimés entre 50 et 80 % (Arogo et al., 2001). L'azote contenu dans le fumier se retrouve principalement sous quatre formes

: l'ammoniac (NH_3), le diazote (N_2), le protoxyde d'azote (N_2O) et le nitrate (NO_3^-), toutes susceptibles d'impacts environnementaux significatifs.

Quant au phosphore, élément indispensable à la croissance animale, il est généralement plus stable que l'azote une fois fixé aux particules du sol. Il est donc moins susceptible de contaminer les nappes phréatiques par infiltration. Néanmoins, lorsqu'il est appliqué en excès, il tend à s'accumuler dans le sol et devient un facteur limitant pour les écosystèmes aquatiques en favorisant l'eutrophisation. Le phosphore issu du fumier se présente principalement sous forme de phosphate (P_2O_5) (Gerber et al., 2005; Gerber et al., 2007).

Les métaux lourds

Le fumier de volaille peut renfermer des concentrations non négligeables de métaux potentiellement toxiques, tels que l'arsenic, le cuivre et le zinc (Bolan et al., 2004). Lorsque présents en quantités excessives, ces éléments peuvent induire une phytotoxicité, affecter les organismes consommateurs des plantes contaminées, et se retrouver dans les milieux aquatiques via des phénomènes de ruissellement ou de lixiviation (Gupta et Charles, 1999).

Ces oligo-éléments sont introduits dans l'alimentation des volailles soit de manière involontaire, par la consommation d'aliments contaminés, soit de manière intentionnelle en tant qu'additifs nutritionnels visant à satisfaire les besoins physiologiques des animaux. Dans certains cas, ils sont administrés à des doses plus élevées, notamment sous forme de médicaments vétérinaires ou d'agents promoteurs de croissance (Gerber et al. 2005; Gerber et al., 2007)

Les agents pathogènes

Le fumier de volaille peut également contenir divers agents pathogènes, en particulier lorsque sa gestion est inadéquate. Des parasites protozoaires tels que *Cryptosporidium* et *Giardia* spp. peuvent se propager aisément depuis le fumier vers les ressources en eau, et demeurer viables dans l'environnement sur de longues périodes (Gerber et al. 2005; Gerber et al., 2007)

Partie expérimentale

II. Matériel et méthodes

II.1. Matériel biologique

Le mycélium utilisé est une souche commerciale de *Pleurotus ostreatus*. La semence est acquise auprès d'un distributeur spécialisé "Mycogouraya" cultivées sur grains de blé, âgées de 1 mois.

Le substrat est composé de trois types d'agrodéchets :

- **Fumier de volaille** : collecté dans une ferme avicole à Béjaïa. Âgé de 8 semaines, en cours de fermentation, ce fumier présentait une consistance homogène et une couleur brun foncé, indiquant une dégradation avancée de la matière organique.



Figure 2: Fumier de volaille (A) ; fumier de volaille traité (B)

- **Paille de blé** : acquise chez un éleveur local. Hachée à une longueur de 2 à 5 cm, elle est riche en cellulose et lignine, constituant une excellente source de carbone pour le développement fongique, et joue un rôle structurant en favorisant la porosité du substrat.



Figure 3: paille de blé découpée

- **Cendre de bois :** issue de combustion artisanale de bois et d'arbres locaux. Elle est fine, homogène et exempte de résidus chimiques.



Figure 4: cendre de bois

II.2. Traitement du fumier :

Le traitement du fumier a été réalisé à la ferme Sidi Ali Lebhar (Béjaia) pour améliorer sa valeur agronomique et microbiologique. Trois étapes principales ont été suivies :

1. **Ébullition :** Le fumier a été immergé dans de l'eau bouillante pendant 30 minutes afin d'éliminer les pathogènes, les graines d'adventices et les composés ammoniacaux volatils, selon une méthode développée par Medouni-Haroune Lamia.
2. **Égouttage :** Le substrat a été laissé à égoutter pendant 24 h dans des caisses perforées afin de réduire l'humidité excédentaire tout en conservant une bonne porosité.
3. **Séchage :** Le fumier a été étalé en couches fines (5 cm) sous abri ventilé pendant 48 h, jusqu'à atteindre une humidité de 60 à 65 %, mesurée par la méthode de la poignée et confirmée à l'aide d'un hygromètre.



Figure 5: Photographies de la ferme de Sidi Ali Labhar de Béjaïa

II.3.Préparation du substrat:

Trois composantes principales ont été utilisées pour formuler les substrats expérimentaux :

-Fumier de volaille traité : riche en azote et en matière organique stable, il constitue la base azotée du substrat.

-Paille de blé broyée : matériau structurant riche en carbone, elle favorise la porosité, la rétention d'eau et la circulation d'air.

-Cendre de bois : amendement minéral alcalin, riche en potassium et calcium, elle joue un rôle dans la régulation du pH et riche en carbone rapide et en minéraux essentiels comme le potassium et le calcium, la cendre constitue un amendement précieux pour équilibrer le substrat de culture (Stamets, 2005).

Les composants ont été mélangés selon un plan de mélange centré sur les proportions suivantes:

Tableau II: Proportions des composants dans le mélange des substrats expérimentaux

Composant	Rôle	Intervalle d'utilisation (%)
Fumier traité	Mixture	60 à 80 %
Paille	Mixture	20 à 50 %
Cendre	Mixture	0,5 à 1 %

Un plan expérimental de type D-optimal a été généré à l'aide du logiciel JMP pro 13 pour explorer les effets des proportions des composants sur la croissance du mycélium. Le plan comprend 8 formulations distinctes, chacune définie par un pourcentage massique des trois ingrédients :

Tableau III: Formulations des produits expérimentaux avec pourcentages de fumier traité, de paille et de cendre

N° du produit	Produit	Fumier traité (%)	Paille (%)	Cendre (%)
1	Produit A'	79,0	20,0	1,0
2	Produit B'	79,5	20,0	0,5
3	Produit C'	60,0	39,0	1,0
4	Produit D'	60,0	39,5	0,5
5	Produit E'	60,0	39,25	0,75
6	Produit F'	79,25	20,0	0,75
7	Produit G'	69,75	29,75	0,5
8	Produit H'	69,5	29,5	1,0

En complément de ces combinaisons, un produit témoin sans paille a été ajouté, composé uniquement de fumier traité. Ce traitement a pour objectif de vérifier l'effet structurant et nutritif du fumier seul sur le développement mycélien.

Chaque formulation, y compris le fumier seul, a été préparée en triple répétition, soit un total de 27 unités expérimentales.

II.4. Traitement du substrat

Les différentes formulations de substrat ont été soigneusement homogénéisées. L'humidité a été ajustée manuellement par ajout d'eau, jusqu'à atteindre 70 %, contrôlée à l'aide d'un hygromètre. ?

Les substrats ont ensuite été pasteurisés à la vapeur pendant 30 minutes, en mettant de l'eau dans le bas du couscoussier et en faisant bouillir. Laisser 30 minutes minimum, en remuant toutes les 10 minutes pour disperser la chaleur d'une manière homogène. Laissés refroidir à température ambiante. Cette méthode permet d'atteindre une température de 70-80°C suffisante pour éliminer la plupart des contaminants tout en préservant les micro-organismes bénéfiques et les nutriments (Chang et Miles, 2004).

Chaque formulation a été conditionnée dans des sacs plastiques transparents de 400 g de substrat, numérotés individuellement et fermés hermétiquement en vue de l'ensemencement.

II.5. Ensemencement des substrats par la souche *Pleurotus ostreatus*

L'ensemencement a été réalisé au Centre de Recherche en Technologie Agroalimentaire (CRTAA). Chaque unité expérimentale de 400 g de substrat (sac de substrat pasteurisé) a étéensemencée avec 28 g de souche commerciale de *Pleurotus ostreatus*, répartie de manière homogène dans le substrat. Un taux d'ensemencement de 5 à 10 % du poids du substrat est généralement recommandé pour assurer une colonisation rapide et homogène tout en limitant les risques de contamination (Chang et Miles, 2004).

L'ensemencement a été réalisé dans des conditions aseptiques, afin de limiter les risques de contamination. Après l'inoculation, les sacs ont été refermés hermétiquement et stockés dans un environnement adapté à l'incubation.

II.6. Incubation des substratsensemencés

Les sacsensemencés ont été placés dans une chambre d'incubation maintenue à 25 ± 2 °C, dans l'obscurité totale, pendant une période de 15 jours.

L'humidité relative ambiante a été maintenue entre 75 et 85 %, contrôlée à l'aide d'un hygromètre, sans ouverture des sacs. Aucune pulvérisation ou aération externe n'a été appliquée durant cette phase, afin de favoriser une colonisation rapide et homogène du substrat par le mycélium. L'incubation a été réalisée au centre de recherche en technologies agro-alimentaires (CRTAA).

II.7. Évaluation physico-chimique et sensorielle des substrats

II.7.1. Évaluation sensorielle des substrats

Une analyse sensorielle standardisée a été conduite sur l'ensemble des échantillons, avant ensemencement (J0) et après incubation (J15), afin d'évaluer la qualité des substrats avant et après colonisation par *Pleurotus ostreatus*.

Quatre indicateurs visuels et olfactifs ont été pris en compte : couleur, odeur, texture (à J15 uniquement), et structure (à J0 uniquement), selon les critères définis dans le **tableau VI**.

L'évaluation a été réalisée par un panel de 10 experts entraînés, à l'aide d'une grille de notation à cinq niveaux.

Tableau IV: Échelle de notation sensorielle utilisée pour l'évaluation des substrats

Note	Odeur	Structure (Texture/Humidité)	Couleur	Observation mycélienne
1	Mauvaise odeur	Trop sec	Jaunâtre	Aucune trace
2	Odeur moyenne	Un peu sec	Brun clair	Très faible présence de film blanc
3	Bonne odeur	Légèrement humide, souple	Brun moyen uniforme	Présence légère de film blanc

Note	Odeur	Structure (Texture/Humidité)	Couleur	Observation mycélienne
4	Odeur agréable	Humidité bien équilibrée	Brun foncé homogène	Présence modérée de film blanc
5	Odeur très agréable / excellente	Texture idéale (souple et bien aérée)	Noire uniforme	Présence d'un fin voile blanc régulier

L'indicateur de la structure (Texture/Humidité), a été réalisé par le test de la poignée (squeeze test) qui est couramment utilisé : une poignée de substrat pressée doit libérer 1 goutte d'eau, indiquant que l'humidité est idéale, ni excessive ni insuffisante (Emiru, et al, 2017)

II.7.2. Évaluation physico-chimique des substrats

L'analyse physico-chimique est appliquée aux substrats avant pasteurisation. Elle vise à quantifier les paramètres physico-chimiques essentiels permettant de juger l'aptitude du substrat à soutenir la croissance de *Pleurotus ostreatus*.

II.7.2.1. pH

Principe et Objectif : Le pH est un indice clé qui mesure l'acidité ou l'alcalinité d'un substrat. Pour *Pleurotus ostreatus*, un pH compris entre 5,5 et 8,0 est optimal pour l'assimilation des nutriments et une croissance efficace (Hossain et al., 2018). Un pH inadapté peut altérer l'absorption des minéraux essentiels, freinant ainsi la croissance et le développement du champignon. L'objectif de cette mesure est de confirmer que le pH du substrat utilisé se situe dans la plage optimale. Des corrections ont été apportées pour atteindre un pH cible de 7, en utilisant du vinaigre blanc pour acidifier, et du bicarbonate de soude pour alcaliniser.

Méthode : Mélanger 10 g de compost dans 50 mL d'eau distillée, puis agiter le mélange pendant 15 minutes. Laisser ensuite décanter pendant 15 minutes (Medouni-Haroune et al., 2017). Mesurer le pH avec un pH-mètre de paillasse (Hach Sension pH31).

II.7.2.2. Humidité

Principe et Objectif : L'humidité du substrat, mesurée en pourcentage de matière sèche, est un paramètre essentiel pour la culture de *Pleurotus ostreatus*, agissant directement sur la

croissance mycélienne et l'activité enzymatique. Un taux d'humidité compris entre 65 % et 75 % est considéré comme optimal : cela favorise à la fois l'expansion du mycélium, la production d'enzymes lignocellulosiques, et une efficacité biologique élevée (Wiesnerová et al. 2023). L'objectif de ce test est de garantir une humidité idéale pour le transfert de nutriments, tout en limitant la prolifération de pathogènes anaérobies et la compaction du substrat. L'humidité des substrats a été corrigée par l'ajout d'eau, pour atteindre un taux de 70 %. Cette opération a été réalisée sous contrôle à l'aide d'un hygromètre.

Méthode : Environ 20 g de compost humide (P₁) sont pesés, puis séchés à 105 °C pendant 24 heures. Après dessiccation, l'échantillon est de nouveau pesé (P₂).

