

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE MOULOUD MAMMARI DE TIZI-OUZOU
FACULTE DES SCIENCES BIOLOGIQUES ET DES SCIENCES AGRONOMIQUES
DEPARTEMENT D'AGRONOMIE



Mémoire

En vue de l'obtention du diplôme de Master en Sciences Agronomiques

Spécialité : Production Végétale

Thème

9

**Contribution à la culture de deux champignons comestibles le Pleurote
(*Pleurotus ostreatus*) et le champignon de paris (*Agaricus bisporus*) sur
différents substrats alternatifs.**

Soutenu le **02 / 07 / 2025**

Présenté par : KELFAOUI Kenza

SLIMANI Soraya

Soutenu devant le jury :

Présidente :	M^{lle} AISSAOUI. F.	MCB	UMMTO
Promotrice :	M^{me} TALEB- TOUDERT K.	MCA	UMMTO
Copromotrice :	M^{me} DJOUBER- TOUDERT F.	MCB	UMMTO
Examinatrice :	M MEDJBER D.	MCB	UMMTO
Invitée :	M^{lle} LAMINE O.		

Année universitaire : 2024 / 2025

Remerciements

Tout d'abord, nous remercions Dieu tout puissant de nous avoir données la force, le courage, la persistance pour avoir permis à la mienne de suivre la bonne voie, celle de la foi et du savoir et pour nous avoir guidées et soutenues et nous a permis d'exploiter les moyens disponibles à fin d'accomplir ce modeste travail.

*Nous tenons à remercier vivement notre promotrice **M^{me} Taleb-Toudert K. MCA** à l'UMMTO, pour avoir accepté de nous encadrer et nous guider dans la réalisation de mémoire.*

*Nous adressons nos sincères remerciements à notre Co-promotrice **M^{me} Djouber-Toudert F. MCB** à l'UMMTO, pour nous avoir guidées, conseillées et suivies attentivement notre travail et ses encouragements constants tout au long de la réalisation de ce mémoire.*

Notre gratitude va aussi à tous les membres du jury qui, ont accepté de porter un jugement à ce mémoire :

***M^{lle} Aissaoui F. MCB** à L'UMMTO, d'avoir accepté de présider notre jury ;*

***M. Medjber D. MCB** à l'UMMTO, d'avoir accepté d'examiner notre travail.*

Nous remercions également M^{lle} Lamine O. pour son aide et ses encouragements, sans oublier Monsieur Ait Medjeber Mohand Sadek et Monsieur Ben Youb Mazigh pour leur aide et leurs encouragements. De plus, nous les remercions de nous avoir fait profiter de leurs connaissances sur les champignons comestibles. Leurs soutiens nous ont permis d'exploiter et d'accomplir ce modeste travail.

Un grand merci à tous ceux qui nous ont aidés de près ou de loin dans l'accomplissement de ce travail.

DÉDICACES

Je dédie ce mémoire

À mes parents bien-aimés MOUHAMED ET NADIA, mes piliers, mes modèles,
Merci pour vos sacrifices silencieux, vos prières discrètes, vos encouragements tendres et votre amour inconditionnel.
Vous êtes ceux qui m'ont porté quand je faiblissais, éclairé quand le chemin s'assombrissait.
Vous êtes la source de ma force et l'origine de toute réussite.
Ce mémoire est votre victoire autant que la mienne.

À mes frères et sœurs, HAYET, SARAH, MERIEM, LYNDIA, AZIZ, ALI, ADEL
Merci pour votre présence, vos regards complices, vos mots sincères, et vos silences réconfortants.
Vous êtes les battements calmes de ma force intérieure, les témoins discrets de mes luttes et de mes triomphes.

À ma chère tante, DJEDJIGA
Ta tendresse, ta sagesse, ton écoute et ton amour ont toujours été des repères pour moi.
Tu es cette présence rassurante qui a su jouer mille rôles avec une bonté infinie.
Merci d'avoir cru en moi plus d'une fois, même quand je doutais de moi-même.