Le taux d'humidité (%) est calculé selon la formule suivante :

$$\text{Humidité (\%)} = [(P_1 - P_2) / P_1] \times 100$$

II.7.2.3. Conductivité électrique (CE)

Principe et Objectif : La conductivité électrique (CE) d'un substrat mesure sa capacité à conduire les ions dissous, constituant un indicateur indirect de sa salinité et de sa disponibilité en nutriments pour le mycélium. Dans les substrats à base de mycélium, des valeurs de CE situées entre 2 et 4 dS/m sont généralement considérées comme optimales, tandis que des CE supérieures à 5 dS/m indiquent une accumulation excessive de sels, susceptibles de limiter la germination et la croissance fongique (Kirven 1986 ; Levanon et Danai 1995). Un substrat dont la CE se situe dans cette plage garantit un équilibre ionique propice, réduisant les stress osmotique et ionique sur *Pleurotus ostreatus* (Maher et al., 2000).

Méthode : Mélanger 10 g de compost dans 50 mL d'eau distillée, agiter 15 min, mesurer avec un conductimètre.

II.7.2.4. Matière organique (MO)

Principe et Objectif : La matière organique (MO) est un indicateur essentiel de la richesse nutritive d'un substrat, évaluée par incinération au four à moufle. L'objectif de cette analyse est de quantifier la proportion de matière organique dans le substrat afin de s'assurer qu'elle se situe dans la plage favorable.

Méthode : incinérer les échantillons à 550 °C durant 8 h (Medouni-Haroune et al., 2017). Le taux de la matière organique (%) est calculé selon la formule suivante :

$$\text{MO (\%)} = [(\text{poids sec} - \text{poids cendre}) / \text{poids sec}] \times 100$$

II.7.2.5. Densité apparente

Principe et Objectif : La densité apparente constitue un indicateur clé pour évaluer la structure physique et la porosité d'un compost destiné à la culture de *Pleurotus ostreatus*. Elle est définie comme le rapport entre la masse de l'échantillon et le volume qu'il occupe. Cette propriété influence directement l'aération, la rétention d'eau et la diffusion des gaz au sein du substrat, des facteurs déterminants pour la colonisation mycélienne (Bernal, Albuquerque, and Moral 2009).

Méthode : la détermination de la densité apparente a été réalisée sur les différentes formulations avant pasteurisation. L'échantillon est introduit avec précaution dans une éprouvette graduée de 1000 cm³, sans tassage. La surface supérieure est ensuite nivelée à l'aide d'une spatule. La masse du substrat contenu est ensuite mesurée à l'aide d'une balance de précision. La densité apparente (g/cm³) est calculée selon la formule suivante :

$$\text{Densité apparente} = M / V,$$

où *M* correspond à la masse (en grammes) et *V* correspond au volume de l'éprouvette exprimé en cm³.

II.7.2.7. Densité réelle du substrat

Principe et Objectif : La densité réelle, également appelée densité des particules solides, correspond à la masse d'un matériau sec par unité de volume qu'il occupe sans tenir compte des espaces interstitiels (porosité). Ce paramètre physico-chimique permet d'évaluer la nature minérale ou organique du substrat ainsi que sa compacité intrinsèque (Rathore et al., 2012; Haug 2018).

Méthode : les échantillons des différentes formulations de substrat ont d'abord été séchés à 105 °C jusqu'à obtention d'un poids constant (au minimum 24 heures), afin d'éliminer toute l'humidité résiduelle. Le substrat sec est ensuite broyé légèrement de manière à homogénéiser sa texture sans le réduire en poudre fine. La masse de l'échantillon sec est notée (*m₁*, en grammes). Le pycnomètre est partiellement rempli d'eau distillée, et le volume initial de l'eau

(V_0 , en millilitres) est mesuré. Le substrat est ensuite introduit lentement dans l'eau à l'aide d'un entonnoir, en veillant à ne pas former de bulles d'air. Une fois l'ajout terminé, le nouveau volume (V_1 , en millilitres) est relevé.

Le volume réel occupé par le compost est déterminé par la différence :

$$V_{\text{compost}} = V_1 - V_0$$

La densité réelle est alors calculée à l'aide de la formule suivante :

$$\text{Densité réelle (g/mL)} = m_1 / V_{\text{substrat}}$$

Cette méthode permet d'obtenir une estimation précise de la densité propre du substrat, indépendamment de sa structure poreuse, et contribue ainsi à la compréhension des caractéristiques physiques influençant la colonisation mycélienne.

II.7.2.8. Évaluation de la porosité

Pour déterminer la capacité du substrat à retenir l'air et l'eau, essentielle pour la croissance du mycélium.

Principe et Objectif : La porosité totale est un paramètre physique fondamental permettant d'apprécier la qualité structurale d'un substrat destiné à la culture de champignons comestibles tels que *Pleurotus ostreatus*. Elle désigne la proportion de volume occupée par les vides (pores) dans le substrat par rapport à son volume total. Cette propriété conditionne l'équilibre entre la rétention en eau et la diffusion d'air au sein du compost, influençant directement la colonisation mycélienne, la respiration fongique ainsi que l'absorption des nutriments (He et Fang, 2002 ; Grimm et Wösten 2018).

Méthode : La porosité totale (exprimée en pourcentage) est calculée à partir des mesures de la densité apparente et de la densité réelle, selon la formule suivante :

$$\text{Porosité (\%)} = [1 - (\text{Densité apparente} / \text{Densité réelle})] \times 100$$

La densité apparente est déterminée sur un compost stabilisé à l'humidité ambiante, sans compactage, par pesée d'un volume connu de substrat (Van Ginkel, Raats, and Van Haneghem 1999). La densité réelle est obtenue par la méthode du pycnomètre à eau, appliquée à un

échantillon de compost préalablement séché à 105 °C jusqu'à masse constante. Les deux valeurs ainsi obtenues permettent de calculer la porosité globale du substrat.

II.8. Évaluation de la croissance mycélienne (colonisation du substrat)

Après 15 jours d'incubation, la croissance du mycélium de *Pleurotus ostreatus* a été évaluée sur chacune des neuf formulations de substrat. Deux paramètres ont été utilisés : le rendement en mycélium (masse développée) et le taux de conversion du substrat.

II.8.1. Rendement en mycélium

Le rendement en mycélium a été déterminé par mesure gravimétrique directe. Chaque unité expérimentale a été pesée à l'aide d'une balance de précision avant l'ensemencement (400 g de substrat + 28 g de souche) et après 15 jours d'incubation.

La masse de mycélium développée a été obtenue par soustraction du poids initial total, selon la formule suivante :

$$\text{Masse du mycélium (g)} = \text{Poids final après incubation} - (400 + 28)$$

En complément, une évaluation sensorielle visuelle de la colonisation mycélienne a été effectuée à l'aide d'une échelle allant de 1 à 5, en se basant sur la densité du voile blanc visible sur la surface du substrat (1 = pas de colonisation, 5 = recouvrement homogène et dense).

II.8.2. Taux de conversion

Le taux de conversion est un indicateur quantitatif qui permet d'évaluer l'efficacité de transformation du substrat brut en biomasse fongique. Il reflète la capacité du champignon à valoriser la matière organique disponible et constitue un critère pertinent pour comparer différentes formulations de substrats en termes de rendement biologique. Ce paramètre est particulièrement utile dans les études d'optimisation des substrats issus de déchets agroalimentaires, dans une perspective de valorisation circulaire (Zied et al., 2011a; Sharma et al., 2020).

Dans le cadre de cette étude, le taux de conversion a été calculé pour chaque formulation expérimentale selon la formule suivante :

$$\text{Taux de conversion (\%)} = (\text{Masse du mycélium récolté (g)} / 400) \times 100$$

où 400 g représente la masse initiale de substrat mis en culture. Ce rapport permet d'estimer la part de substrat effectivement convertie en biomasse mycélienne visible, et par conséquent, l'efficacité de colonisation et de croissance sur chaque formulation testée.

II.9. Analyse statistique

L'analyse statistique des résultats a été réalisée à l'aide du logiciel JMP Pro. Toutes les mesures expérimentales ont été effectuées en triplicata afin d'assurer la fiabilité et la reproductibilité des données. Un plan de mélange de type simplex-centroïde a été utilisé pour modéliser les effets des proportions relatives des trois composants (fumier traité, paille et cendre) sur les différentes réponses mesurées. Les données ont été soumises à une analyse de variance (ANOVA) pour évaluer l'effet significatif de chaque facteur. La méthode LogWorth a permis d'apprécier la pertinence statistique des variables, avec un seuil de signification fixé à $p < 0,05$. Par ailleurs, une analyse en composantes principales (ACP) a été réalisée à l'aide du logiciel XLSTAT, pour explorer les corrélations entre les variables sensorielles.

Résultats et Discussion

III.1 Caractérisation des substrats

Les différentes formulations de substrats, avant pasteurisation, ont subi une panoplie d'analyses physico-chimiques en vue d'évaluer leur aptitude à soutenir la croissance de *Pleurotus ostreatus*. Ces analyses ont porté sur des paramètres essentiels tels que le pH, la conductivité électrique, la teneur en humidité, la matière organique, la teneur en cendres, ainsi que les caractéristiques physiques comme la densité apparente, la densité réelle et la porosité.

III.1.1. pH et conductivité électrique :

- Le pH et la conductivité électrique sont présentés ensemble pour montrer la stabilité chimique des différents substrats. La figure 6 montre, avec deux courbes, les valeurs moyennes de pH et de la conductivité électrique pour les neuf produits A à I.

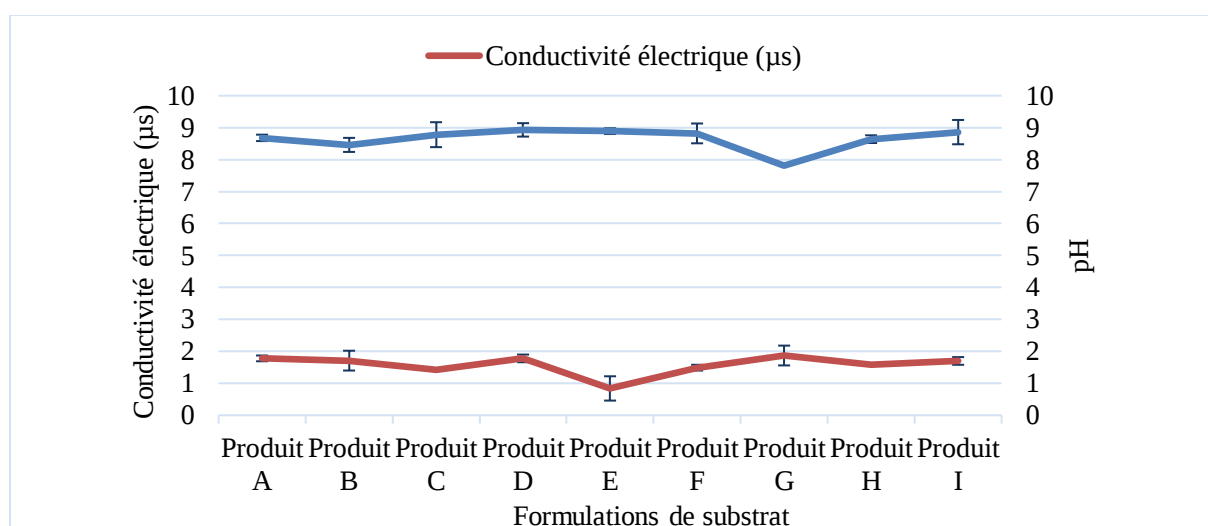


Figure 6: Variation du pH et de la conductivité des différentes formulations (A à I).

L'allure générale des deux courbes est similaire : elles suivent une tendance parallèle avec des variations relativement douces et synchrones. Cela suggère une certaine corrélation entre les deux paramètres mesurés. Cette ressemblance dans l'allure des courbes met en évidence une homogénéité du comportement physico-chimique des produits analysés (Chang et Miles 2004; Zadrazil et Grabbe, 1983), pouvant traduire une composition ionique similaire ou un traitement préalable comparable.

Le pH constitue un indicateur fondamental de l'équilibre acido-basique du substrat, influençant directement la disponibilité des nutriments et l'activité enzymatique du mycélium (Chang et Miles 2004). Les valeurs obtenues, comprises entre 8,46 et 8,93, traduisent une légère alcalinité, typique des substrats en fin de phase de compostage, où la dégradation de la matière organique

libère des composés basiques (Zhang et Sun, 2002). Des corrections ont été apportées pour atteindre un pH cible de 7, en utilisant du vinaigre blanc pour acidifier et du bicarbonate de soude pour alcaliniser. Ces ajustements ont pour objectif d'harmoniser le pH entre les différentes formulations de substrat, tout en rapprochant les substrats d'un profil chimique optimal tel que décrit dans la littérature. Hoa et al. (2015) ont ainsi montré que la croissance maximale de *Pleurotus ostreatus* est obtenue à pH 7,0, avec une plage optimale située entre 6,0 et 7,5. De même, Rai et al. (2005) recommandent un intervalle de 6,5 à 7,5, soulignant que les extrêmes acides ou alcalins nuisent à la croissance fongique. D'autres travaux confirment cette tendance, notamment une thèse réalisée à l'Université de Chiba, (2007) qui rapporte une croissance optimale à pH neutre lors de la culture sur sciure de (poirier Nashi, *Pyrus pyrifolia* var.). De plus, Hassan, (2005) dans une étude menée à l'Université de Bagdad sur la production de protéases fibrinolytiques par *P. ostreatus*, note également une amélioration significative de la croissance à pH 7, en fermentation solide.

La conductivité électrique, variant entre 1,42 et 1,78 mS/cm, permet d'estimer la teneur en ions solubles, notamment les sels minéraux issus de la décomposition de la matière organique. Une valeur modérée de conductivité traduit un bon équilibre ionique, sans excès de sels pouvant inhiber la croissance du champignon. Ces observations sont en accord avec plusieurs études ayant défini les plages de conductivité favorables à la croissance de *Pleurotus ostreatus*. En effet, Pathmashini, et al. (2008) ont étudié différents substrats pour la culture de *Pleurotus ostreatus* et ont constaté que les meilleurs rendements mycéliens étaient obtenus avec une conductivité autour de 1,5 mS/cm. Les substrats avec des valeurs significativement plus élevées (>2,5 mS/cm) ont montré une réduction de la vitesse de croissance du mycélium. De son côté, Poppe (2004) a rapporté que des substrats compostés de manière optimale présentent une conductivité entre 1,2 et 2,0 mS/cm, ce qui favorise à la fois l'implantation du mycélium et la formation des primordia. Au-delà de cette plage, des perturbations osmotiques peuvent apparaître, réduisant le rendement.

L'analyse conjointe du pH et de la conductivité permet ainsi d'apprécier la stabilité chimique du substrat : des variations modérées de ces deux paramètres indiquent que les substrats sont globalement matures et chimiquement stables, conditions favorables à l'implantation et au développement du mycélium de *Pleurotus ostreatus*. La conductivité a été indirectement ajustée à travers les corrections du pH.

III.1.2. Humidité

La figure 7 présente les pourcentages d'humidité de neuf formulations (A à I). Le produit F affiche le taux d'humidité le plus élevé (61,54 %), suivi du produit B. À l'inverse, le produit D présente la valeur la plus faible, avec seulement 37,7 %. Les autres formulations présentent des valeurs intermédiaires. Cette variation s'explique principalement par la composition spécifique des différentes formulations, certaines contenant une proportion plus élevée de paille que d'autres, ce qui influence directement leur capacité de rétention en eau.

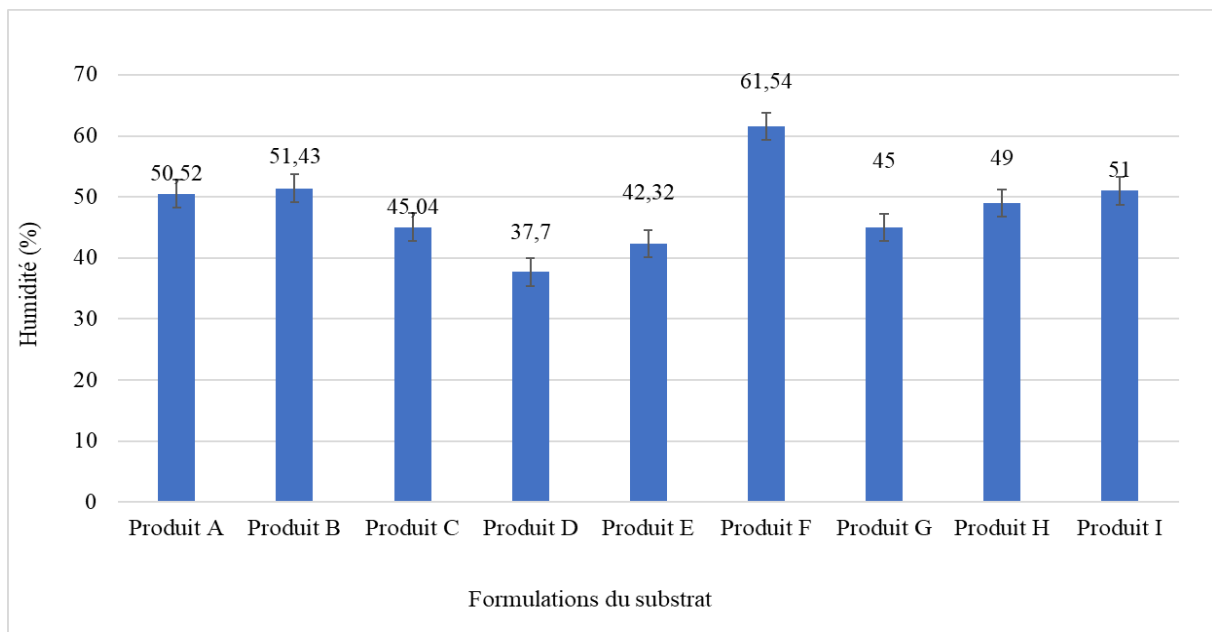


Figure 7 : Taux d'humidité (%) des différentes formulations (A à I)

L'humidité constitue un paramètre déterminant dans la formulation des substrats destinés à la culture de *Pleurotus ostreatus*, influençant directement la germination des spores, la colonisation mycélienne et la disponibilité en nutriments (Zadrazil et Grabbe, 1983). Plusieurs études antérieures ont mis en évidence l'importance de l'humidité dans le développement de *Pleurotus ostreatus* et la valorisation des substrats lignocellulosiques. Par exemple, le mémoire de Chaya et Hadjem (2019) à l'Université Mouloud Mammeri souligne l'importance de l'humidité dans la valorisation de résidus agro-industriels pour la culture de *Pleurotus ostreatus*. De même, Benayad Houcine et Benabdellah Moueniss (2021), dans leur étude menée à l'Université Abou Bekr Belkaid de Tlemcen, ont évalué l'effet de différents substrats sur la croissance du mycélium en tenant compte de leur teneur en eau. Enfin, Tahir (2021), également à l'Université Mouloud Mammeri, a conduit une analyse physico-chimique approfondie

incluant l'humidité, mettant en évidence son impact direct sur la performance de colonisation des substrats par le champignon.

Afin d'uniformiser les conditions expérimentales, l'humidité des substrats a été corrigée par l'ajout d'eau, pour atteindre un taux de 70 %. Afin d'uniformiser les conditions expérimentales, l'humidité des substrats a été ajustée à 70 % par ajout d'eau, ce taux étant largement reconnu comme optimal pour le développement de *Pleurotus ostreatus*. Fan et al. (2000) ont montré que 70 % d'humidité est optimal pour le développement du mycélium de *Pleurotus* sur substrats lignocellulosiques, tandis qu'un taux supérieur à 75 % réduit l'aération et favorise les contaminations bactériennes. Gume et al. (2013) ont comparé différents taux (60 %, 70 %, 80 %) sur des déchets agro-industriels et ont constaté que 70 % permet d'obtenir le meilleur rendement en biomasse ainsi qu'une colonisation plus rapide. Enfin, Royse (2002b) souligne que des substrats humidifiés à 65–75 % présentent les meilleures performances de culture pour *Pleurotus ostreatus*, avec des taux plus faibles entraînant une colonisation lente et des taux plus élevés provoquant la compaction et une mauvaise aération.

III.1.3. Matière organique

La figure 8 illustre les pourcentages moyens de matière organique des neuf substrats formulés de A à I.

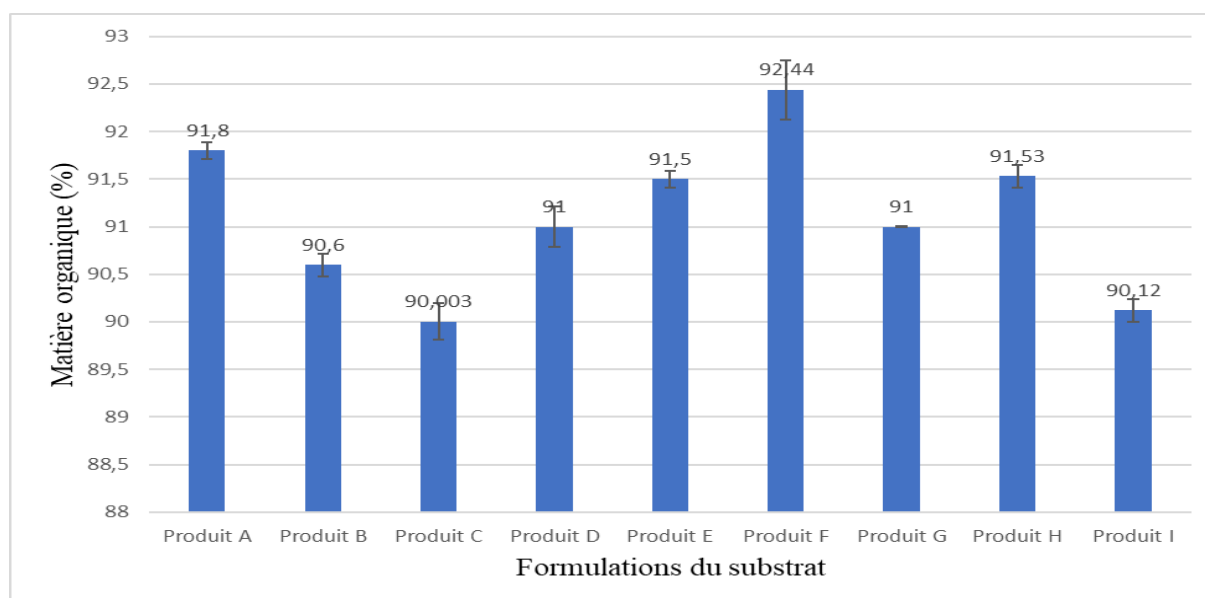


Figure 8: Teneur en matière organique (%) des différentes formulations de substrat (A à I).

Les valeurs sont globalement proches, allant de 90,03 % pour le produit C à 92,44 % pour le produit F, qui enregistre la teneur la plus élevée. Les produits C, I et B affichent des taux

légèrement en dessous, autour de 90 %. Cette faible dispersion des données témoigne d'une richesse organique élevée et constante, propice aux activités microbiennes et au développement du mycélium de *Pleurotus ostreatus*. Pour *Pleurotus ostreatus*, un taux de MO compris entre 60 % et 90 % est optimal, assurant une source carbonée suffisante pour la croissance mycélienne et la fructification (Zhang, et al 2019). Une teneur inadéquate en MO peut limiter la disponibilité des nutriments, affectant ainsi le rendement du champignon. Ces observations sont cohérentes avec plusieurs recherches universitaires. Par exemple, Bendahou (2021), dans son mémoire à l'Université Mouloud Mammeri (Tizi Ouzou), rapporte des substrats contenant environ 90 % de matière organique, mettant en évidence leur rôle favorable dans la croissance fongique. De même, Khellaf, Mebarki (2018), de l'Université de Béjaïa, soulignent que des substrats riches en matière organique – autour de 90 % – favorisent une colonisation rapide du mycélium et une production optimale. (on donne les noms)

III.1.4. Densité apparente, densité réelle et porosité des substrats

La densité apparente, la densité réelle et la porosité ont été évaluées sur les neuf formulations de substrats (A à I) afin de caractériser leur structure physique et leur aptitude à la culture de *Pleurotus ostreatus*. La figure 9 met en évidence les différences de structure physique entre les substrats.

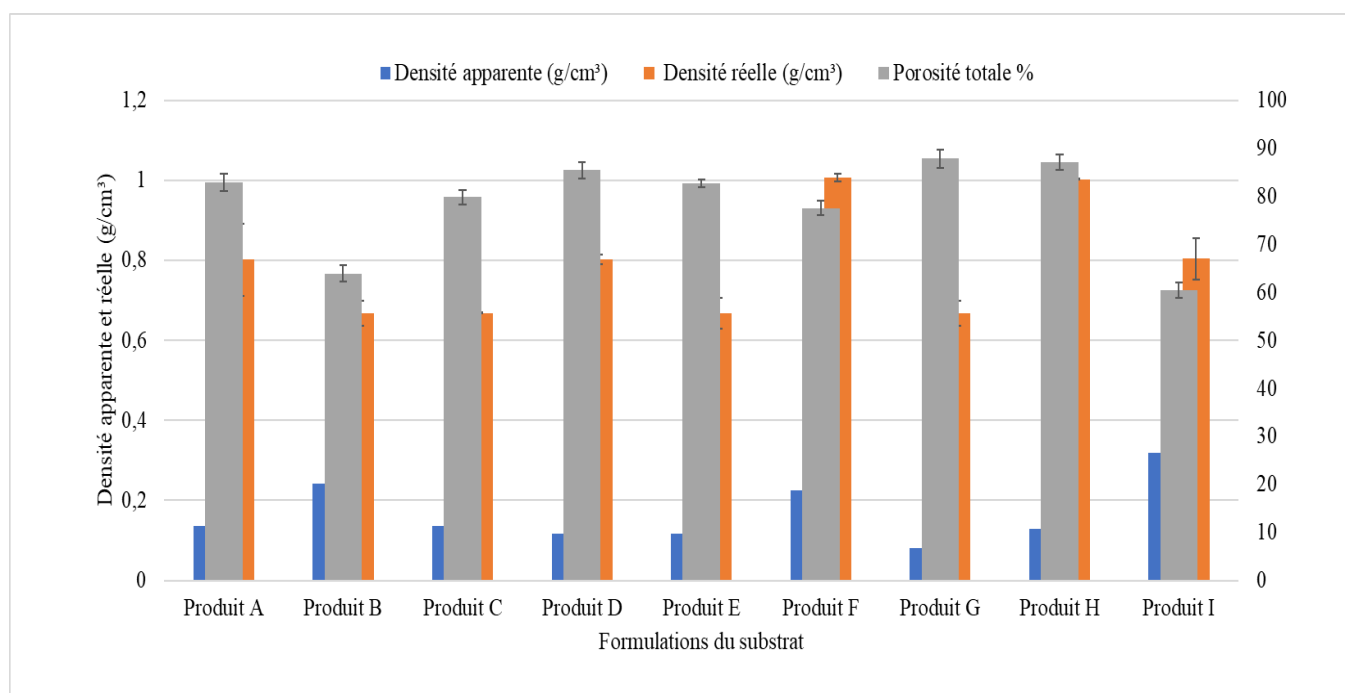


Figure 9: La compacité et la porosité des différentes formulations de substrat (A à I).