A mes chères TASSADIT, L'HOCINE, KENZA, KAMELIA, AMEL
Des personnes précieuses à mon cœur, dont la présence, l'affection, les mots bienveillants et les encouragements ont été
pour moi une source inestimable de motivation.
Merci d'avoir cru en moi, même dans les moments où je doutais. Merci pour votre lumière dans les instants sombres,
pour votre joie dans les moments de fatigue, pour vos encouragements.

À mes grands-parents,
Merci pour les valeurs que vous avez transmises, pour l'exemple de courage, de dignité et d'humanité que vous m'avez
laissé.
Vous avez planté en moi les racines solides sur lesquelles j'ai bâti mon chemin.

À ma grand-mère adorée,
Qu'Allah l'enveloppe de Sa miséricorde et lui accorde la plus belle des places au Paradis.
Tu n'es plus là physiquement, mais ton amour continue de m'accompagner.
Ta voix résonne dans mes prières, ton souvenir apaise mes peines, et ta mémoire donne un sens plus profond à mes
réussites.
Ce travail te rend hommage.

À ma moitié,
Merci d'avoir été là, inlassablement.
Ta patience, ton soutien, ton amour silencieux mais constant ont été une lumière dans mes nuits d'épuisement.
Tu as su me relever quand je sombrais, me recentrer quand je me dispersais.
Ce mémoire porte aussi ton empreinte, discrète mais essentielle.

A mon oncle ABDENNOURE et ma tante DJAMILA et toutes ma familles KELFAOUI et MOULOUDJ grands et petits

**À mes amies : IMANE, HAMIDA, RAHIMA, SOUMIA, IKRAM, SARAH, HASSIBA, FERIEL, RIMA et
KAMILIA**

Merci pour votre présence, votre bienveillance et votre soutien inconditionnel.
Dans les moments de doute comme dans les instants de joie, vous avez été là, avec vos mots, vos sourires et votre amitié
sincère.

À ma précieuse binôme,
Toi avec qui j'ai partagé ce parcours académique intense, entre sueur, rires et remises en question.
Merci pour ta rigueur, ta confiance, ton amitié, et cette complicité qui a fait de chaque difficulté une aventure partagée.
Nous avons grandi ensemble dans ce chemin, et ce mémoire est le fruit de cette belle alliance.
Enfin, à toutes les personnes qui, de près ou de loin, ont croisé mon chemin, tendu une main, glissé un mot
d'encouragement, partagé une prière, une idée, une lumière
Recevez ma profonde gratitude.

KENZA

DÉDICACES

Je dédie ce mémoire à mes chers parents qui ont été toujours à mes côtés et m'ont toujours soutenu
tout au long de ces longues années d'études.

Quoi que je fasse ou que je dise, je ne saurai point vous remercier comme il se doit, merci !

À ma sœur Naima et mes frères : Hamza, Amar, Nacer pour votre amour inconditionnel, votre
compréhension et votre soutien indéfectible qui m'ont permis de surmonter les défis.

À toute ma famille, pour vos encouragements constants et votre présence réconfortante qui m'ont
motivée à poursuivre mes rêves,

Et À toutes mes amies, pour votre amitié précieuse, vos rires partagés et votre aide inestimable dans
les moments difficiles.

À tous les gens qui me connaissent et que je connais, et ceux qui me sont chers, aux personnes qui
m'ont aidé et encouragé de près ou de loin, qui étaient toujours à mes côtés et qui m'ont
accompagné durant mon chemin d'études.