La densité apparente varie de 0,081 à 0,318 g/cm³. Le produit G présente la plus faible densité, traduisant une structure très légère et aérée, tandis que le substrat 9, avec une densité plus élevée (0,318 g/cm³), reflète une compaction notable. Des valeurs comprises entre 0,3 et 0,7 g/cm³ sont généralement associées à un compost bien structuré et suffisamment poreux. En revanche, une densité supérieure à 0,8 g/cm³ traduit une compaction excessive, défavorable à l'oxygénation et à la croissance fongique (Zhang, et al, 2002). Cette méthode permet d'évaluer la qualité physique du substrat, notamment sa maniabilité et sa capacité à maintenir une structure favorable au développement du mycélium.

La densité réelle des substrats s'échelonne entre 0,667 et 1,007 g/cm³, indiquant des différences dans la nature des particules solides selon les formulations, potentiellement liées à la proportion de fibres, de matière organique ou de minéraux. La densité réelle constitue une donnée complémentaire à la densité apparente et est particulièrement utile pour caractériser les substrats utilisés en culture fongique, notamment pour *Pleurotus ostreatus*, dont la croissance est influencée par les propriétés physiques du substrat (Rathore et al, 2012; Haug 2018)

La porosité totale varie de 60,44 % (Produit I) à 87,85 % (Produit G). Cette large plage témoigne de l'hétérogénéité des formulations en termes de structure interne. Les substrats présentant une porosité supérieure à 90 % (notamment les formulations D, G et H) offrent des conditions particulièrement favorables à la diffusion d'air et à la rétention d'eau, facteurs essentiels à la colonisation mycélienne. À l'inverse, la formulation I, bien que richement structurée en apparence, affiche une porosité plus faible, ce qui pourrait limiter l'oxygénation. Des valeurs de porosité comprises entre 50 % et 90 % sont généralement considérées comme optimales pour les cultures fongiques, car elles traduisent un bon compromis entre aération et rétention hydrique. Une porosité trop faible traduit une compaction excessive, défavorable à la pénétration de l'air, tandis qu'une porosité excessive peut entraîner une mauvaise rétention en eau, limitant l'efficacité métabolique du champignon (Rathore et al., 2012; Haug, 2018).

En ce sens, Mimouni et al. (2020) soulignent l'importance de l'interdépendance entre densité apparente, densité réelle et porosité. Une densité modérée permet une meilleure aération, tandis qu'une porosité élevée améliore la capacité de rétention en eau, favorisant une colonisation mycélienne efficace. De leur côté, Benayad et Moueniss (2021) démontrent que des substrats réunissant ces trois caractéristiques assurent une colonisation rapide et un rendement accru dans la culture de *Pleurotus ostreatus*.

Ces données confirment que les substrats les plus performants sont ceux combinant une densité modérée à une porosité élevée, assurant ainsi un bon équilibre entre aération et humidité, conditions indispensables à la croissance du champignon.

III. 2. Performances des substrats testés

Cette section présente les performances obtenues pour les huit formulations expérimentales, en termes de rendement en mycélium, de taux de conversion, de colonisation visuelle, d'odeur et de couleur.

III.2.1. Rendement en mycélium et taux de conversion des substrats

La figure 10 présente les performances de production pour chaque formulation expérimentale à travers deux indicateurs clés qui sont le rendement en mycélium frais, et le taux de conversion du substrat.

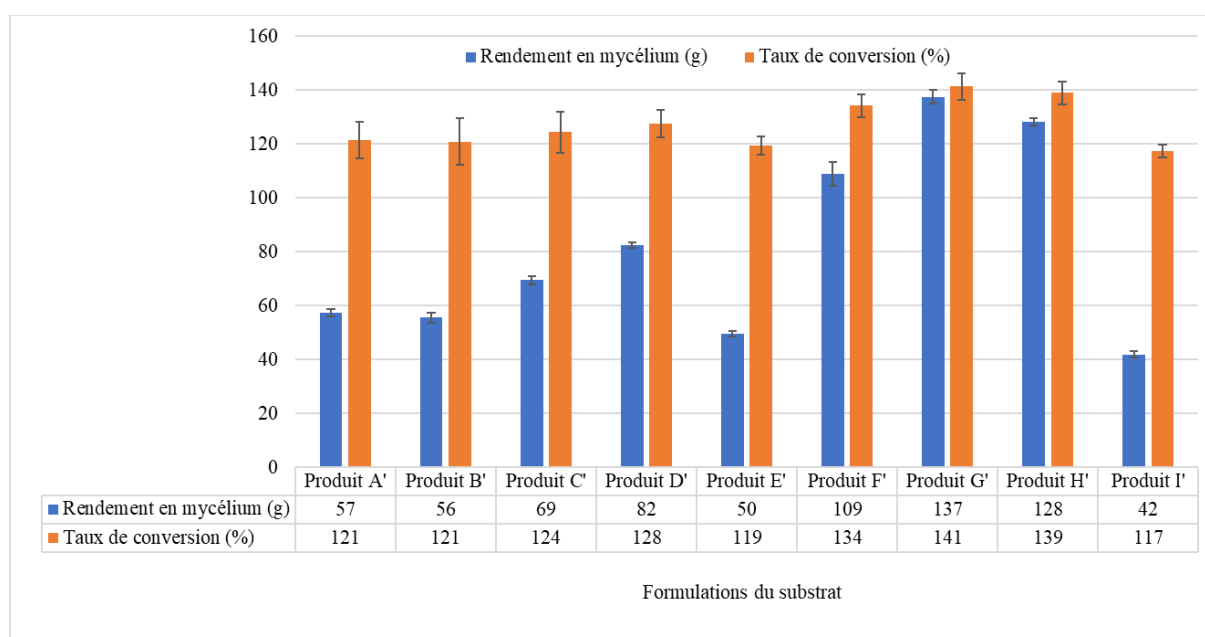


Figure 10: Rendement en mycélium et taux de conversion pour les différentes formulations de substrat (A' à I').

Les résultats montrent que le rendement en mycélium frais varie selon les formulations. Les substrats G', H' et F' se distinguent par les valeurs les plus élevées, dépassant 150 g de mycélium frais, ce qui traduit une bonne aptitude du substrat à soutenir la croissance fongique. En revanche, les substrats A', I' et B' présentent des rendements plus faibles, suggérant une

colonisation moins efficace ou des conditions moins favorables à la biomasse. En effet, d'après Nadir (2018), dans son mémoire à la Sulaimani Polytechnic University, l'ajustement du rapport entre différents composants du substrat (comme les tiges d'artichaut et la paille) influe directement sur le rendement et l'efficacité biologique. Bien que les résultats soient statistiquement proches, certains substrats atteignent jusqu'à 249 g par sac, démontrant que la composition influence fortement la productivité. Par ailleurs, on souligne que l'efficacité biologique constitue un indicateur fiable du rendement, fortement conditionné par la nature du substrat utilisé.

Concernant le taux de conversion, toutes les formulations affichent des valeurs supérieures à 100 %, ce qui est attendu dans la culture de champignons comestibles. Ce phénomène s'explique par la teneur élevée en eau du mycélium, généralement supérieure à 85–90 %, entraînant une masse récoltée plus importante que la masse de substrat sec initialement utilisée.

D'après Tahir (2021) de l'Université Mouloud Mammeri, cette forte hydratation du mycélium favorise un rendement pondéral élevé et constitue un indicateur pertinent de la capacité du champignon à exploiter efficacement le substrat. De son côté, le mémoire de Bekkari et Arif (2024) de l'Université Saad Dahleb (Blida 1) confirme que des taux de conversion supérieurs à 100 % sont couramment observés lors de la culture de *Pleurotus ostreatus*, traduisant une valorisation optimale des substrats lignocellulosiques.

Les valeurs obtenues, comprises entre 117 % et 141 %, indiquent une efficacité biologique globalement satisfaisante à excellente, pour la conversion de la matière organique en biomasse fongique. Ce résultat élevé s'explique par la forte teneur en eau du mycélium, généralement supérieure à 85–90 %, ce qui conduit à une masse fraîche récoltée dépassant la masse sèche du substrat utilisé au départ.

D'après Nabila Ghellaf et al. (2021) de l'Université de Béjaïa, des taux de conversion supérieurs à 100 % sont typiquement observés dans la culture de *Pleurotus ostreatus*. Cela traduit une absorption importante d'eau par le mycélium ainsi qu'une exploitation efficace des substrats lignocellulosiques (theses-algerie.com, univ-bejaia.dz). De même, Hadj Hafsi et Boudiaf (2022) de l'Université Mohamed Boudiaf – M'sila confirment que de tels taux reflètent une valorisation optimale des substrats, soutenue par une performance élevée en efficacité biologique (dspace.univ-msila.dz).

L'appréciation des performances des substrats ne doit pas se limiter aux seuls taux de conversion ; elle doit aussi intégrer des critères visuels et olfactifs, indispensables pour garantir la qualité du produit final en contexte de culture commerciale.

III.2.2. Performances sensorielles des substrats

Une visualisation radar des performances des différentes formulations du substrat à J0 (avant pasteurisation) et J15 (après colonisation). Pour approfondir cette analyse, une analyse en composantes principales (ACP) a été réalisée afin de mieux visualiser la distribution des produits selon leurs caractéristiques sensorielles à J0 et J15.

État initial des substrats (J0): Avant toute pasteurisation ou ensemencement, les différentes formulations de substrats présentent une absence totale de colonisation fongique, comme attendu, ce que confirme l'observation visuelle (**Figures 11**).



Figure 11: Photographies des différentes formulations de substrats (A à I) à J0

En revanche, des différences sensorielles notables ont été observées entre les formulations. Les formulations E, C et I se distinguent par une odeur désagréable et une couleur jaunâtre marquée. Alors que les autres formulations présentent des caractéristiques neutres ou modérément acceptables (**Figure 12**).

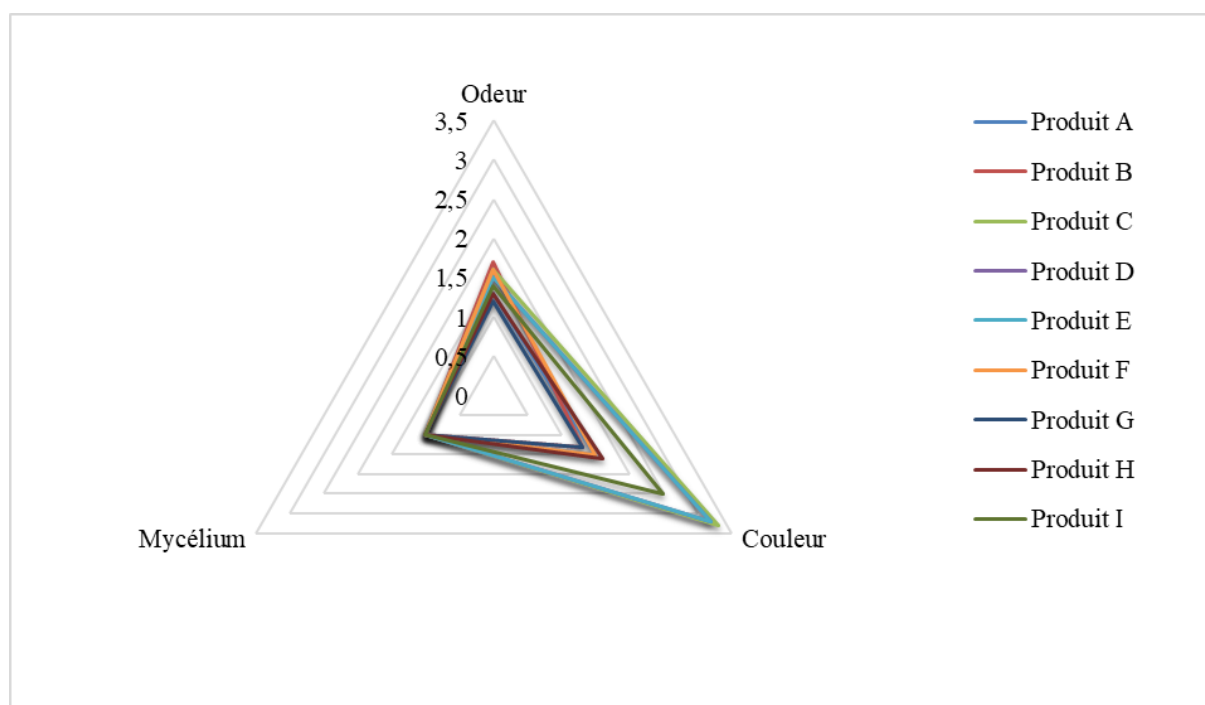


Figure 12: Radar des réponses sensorielles des différentes formulations de substrat (A à I) à J0 selon trois critères : odeur, couleur et développement mycélien.

L'analyse en composantes principales (ACP) (**Figure 13**) permet de représenter clairement cette hétérogénéité. L'axe principal F1, qui explique 64,53 % de la variance totale, est étroitement lié aux variables « odeur » et « couleur », éléments déterminants pour évaluer la qualité sensorielle initiale des substrats. L'axe secondaire F2, représentant 35,47 % de la variance, précise cette différenciation selon des variations sensorielles plus fines.

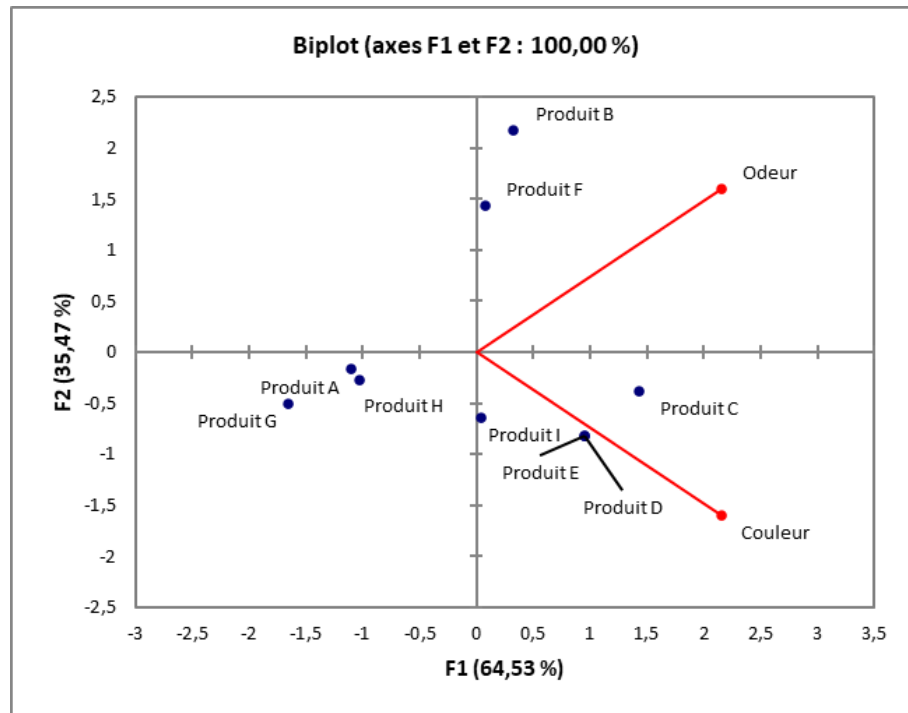


Figure 13: Analyse en composantes principales (ACP) des caractéristiques sensorielles (odeur et couleur) des substrats à l'état initial (J0).

Les formulations E, I et D, situées dans la direction des vecteurs correspondant à l'odeur et à la couleur, présentent une forte intensité olfactive et une teinte peu engageante. Ces caractéristiques peuvent être attribuées à leur composition, probablement riche en matières organiques en décomposition (fumier, paille partiellement compostée ou déchets végétaux), ce que Benameur et al. (2021), dans leur étude à l'université de Batna sur l'optimisation des substrats pour *Pleurotus ostreatus*, associent à une diminution de l'acceptabilité sensorielle.

À l'inverse, les substrats B, F et C, projetés à l'opposé de ces vecteurs dans l'ACP, témoignent d'une meilleure appréciation sensorielle. Cette observation est cohérente avec les résultats de Chaya et Hadjem (2019) de l'université de Constantine, qui ont montré que les substrats composés de sciure de bois et de son de blé offrent un profil sensoriel plus neutre, favorable au développement futur du mycélium.

L'ACP appliquée à l'état initial des substrats permet, non seulement de les classer selon leur qualité sensorielle, mais aussi d'orienter les ajustements de formulation. Les substrats jugés les plus agréables à ce stade (B, F, C) pourraient favoriser un développement mycélien plus efficace.

Au terme de la période d'incubation (J15): À J15, la situation change radicalement avec la croissance effective de *Pleurotus ostreatus* (**Figure 14**)

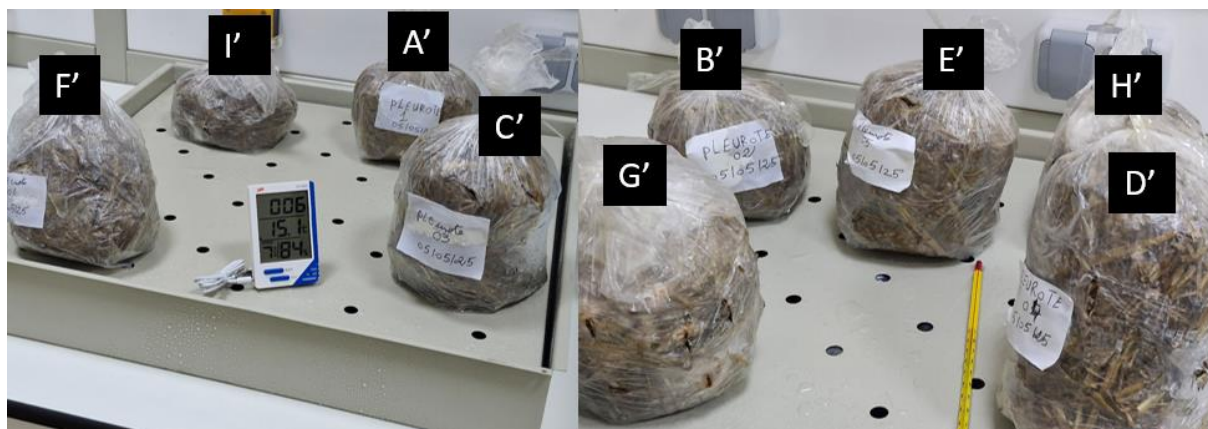


Figure 14: Photographies des différentes formulations de substrats (A à I) à J15

Plusieurs formulations présentent des améliorations significatives, tant sur le plan visuel qu'olfactif. Les formulations G' et H' affichent une odeur agréable et une forte colonisation mycélienne, avec une couleur homogène. À l'inverse, les formulations C' et I' conservent des notes faibles, traduisant une croissance incomplète ou un substrat inadapté (**Figure 15**).

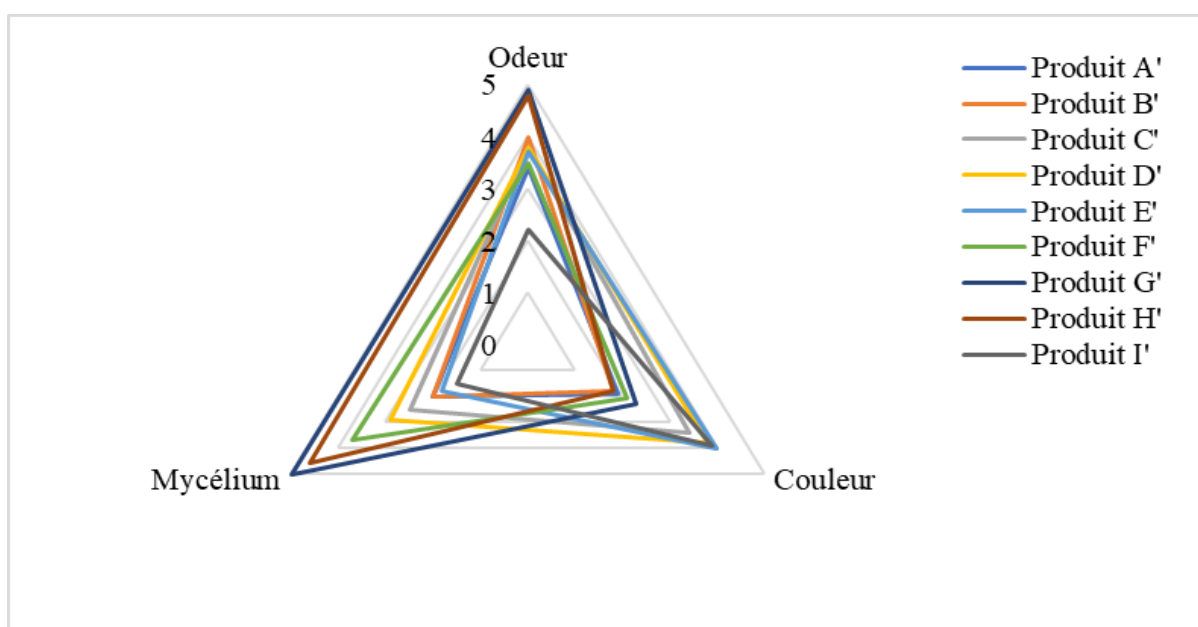


Figure 15. Radar des réponses sensorielles des différentes formulations de substrat (A' à I') à J15 après colonisation, selon trois critères : odeur, couleur et développement mycélien.

À J15, soit après la phase de colonisation fongique, l'analyse en composantes principales (ACP) (**Figure 16**) prend en compte un troisième critère déterminant : le développement du mycélium.

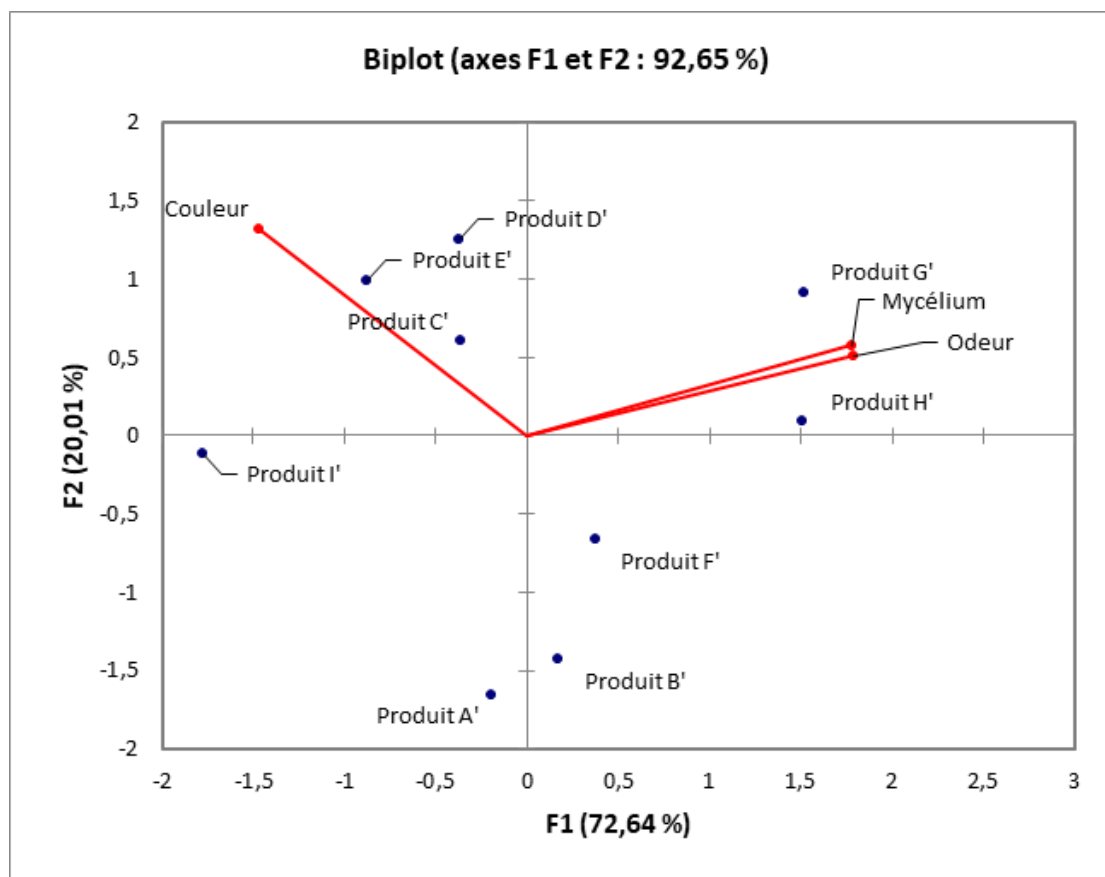


Figure 16 : Analyse en composantes principales (ACP) des substrats après colonisation (J15), selon les critères sensoriels (odeur, couleur) et le développement du mycélium.