SORAYA

Tableau 1. Composition chimique de <i>Pleurotus ostreatus</i> (Blandeau, 2012).....	10
Tableau 2. Les micronutriments d' <i>Agaricus bisporus</i>	17
Tableau 3. Composition chimique du marc de café (source : Chuck, 2019)	24
Tableau 4. Valeurs indicatives des caractéristiques chimiques de la paille de blé (Source : Février & Willequet (2009)).....	25
Tableau 5. Caractéristiques chimiques du grignon d'olives (Source : Mansour-Benamar et al, 2013)	26
Tableau 6. Répartition moyenne des composés chimiques dans bois feuillus et résineux (% en poids) (source : Avat, 1993)	27
Tableau 7. Composition moyenne de fumiers en humidité, MS, MO, MM (Gailibardy et al ,2009)...	28
Tableau 8. La composition chimique de fiente de poule pondreuse séchée (selon Chabalier et al ,2006)	30
Tableau 9. Représente les températures de marc de café pendant la pasteurisation	35
Tableau 10. Représente les températures de grignon d'olive pendant la pasteurisation	36
Tableau 11. Résultats physicochimiques des pleurotes	56
Tableau 12. Résultats des paramètres biochimiques obtenus sont présentés dans le tableau suivant..	57

Figure 1.Cycle de vie du pleurotus ostriatus-----	8
Figure 2.Morphologie d'Agaricus bisporus (Feedrochinko, 2004) -----	15
Figure 3.Cycle de la vie de champignon de paris (Esser, 1979).-----	16
Figure 4. Marc du café (originale ,2025)-----	23
Figure 5. Paille de blé (originale, 2025)-----	25
Figure 6. Grignon d'olive (origine, 2025) -----	26
Figure 7. Sciure de bois (originale,2025) -----	27
Figure 8. Fumier de cheval (originale,2025) -----	28
Figure 9. Fiente de volaille (originale, 2025). -----	29
Figure 10. Mycélium de pleurote (Originale, 2025)-----	32
Figure 11. Découpage de la paille du blé (originale 2025). -----	33
Figure 12 . Etapes de pasteurisation du paille de blé (originale, 2025) -----	34
Figure 13. Etapes de pasteurisation du coupeaux de bois (originale,2025)-----	34
Figure 14. Etapes de pasteurisation du grignon d'olive (originale,2025)-----	35
Figure 15. Etapes de pasteurisation du marc de café (originale,2025) -----	35
Figure 16. Egouttage du la paille de blé (Originale, 2015)-----	36
Figure 17 . Egouttage du coupeaux de bois (originale, 2025) -----	36
Figure 18. Egouttage du marc de café-----	37
Figure 19. Egouttage du grignon d'olive (Originale , 2024)-----	37
Figure 20. Etapes de lardage de la paille de blé (originale,2025) -----	38
Figure 21. Etapes de lardage des coupeaux de bois(originale,2025) -----	39
Figure 22. Etapes de lardage du marc de café (originale,2025) -----	39
Figure 23. Etapes de lardage du grignon d'olive (originale, 2025) -----	39
Figure 24. Chauffage réglable (originale, 2025)-----	40
Figure 25. Hygromètre (originale, 2025)-----	40
Figure 26. Début d'incubation des cultures. (Originale,2025)-----	40
Figure 27. Fin d'incubation des cultures (originale,2025) -----	41
Figure 28. Choque thermique (originale, 2025)-----	41
Figure 29. Humidification des cultures à l'aide d'un humidificateur (originale,2025) -----	42
Figure 30. Différentes stades de fructification des pleurotes (originale,2025) -----	43
Figure 31. Récolte des champignons de pleurote sur la paille de blé(originale,2025)-----	44
Figure 32. Contamination des cultures des champignons marc de café, grignon d'olive et coupeaux de bois (originale,2025). -----	44
Figure 33. Mycélium des blancs de paris. (Originale, 2025)-----	45

Figure 34. Nettoyage et préparation du lieu de compostage (Originale, 2025) -----	46
Figure 35. Preparation de composte(originale, 2025)-----	47
Figure 36. Pasteurisation et fermentation post-pasteurisation (originale, 2025) -----	49
Figure 37. Déférentes étapes de phase d'inoculation (originale, 2025) -----	50
Figure 38. Chambre d'incubation (Originale, 2025) -----	51
Figure 39. Apparition des petits vers lors de l'incubation (Originale, 2025)-----	51
Figure 40. Détermination du ph des pleurotes (Original, 2025)-----	52
Figure 41. Les étapes de préparation de l'infusée (Originale, 2025) -----	54