Les deux premières composantes principales expliquent ensemble 92,65 % de la variance totale : F1 (72,64 %) est fortement influencée par le développement du mycélium et l'odeur, et permet de différencier les substrats selon leur aptitude à soutenir une croissance fongique saine. F2 (20,01 %) est davantage lié au critère couleur, traduisant des différences visuelles résiduelles après colonisation.

Les produits G' et H', situés dans la direction positive des vecteurs mycélium et odeur, présentent une bonne colonisation et une odeur caractéristique fongique, indiquant des conditions favorables à la fructification. En revanche, les substrats A', B' et I' sont positionnés à l'opposé des axes sensoriels positifs, ce qui reflète une colonisation faible ou inégale, accompagnée de caractéristiques organoleptiques moins favorables.

Ces résultats confirment que les critères qualitatifs, notamment l'odeur et la couleur, constituent des indicateurs fiables de la qualité du développement mycélien. Une odeur fraîche et une couleur blanche homogène sont généralement associées à un mycélium sain, tandis qu'une odeur désagréable ou des teintes brunâtres peuvent révéler une contamination ou un stress physiologique du champignon. Selon Hawrez (2018), l'aspect visuel et l'odeur des champignons dépendent directement de la nature du substrat, indépendamment du rendement. Par ailleurs, José Eduardo de Carvalho (2016) soulignent que la teneur en protéines et le rapport C/N du substrat influencent fortement la pureté visuelle et l'arôme du mycélium. Par ailleurs, Bekkari et Arif (2024), Ghellaf et al. (2021) soulignent également l'importance des critères qualitatifs, notamment l'odeur et la couleur, dans l'évaluation du bon développement du mycélium. Une odeur fraîche et neutre est généralement associée à un mycélium sain et actif, tandis qu'une odeur âcre ou désagréable peut indiquer une contamination. De même, une couleur blanche homogène reflète un bon état sanitaire, alors que des teintes brunâtres ou jaunâtres peuvent signaler une altération due à un stress environnemental ou à des agents pathogènes.

III.2. Comparaison des formulations de substrats issues du plan de mélange

III.2.1. Meilleure formulation expérimentale

Afin d'identifier le substrat optimal à base de fumier de volaille pour favoriser la croissance du mycélium de *Pleurotus ostreatus*, un plan de mélange a été mis en place en combinant trois composants : fumier de volaille traité, paille de blé et cendre de bois. Huit formulations ont été testées selon différentes proportions, et les réponses mesurées incluaient le rendement en mycélium (g), la colonisation visuelle (échelle de 1 à 5) et l'odeur (échelle de 1 à 5).

L'analyse des données a permis d'identifier la formulation n°7 (Fumier traité = 69,75 %, Paille = 29,75 %, Cendre = 0,5 %) comme étant la plus performante, avec un rendement en mycélium de 137,49 g, une colonisation visuelle maximale (5/5) et une odeur très agréable (5/5). La **figure 17** est une représentation graphique des trois proportions. La formulation n°7 (Produit G'), repérée dans la zone optimale, combine les meilleures performances.

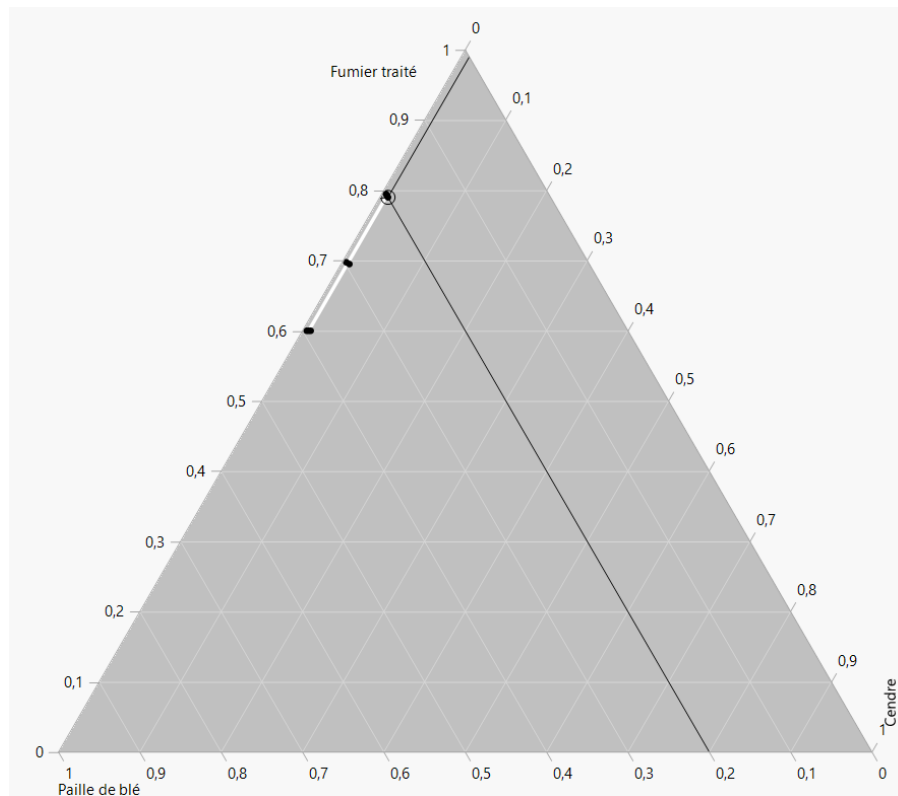


Figure 17: Diagramme ternaire des différentes formulations de substrat (A' à I') et zones optimales de rendement, de colonisation et odeur

III.2.2. Validation par modélisation prédictive

Un modèle de prédiction a été appliqué aux trois réponses, et les résultats modélisés sont cohérents avec les valeurs mesurées. La formulation G' reste la mieux classée, avec des valeurs prédites proches des expérimentales (Rendement prédit : 89,54 g, Colonisation visuelle prédite : 3,20, Odeur prédite : 4,10).

Tableau V: Données expérimentales et prédites pour les différentes formulations du substrat

Produit	Rendement en mycélium (g)	Colonisation visuelle	Odeur	Predicted Rendement en mycélium (g)	Predicted Colonisation visuelle	Predicted Odeur
Produit A'	57,39	2	3,4	86,03	3,01	3,81
Produit B'	55,51	2	4	92,93	3,28	4,04
Produit C'	69,49	2,5	3,8	79,44	2,85	3,94
Produit D'	82,49	2,9	3,8	86,16	3,11	4,17
Produit E'	49,63	1,8	3,7	82,80	2,98	4,05
Produit F'	108,93	3,7	3,5	89,48	3,14	3,92
Produit G'	137,49	5	4,9	89,54	3,20	4,10
Produit H'	128,18	4,6	4,8	82,74	2,93	3,87

III. 2. 3. Effet des composants : analyse de variance (ANOVA)

L'analyse de variance (ANOVA), basée sur le LogWorth, a été utilisée pour évaluer l'influence individuelle de chaque composant sur le rendement en mycélium. Comme présenté à la **Figure 18**.

Source	LogWorth		PValue
(Paille de blé-0,2)/0,195	3,641		0,00023
(Fumier traité-0,6)/0,195	3,575		0,00027
(Cendre-0,005)/0,195	0,088		0,81695

Figure 18: Effet statistique des trois composants sur le rendement en mycélium, colonisation visuelle et l'odeur.

La Figure 18 met en évidence l'impact différencié des trois composants du substrat sur le rendement en mycélium, la colonisation visuelle et l'odeur. L'analyse statistique révèle que le fumier traité ($p = 0,00027$) exerce un effet hautement significatif sur le rendement. Ce résultat s'explique par sa richesse en éléments nutritifs, notamment en azote, indispensable au développement du mycélium. En effet, comme le précisent Ndayegamiye et Seydoux (2008), l'azote contenu dans le fumier, principalement sous forme organique, est progressivement minéralisé par l'action des micro-organismes, le rendant disponible pour les cultures. Ces auteurs soulignent également que l'efficacité de cet azote dépend fortement de l'aération, un facteur que la paille contribue à améliorer en favorisant la pénétration des hyphes fongiques.

De même, la paille ($p = 0,00023$) montre également un effet significatif, probablement en raison de son rôle de structurant. Elle améliore la porosité du substrat, favorisant ainsi l'aération, la circulation de l'oxygène et la pénétration des hyphes fongiques, conditions essentielles pour le développement optimal de *Pleurotus ostreatus* (Elkanah, et al., 2022).

À l'inverse, la cendre ($p = 0,81695$) ne présente aucun effet significatif sur le rendement, suggérant que sa contribution dans les proportions testées reste marginale. Cette absence d'effet pourrait s'expliquer par sa faible valeur nutritive, son rôle se limitant principalement à la régulation du pH et à l'apport minéral, sans impact direct sur la croissance mycélienne dans les conditions expérimentales. En effet, Gueye et al. (2016) montrent que le pH influence la croissance mycélienne de *Trichoderma sp.*, avec un optimum autour de 5. Cela confirme que le pH peut affecter la croissance fongique, mais son rôle reste indirect, limité à des conditions spécifiques, sans effet nutritif propre.

Globalement, ces résultats confirment que l'optimisation du substrat repose sur un équilibre entre une source azotée efficace (fumier) et un support carboné structurant (paille), tandis que la cendre joue un rôle accessoire. Ces observations sont cohérentes avec la littérature, qui souligne l'importance d'un rapport C/N équilibré et d'une bonne porosité pour maximiser la croissance de *Pleurotus ostreatus* (Zied et al., 2011b; Royse, 2002a).

Conclusion

Conclusion

Ce travail avait pour objectif d'élaborer et de caractériser des substrats alternatifs à base de fumier de volaille, de paille de blé et de cendre de bois, en vue d'optimiser la culture de *Pleurotus ostreatus*. À travers une série d'analyses physico-chimiques, sensorielles et de performances biologiques, huit formulations expérimentales ont été évaluées et comparées, en mettant particulièrement l'accent sur la colonisation mycélienne.

Les résultats ont révélé que plusieurs formulations présentaient des propriétés physico-chimiques favorables à la croissance du mycélium : un pH ajusté autour de 7, une conductivité équilibrée (~1,5 mS/cm), une humidité standardisée à 70 %, une forte teneur en matière organique (~90 %) et une porosité adéquate. Ces conditions ont permis une colonisation rapide, homogène et visuellement satisfaisante, notamment dans les substrats G', H' et F'.

Les analyses sensorielles, appuyées par des représentations radar et une ACP, ont mis en évidence que les substrats les plus neutres ou agréables en termes d'odeur et de couleur sont également ceux qui favorisent le plus la colonisation. Ces critères se sont révélés être de bons indicateurs de la vitalité fongique.

La formulation G' (69,75 % fumier traité, 29,75 % paille, 0,5 % cendre) s'est distinguée par son rendement élevé en mycélium frais, sa colonisation complète (5/5) et une qualité sensorielle excellente. La modélisation prédictive et l'analyse de variance ont confirmé la pertinence de ce mélange et l'influence déterminante du fumier de volaille et de la paille.

Perspectives : Bien que cette étude ait porté principalement sur la phase de colonisation, il serait pertinent, dans la continuité de ce travail, d'évaluer le potentiel des substrats les plus prometteurs en phase de fructification, afin de valider leur efficacité jusqu'au stade final de production. L'impact des formulations sur le nombre de cycles de récolte, la qualité des sporophores, et la résistance aux contaminations devra également être étudié. À long terme, ces substrats optimisés pourraient être intégrés dans des filières de production locales, contribuant à la valorisation durable des déchets organiques et à la promotion de la myciculture comme alternative économique et écologique.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- Abella, J. A. 2023. "Carbon-to-Nitrogen Ratio and Substrate Supplementation in Pleurotus Cultivation." *Universal Journal of Agricultural Research* 11 (1): 158–65.
- Aiduang, Worawoot, Kritsana Jatuwong, Thatsanee Luangharn, Praween Jinanukul, Wandee Thamjaree, Thana Teeraphantuvat, Tanut Waroonkun, and Saisamorn Lumyong. 2024. "A Review Delving into the Factors Influencing Mycelium-Based Green Composites (MBCs) Production and Their Properties for Long-Term Sustainability Targets." *Biomimetics (Basel, Switzerland)* 9 (6): 337.
- Alexandratos, Nikos, and Jelle Bruinsma. 2012. "World Agriculture towards 2030/2050: The 2012 Revision."
- Argenson, C., J. Régis S Jourdain, and P. Et Vaysse. 1999. *L'olivier. Ed : Centre Technique Interprofessionnel Des Fruits et Légumes*.
- Arogo, J., P. W. Westerman, A. J. Heber, and W. P. Robarge. 2001. *Ammonia Emissions from Animal Feeding Operations*.
- Arogo, J., P. W. Westerman, A. J. Heber, W. P. Robarge, and J. J. Classen. 2001. *Ammonia in Animal Production - A Review*. Sacramento, CA: American Society of Agricultural and Biological Engineers.
- Autor, A. 2023. "Evaluation of Recycled Paperboard Properties and Characteristics." *Applied Sciences* 14 (4): 1661–85.
- Autor, B. 2023. "Sustainable Cement Composite Integrating Waste Cellulose Fibre: A Comprehensive Review." *Polymers* 15 (3): 520–40.
- Ballesteros, L. F., J. A. Teixeira, and I. Mussattos. 2014. "Chemical, Functional, and Structural Properties of Spent Coffee Grounds and Coffee Silver Skin." *FoodBioprocessTechnol* 7:3493–3350.
- Bellettini, Marcelo Barba, Fernanda Assumpção Fiorda, Helayne Aparecida Maieves, Gerson Lopes Teixeira, Suelen Ávila, Polyanna Silveira Hornung, Agenor Maccari Júnior, and Rosemary Hoffmann Ribani. 2019. "Factors Affecting Mushroom Pleurotus Spp." *Saudi Journal of Biological Sciences* 26 (4): 633–46.
- Bernal, M. P., J. A. Albuquerque, and R. Moral. 2009. "Composting of Animal Manures and Chemical Criteria for Compost Maturity Assessment. A Review." *Bioresource Technology* 100 (22): 5444–53.
- Boadu, Kwadwo Boakye, Rosemary Nsiah-Asante, Richard Tuffuor Antwi, Kwasi Adu Obirikorang, Rogerson Anokye, and Michael Ansong. 2023. "Influence of the Chemical Content of Sawdust on the Levels of Important Macronutrients and Ash Composition in Pearl Oyster Mushroom (Pleurotus Ostreatus)." *PloS One* 18 (6): e0287532.
- Bolan, Nanthi, Domy Adriano, and Santiago Mahimairaja. 2004. "Distribution and Bioavailability of Trace Elements in Livestock and Poultry Manure by-Products." *Critical Reviews in Environmental Science and Technology* 34 (3): 291–338.
- Campbell, A. C., and M. Racjan. 1999. "The Commercial Exploitation of the White Rot Fungus Lentinula Edodes (shiitake)." *International Biodeterioration & Biodegradation* 43 (3): 101–7.
- Campos, F. V., S. Camere, M. Montalti, E. Karana, K. Jansen, J. Dijksterhuis, P. Krijgsheld, and H. A. Wösten. 2019. "Fabrication Factors Influencing Mechanical, Moisture- and Water-Related Properties of Mycelium-Based Composites." *Materials & Design* 161:64–71.
- Chang, Shu-Ting. 1999. "World Production of Cultivated Edible and Medicinal Mushrooms in 1997 with Emphasis on Lentinus Edodes (berk.) Sing, in China." *International Journal of Medicinal Mushrooms* 1 (4): 291–300.
- Chang, S. T., and Philip G. Miles. 2004. *Mushrooms: Cultivation, Nutritional Value, Medicinal Effect, and Environmental Impact*. Taylor & Francis Group.
- Cohen, R., L. Persky, and Y. Hadar. 2002. "Biotechnological Applications and Potential of Wood-Degrading Mushrooms of the Genus Pleurotus." *Applied Microbiology and Biotechnology* 58 (5): 582–94.
- Commanday, Frank, and Joan M. Macy. 1985. "Effect of Substrate Nitrogen on Lignin Degradation by Pleurotus Ostreatus." *Archives of Microbiology* 142 (1): 61–65.

- Curvetto, N. R. 2002. "Effets de La Supplémentation Azotée Sur La Productivité de Pleurotus Ostreatus." *Exemple Fictif à Remplacer Par Données Réelles* 18:145–52.
- Delmas, J. 1989. "Les Champignons et Leur Culture : Culture Actuelle et Potentielle Des Champignons Supérieurs." *La Maison Rustique* 940.
- Desisa, B., D. Muleta, M. Jida, T. Dejene, A. Goshu, T. Negi, and P. Martin-Pinto. 2024. "Domestication of Wild-Growing Turkey Tail Mushroom (*Trametes Versicolor*) from Ethiopian Forests on Augmented Agro-Industrial Byproducts." *Mycological Progress* 23 (1).
- Desisa, Buzayehu, Diriba Muleta, Tatek Dejene, Mulissa Jida, Abayneh Goshu, and Pablo Martin-Pinto. 2023. "Substrate Optimization for Shiitake (*Lentinula Edodes* (berk.) Pegler) Mushroom Production in Ethiopia." *Journal of Fungi (Basel, Switzerland)* 9 (8). <https://doi.org/10.3390/jof9080811>.
- Dias, F. M., V. M. Scussel, and N. T. Pires. 2003. "Effect of Wheat Bran Supplementation on Substrate Composition and Pleurotus Sajor-Caju Production." *Journal of Applied Mycology* 7 (2): 45–52.
- Elkanah, F. A., M. A. Oke, and E. A. Adebayo. 2022. "Substrate Composition Effect on the Nutritional Quality of Pleurotus Ostreatus (MK751847) Fruiting Body." *Heliyon* 8 (11): e11841.
- Elsacker, E., S. Vandeloos, L. De Laet, and B. De Wilde. 2019. "Growing Environmental Friendly Building Materials from Mycelium and Cellulose Fibres: Investigating the Influence of Fibre Type." *International Journal of Life Cycle Assessment* 24:497–506.
- Emiru, B., T. A. Tadesse, and H. Kebede. 2017. "Effect of Substrate Moisture Content on the Yield and Yield Attributes of Pleurotus Ostreatus." *African Journal of Food, Agriculture, Nutrition and Development* 17 (2): 11203–18.
- Fan, L., A. Pandey, R. Mohan, C. R. Soccol, and S. Roussos. 2000. "Cultivation of Pleurotus Mushrooms on Lignocellulosic Residues." In *Advances in Solid-State Fermentation*, edited by S. Roussos, 431–45. Kluwer Academic/Plenum Publishers.
- Février, A., and F. Willequet. 2009. "Valorisation Par L'alimentation Animale." In *MOLETTA R. Les Traitements*.
- Galloway, James N., Alan R. Townsend, Jan Willem Erisman, Mateete Bekunda, Zucong Cai, John R. Freney, Luiz A. Martinelli, Sybil P. Seitzinger, and Mark A. Sutton. 2008. "Transformation of the Nitrogen Cycle: Recent Trends, Questions, and Potential Solutions." *Science (New York, N.Y.)* 320 (5878): 889–92.
- García, A., and J. Smith. 2022. "Sugarcane Bagasse into Value-Added Products: A Review." *Environmental Science and Pollution Research* 29 (7): 12345–67.
- Gazeau, G., F. Bouvard, and B. Leclerc. 2012. *Fientes de Volaille. (Matière Organique Fiche N°19) 2P. Maison Des Agriculteurs - 22 Rue Henri Pontier. Aix-en-Provence Cedex.*
- Gerber, Pierre, Pius Chilonda, Gianluca Franceschini, and Harald Menzi. 2005. "Geographical Determinants and Environmental Implications of Livestock Production Intensification in Asia." *Bioresource Technology* 96 (2): 263–76.
- Gerber, P., C. Opio, and H. Steinfeld. 2007. "Poultry Production and the Environment-a Review." In *Proceedings of the International Conference Poultry in the Twenty-First Century: Avian Influenza and Beyond*, 379–405.
- . 2013. *Poultry Production and the Environment - a Review. FAO, Animal Production and Health Division.*
- Gomgnimbou, A. P. K., K. Coulibaly, A. Sanon, B. B. Bacyé, B. H. Nacro, and P. M. Sedogo. 2016. "Study of the Nutrient Composition of Organic Fertilizers in the Zone of Bobo-Dioulasso (Burkina Faso)." *IJSRSET* 4 (2): 617–22.
- Grimm, Daniel, and Han A. B. Wösten. 2018. "Mushroom Cultivation in the Circular Economy." *Applied Microbiology and Biotechnology* 102 (18): 7795–7803.
- Gueye, N., M. A. Fall, B. S. Ndiaye, D. Sall, and T. A. Diop. 2016. "Influence in Vitro de Divers Facteurs Abiotiques (température, pH, Salinité) Sur La Croissance Mycélienne de Trois Souches Locales de Trichoderma Sp." *International Journal of Biological and Chemical Sciences* 10 (2): 456–67.
- Gume, A., L. Ojok, and J. B. L. Okullo. 2013. "The Effect of Substrate Composition and Moisture Content on the Growth and Yield of Oyster Mushroom (*Pleurotus Ostreatus*)." *Current Research Journal of Biological Sciences* 5 (5): 223–29.
- Gupta, G., and S. Charles. 1999. "Trace Elements in Soils Fertilized with Poultry Litter." *Poultry*

- Science* 78 (12): 1695–98.
- Haug, Rogertim. 2018. *The Practical Handbook of Compost Engineering*. London, England: Routledge.
- Hendriks, A. T. W. M., and G. Zeeman. 2009. “Pretreatments to Enhance the Digestibility of Lignocellulosic Biomass.” *Bioresource Technology* 100 (1): 10–18.
- Hoa, H. T., C. L. Wang, and C. H. Wang. 2015. “The Effects of Temperature, pH, and Nutritional Composition on Mycelial Growth and Fruiting Body Yield of *Pleurotus Ostreatus*.” *Mycobiology* 43 (1): 14–23.
- Hossain, I., M. D. Saifullah, and R. Chakraborty. 2018. “Influence of Substrate pH and Watering Frequency on the Growth of Oyster Mushroom (*Pleurotus Ostreatus*).” *International Journal of Plant Biology and Research* 6 (4): 1097–1104.
- Huang, Hua-Jiang, Shri Ramaswamy, Waleed Al-Dajani, Ulrike Tschirner, and Richard A. Cairncross. 2009. “Effect of Biomass Species and Plant Size on Cellulosic Ethanol: A Comparative Process and Economic Analysis.” *Biomass & Bioenergy* 33 (2): 234–46.
- Inthakoon, S. 2020. “Sugarcane Bagasse Pretreatment Methods for Ethanol Production.” In *Biofuel Production*. IntechOpen.
- Jiskani, M. M. 1999. “A Brief Outline <The Fungi (cultivation of Mushrooms).” *Izhar Pub. Tandojam, Pakistan* 94.
- Jones, M., T. Bhat, W. Pei, T. Huynh, and C. Wang. 2017. “A Comprehensive Framework for the Production of Mycelium-Based Lignocellulosic Composites.” *Science of the Total Environment* 598:1294–1304.
- Kirven, D. 1986. “Optimal EC Levels for Mushroom Growth Media.” *Journal of Applied Mycology* 2 (3): 112–18.
- Levanon, D., and O. Danai. 1995. “Electrical Conductivity Values of Spent Mushroom Substrate.” *Mushroom Science* 13 (1): 45–52.
- Mahari, Wan, W. A. Peng, W. Nam, W. L. Yang, H. Lee, X. Y. Lee, Y. K. Liew, et al. 2020. “A Review on Valorization of Oyster Mushroom and Waste Generated in the Mushroom Cultivation Industry.” *Journal of Hazardous Materials* 400 (5).
- Maher, M., S. Jordan, and C. Holozlu. 2000. “Electrical Conductivity Range for Healthy Spent Mushroom Substrates.” *Journal of Environmental Conditioning* 15 (4): 89–95.
- Mansour-Benamar, M. 2016a. “Valorisation de Résidus Agricoles Par La Culture de Deux Souches de Champignons Comestibles Du Genre *Pleurotus*.” *En Sciences Biologiques, Option Biologie Végétale, Département de Biologie, Faculté Des Sciences Biologiques et Des Sciences Agronomiques* 257.
- . 2016b. “Valorisation de Résidus Agricoles Par La Culture de Deux Souches de Champignons Comestibles Du Genre *Pleurotus* Thèse de Doctorat En Sciences Biologiques, Option Biologie Végétale.” *Faculté Des Sciences Biologiques et Des Sciences Agronomiques* 257.
- Medouni-Haroune, Lamia, Farid Zaidi, Sevastianos Roussos, Véronique Desseaux, Sonia Medouni-Adrar, and Mouloud Kecha. 2017. “Solid State Fermentation Based Olive Pomace Using *Streptomyces* Strains: A Preliminary Study.” *Asian Journal of Biotechnology and Bioresource Technology* 2 (1): 1–9.
- Moon, R. J., A. Martini, J. Nairn, J. Simonsen, and J. Youngblood. 2011. *Cellulose Nanomaterials. Structure, Properties and Nanocomposites*. Chem.
- Ndayegamiye, A., and S. Seydoux. 2008. *Optimiser L’efficacité de L’azote Des Fumiers*.
- Noble, Ralph, Meghann Thai, and Michael A. Kertesz. 2024. “Nitrogen Balance and Supply in Australasian Mushroom Composts.” *Applied Microbiology and Biotechnology* 108 (1): 151.
- Nunes, Mateus Dias, José Maria Rodrigues Da Luz, Sirlaine Albino Paes, João Júlio Oliveira Ribeiro, Marliane de Cássia Soares da Silva, and Maria Catarina Megumi Kasuya. 2012. “Nitrogen Supplementation on the Productivity and the Chemical Composition of Oyster Mushroom.” *Journal of Food Research* 1 (2). <https://doi.org/10.5539/jfr.v1n2p113>.
- Oei, P. 1993. *La Culture Des Champignons Collection « Le Point Sur » Guide Technique Traduction Christine Nédelec*.
- . 2003. *Mushroom Cultivation-Appropriate Technology for Mushroom Growers (Third Edition)*. Backhuys Publishers, Leiden. Netherland.
- Oei, Peter, and Bram Nieuwenhuijzen. 2005. *La Culture Des Champignons à Petite échelle: Pleurotes, Shiitakes et Auriculaires*. Agromisa.

- Onyango, B. W. 2016. "The Effects of Different Substrates on the Growth, Yield, and Substrate Carbon-to-Nitrogen Ratio of *Pleurotus Ostreatus*." **Agricultural Mycology Journal** 12 (2): 34–45.
- Pan, X., K. Wang, M. Chen, and J. Liu. 2023. "Chemical Composition of Range Legumes Residues: Implications for Their Biodegradation." *Preprints*, no. 10.
- Pathmashini, L., V. Arulnandhy, and W. Wilson. 2008. "Effect of Different Substrates on the Growth and Yield of Oyster Mushroom (*Pleurotus Ostreatus*)." *Tropical Agricultural Research and Extension* 11:39–42.
- Philippoussis, A. N. 2009. *Production of Mushrooms Using Agro-Industrial Residues as Substrates*. Edited by A. Pandey. Springer Science+Business Media B.
- Philippoussis, Antonios N. 2009. "Production of Mushrooms Using Agro-Industrial Residues as Substrates." In *Biotechnology for Agro-Industrial Residues Utilisation*, 163–96. Dordrecht: Springer Netherlands.
- Poppe, J. 2004. "Agricultural Wastes as Substrate for Oyster Mushroom." In *Mushroom Growers' Handbook 1: Oyster Mushroom Cultivation*, edited by M. R. D. Zadrazil R, 27–33.
- Rai, R. D., T. Arumuganathan, and P. M. Paul. 2005. "Technological Advances in Mushroom Cultivation." *National Research Centre for Mushroom*.
- Rashid, H. M., I. A. Abed, and M. N. Owaid. 2018. "Mycelia Growth Performance of *Agaricus Bisporus* in Culture Media of Composts Supplemented with *Sesbania Sesban* Straw and Phosphate Rock." *Current Research in Environmental & Applied Mycology* 8 (3): 323–30.
- Rathore, R., S. Paul, and S. K. Sharma. 2012. "Effect of Physical and Chemical Properties of Compost on Yield of Oyster Mushroom." *African Journal of Agricultural Research* 7 (46): 6162–66.
- Royse, D. J. 2002a. "Influence of Spawn Rate and Commercial Delayed Release Nutrient Levels on *Pleurotus Cornucopiae* (oyster Mushroom) Yield, Size, and Time to Production." *Applied Microbiology and Biotechnology* 58 (4): 527–31.
- . 2002b. "Influence of Spawn Rate and Commercial Delayed Release Nutrient Levels on *Pleurotus Cornucopiae* Yield, Earliness and Biological Efficiency." *Applied Microbiology and Biotechnology* 58 (4): 527–31.
- Salama, A., A. Abdou, A. Helaly, and E. Salem. 2019. "Effect of Different Nutritional Supplements on the Productivity and Quality of Oyster Mushroom (*Pleurotus Ostreatus*)." *Al-Azhar Journal of Agricultural Research* 44 (2): 12–23.
- Salminen, E., and J. Rintala. 2002. "Anaerobic Digestion of Organic Solid Poultry Slaughterhouse Waste - a Review." *Bioresource Technology* 83:13–26.
- Sharma, H. S. S., M. Kilpatrick, and G. Lyons. 2020. "Biological Efficiency and Substrate Utilization of Oyster Mushroom (*Pleurotus Ostreatus*) on Different Lignocellulosic Wastes." *Waste and Biomass Valorization* 11:5105–14.
- Singh, Roop, Kalpna Yadav, Karan Singh, and Gagandeep Singh. n.d. "Cultivation of Oyster Mushroom: A Review." Accessed June 14, 2025. <https://www.researchtrend.net/bfij/pdf/Cultivation-of-Oyster-Mushroom-A-Review-Sarita-67.pdf>.
- Singh, R., R. A. Pandey, and A. K. Mishra. 2008. "Influence of Nitrogen Supplements on Growth and Enzyme Activities in *Pleurotus* Spp." *Mycological Research* 112 (6): 733–40.
- Siqueira, G., A. F. Milanez, and C. A. Souza. 2021. "Physical Structure and Chemical Composition of Sugarcane Bagasse Fiber." *Agricultural Residues Journal* 18 (2): 95–104.
- Stamets, P. 2005. *Mycelium Running: How Mushrooms Can Help Save the World*. Ten Speed Press.
- Sutton, M. A., C. M. Howard, J. W. Erisman, G. Billen, A. Bleeker, P. Grennfelt, and Grizzetti. 2011. *The European Nitrogen Assessment: Sources, Effects and Policy Perspectives*. Cambridge University Press.
- Trenkel, M. E. 2010. "Slow- and Controlled-Release and Stabilized Fertilizers: An Option for Enhancing Nutrient Use Efficiency in Agriculture." *International Fertilizer Industry Association*.
- Urban, A. F. 2004. "Produção de Cogumelos Por Meio de Tecnologia Chinesa Modificada." In *Embrapa Recursos Genéticos E Desenvolvimento*. Brasília.
- Van Ginkel, J. T., P. A. C. Raats, and I. A. Van Haneghem. 1999. "Bulk Density and Porosity Distributions in a Compost Pile." *NJAS* 47 (2): 105–21.
- Wang, H., S. T. Chang, and P. G. Miles. 2001. "Effects of Wheat Bran Supplementation on Yield and Enzyme Production of *Pleurotus Ostreatus*." *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 49 (1):

223–28.

- Wiesnerová, L., T. Hřebečková, I. Jablonský, and M. Koudela. 2023. “Effect of Different Water Contents in the Substrate on Cultivation of *Pleurotus Ostreatus*.” *Folia Horticulturae* 34 (3): 1–7.
- Yang, Libin, Daekwon Park, and Zhao Qin. 2021. “Material Function of Mycelium-Based Bio-Composite: A Review.” *Frontiers in Materials* 8 (September). <https://doi.org/10.3389/fmats.2021.737377>.
- Zadrazil, F. 1980. “Influence of Ammonium Nitrate and Organic Supplements on the Yield of *Pleurotus Sajor Caju* (Fr.) Sing.” *European Journal of Applied Microbiology and Biotechnology* 9 (1): 31–35.
- Zadrazil, F., and K. Grabbe. 1983. “The Biology of *Pleurotus* Cultivation in Tropical Developing Countries.” *Mushroom Journal for the Tropics* 3:9–30.
- Zhang, L., H. Chen, and Y. Li. 2019. “Organic Matter Optimization in Mushroom Substrates: Effects on Growth and Yield of *Pleurotus Ostreatus*.” *Journal of Agricultural Science* 12 (3): 45–52.
- Zhang, L., Y. Liu, and J. Xu. 2022. “Crop Residue Heterogeneity: Decomposition by Indigenous Lignocellulolytic Microbes and Enzymatic Profiling.” *Bioenergy Research* 15 (4): 1100–1115.
- Zhang, R. H., B. J. He, and M. Fang. 2002. *Compost Engineering: Principles and Practice*. CRC Press.
- Zhang, R., and X. Sun. 2002. “Composting of Agricultural Wastes by Fungi: Effects on Compost pH and Nutrient Content.” *Bioresource Technology* 84 (1): 81–85.
- Zied, D. C., A. Pardo-Giménez, and M. T. A. Minihoni. 2011a. “Use of Composted Agricultural Wastes in *Agaricus Bisporus* Cultivation.” *Brazilian Journal of Microbiology* 42 (4): 1322–31.
- . 2011b. “Use of Different Supplements in the Cultivation of *Pleurotus Ostreatus* on Sugarcane Bagasse and Sugarcane Tops.” *Brazilian Journal of Microbiology* 42 (1): 234–42.

Annexes

Annexe 2 : Principales sources de carbone utilisées pour la culture de *P. ostreatus* avec leurs compositions

Source carbonée	Composition principale	Particularités	Références
Paille de blé	cellulose 34-40 % hémicellulose 30–35 %, lignine 14–15 %	Sous-produit courant , très disponible, faible teneur en azote	(Février and Willequet 2009)
Sciure de bois	Carbone total 60,8% azote 0,9% Hémicellulose 16-30% lignine 12-33%	Riche en lignocellulose, nécessite un complément azoté	(Boadu et al. 2023)
Marc de café	Hémicellulose 39,9 %, lignine 23,9 %, protéines 17,4 %, C/N $\approx$ 16,9	Résidu agro-industriel riche, biodégradable, partiellement azoté	(Ballesteros, Teixeira, and Mussattos 2014)
Carton recyclé	Cellulose 31,7 %, lignin 10,4 , colophane, pigments	Riche en carbone, nécessite un traitement préalable (désencollage, découpe).	(A. Autor 2023; B. Autor 2023)
Bagasse de canne à sucre	Cellulose 35–50 %, hémicellulose 20–35 %, lignine 10-25 %	Déchet de l'industrie sucrière, bon substrat en mélange	(Siqueira, Milanez, and Souza 2021; García and Smith 2022)
Tiges de maïs	Cellulose $\sim$ 37-45 %, hémicellulose $\sim$ 20-30 %, lignine $\sim$ 08-20 %	Substrat saisonnier disponible en milieu rural	(Huang et al. 2009) (Hendriks and Zeeman 2009)

Annexe 1 : Principales sources d'azote utilisées dans la formulation des substrats pour *P. ostreatus* avec leurs caractéristiques physico-chimiques.

Source azotée	Caractéristiques chimiques	Particularités	Références
Urée	Azote total 46 % (forme minérale)	Très soluble, effet rapide, nécessite dosage précis pour éviter la toxicité	(Trenkel 2010)
Ammonitrate (NH ₄ NO ₃)	Azote total 34 %	Fréquemment utilisé en agriculture ; assimilation rapide	(Galloway et al. 2008; Sutton et al. 2011)
Son de blé	Azote total 2-3%	Source azotée organique équilibrée, améliore la structure du substrat	(Bellettini et al. 2019; R. Singh, Pandey, and Mishra 2008)
Résidus de légumineuses	Azote variable (11–18 %), cellulose ~10-17 %, lignine 06-10%	Bonne biodégradabilité, libération lente de l'azote	(Pan et al. 2023; L. Zhang, Liu, and Xu 2022)

Résumé

Ce travail a porté sur l'élaboration et la caractérisation de substrats alternatifs à base de fumier de volaille, de paille de blé et de cendre de bois pour la culture du champignon comestible *Pleurotus ostreatus*. Huit formulations expérimentales ont été testées et analysées à travers des paramètres physico-chimiques, sensoriels et biologiques, en mettant l'accent sur la colonisation mycélienne. Les résultats ont montré que les substrats ayant un pH neutre, une humidité de 70 %, une forte teneur en matière organique et une bonne porosité favorisent une colonisation rapide et homogène. La formulation optimale (69,75 % fumier traité, 29,75 % paille, 0,5 % cendre) a permis d'obtenir le meilleur rendement en mycélium, une colonisation maximale et une odeur agréable. L'analyse statistique a confirmé l'effet significatif du fumier et de la paille sur la croissance fongique. En perspective, une évaluation en phase de fructification est nécessaire pour confirmer le potentiel productif de ces substrats et leur intégration dans des systèmes de valorisation des déchets agricoles.

Mots clés : *Pleurotus ostreatus*, substrats alternatifs, fumier de volaille, paille de blé, cendre de bois, colonisation mycélienne, paramètres physico-chimiques, rendement en mycélium, valorisation des déchets agricoles.

المخلص

يهدف هذا العمل إلى إعداد وتوصيف ركائز بديلة تعتمد على فضلات الدواجن، تبن القمح ورماد الخشب لزراعة فطر *Pleurotus ostreatus*. تم اختبار ثماني تركيبات تجريبية وتحليلها من خلال معايير فيزيائية-كيميائية، حسية وبيولوجية، مع التركيز بشكل خاص على مرحلة استيطان الميسيليوم. أظهرت النتائج أن الركائز ذات الرقم الهيدروجيني المحايد، والرطوبة المعيارية عند 70٪، والمحتوى العالي من المادة العضوية، والمسامية الجيدة، تشجع على استيطان سريع ومتجانس. وُجدت التركيبة المثلى (69,75٪ فضلات دواجن معالجة، 29,75٪ تبن، 0,5٪ رماد) الأفضل من حيث الإنتاج، الإستيطان والرائحة. أكدت التحليلات الإحصائية التأثير المهم لفضلات الدواجن والتبن على نمو الفطر. وفي إطار الآفاق المستقبلية، يُقترح تقييم هذه الركائز خلال مرحلة الإثمار لتأكيد قدرتها الإنتاجية وإدماجها في أنظمة تثمين النفايات الزراعية.

الكلمات المفتاحية: فطر المحار ، ركائز بديلة، فضلات الدواجن، تبن القمح، رماد الخشب، استيطان الميسيليوم، الخصائص الفيزيائية والكيميائية، مردودية الميسيليوم، تثمين النفايات الزراعية.