<i>Introduction</i>	1
Chapitre I	
Synthèse Bibliographique	
I. Généralités sur les champignons	2
I.1. Définition des champignons	2
I.1.1. Habitat des champignons et les facteurs qui influencent leur distribution	2
I.1.2. Cycle de vie des champignons	3
I.2. Classification des champignons	4
I.2.1. Champignons inférieurs (micromycètes ou myxomycètes)	4
I.2.2. Champignons supérieurs (macromycètes).....	4
I.3. Etapes d'Identification des champignons	4
I.4. Champignons comestibles et champignons toxiques	5
I.4.1 Les champignons Toxiques	5
I.4.2 Champignons comestibles	5
I.5.1. Principales espèces comestibles cultivées dans le monde.....	6
I.5.1.1. Shiitaké (<i>Lentinula edodes</i>) :	6
I.5.1.2. Pied-bleu (<i>Lepista nuda</i>) :	6
I.5.1.3. Champignon de Paris (<i>Agaricus bisporus</i>) :	6
I.5.1.4. Pleurotes (<i>Pleurotus spp.</i>) :	6
II. Présentation de <i>Pleurotus Ostreatus</i>	6
II.1. Description de <i>Pleurotus ostreatus</i>	6
II.2. Classification taxonomique	7
II.3. Morphologie et physiologie de <i>Pleurotus ostriatus</i>	7
II.4. Cycle de vie de <i>pleurotes ostreatus</i>	8
II.5. Mode de vie de <i>Pleurotus ostreatus</i>	9
II.6. Les facteurs physico-chimiques influents sur la croissance et la fructification de <i>pleurotus ostreatus</i>	9
II.6.1. Carbone.....	9
II.6.2. Lumière.....	9
II.6.3. Eléments minéraux.....	9
II.6.4. Humidité	9
II.6.5. Température	9
II.6.6. L'acidité du milieu ou pH	9
II.7. La composition chimique de <i>Pleurotus ostreatus</i>	9

II.10. Répartition géographique de <i>pleurotus ustriatus</i>	10
II.11. Intérêts de <i>Pleurotus ostreatus</i>	10
II.8. Demande et offre de <i>Pleurotus ostreatus</i> sur le marché	11
II.8.1 Marché mondial	11
II.8.2 Marché algérien	12
III. présentation du champignon de paris (<i>Agaricus bisporus</i>).....	13
III.1. Description d' <i>Agaricus bisporus</i>	13
III.2. Classification taxonomique d' <i>Agaricus bisporus</i>	13
III.3. Origine et histoire de la culture d' <i>Agaricus bisporus</i>	14
III.4. Morphologie et physiologie d' <i>Agaricus bisporus</i>	14
III.5. Cycle de vie d' <i>Agaricus bisporus</i>	15
III.6. Besoins nutritifs d' <i>Agaricus bisporus</i>	16
III.6.1. Les macronutriments essentiels	16
III.6.3. Facteurs organiques spécifiques	18
III.6.4. Eau et l'humidité.....	18
III.6.5. Suppléments nutritifs du substrat	18
III.7. Facteurs physico-chimiques influant sur la croissance et la fructification d' <i>Agaricus bisporus</i> :	18
III.7.1. Température.....	18
III.7.2. Humidité relative de l'air	19
III.7.3. pH du substrat :.....	19
III.7.4. Teneur en CO ₂ (dioxyde de carbone)	19
III.7.5. Lumière	19
III.7.6. Teneur en eau du substrat (compost).....	19
III.7.7. Composition chimique du substrat	20
III.7.8. Conductivité électrique (EC) et salinité.....	20
III.8. Intérêts d' <i>Agaricus bisporus</i>	20
III.8.1. Valeur nutritive.....	20
III.8.2. Saveur.....	20
III.8.3. Propriétés pharmacologiques	21
III.8.4. Intérêts économiques et écologiques	21
III.9. Demande et offre sur le marché	22
III.9.1. Marché mondial	22
III.9.2. Marché algérien	22
IV. Valorisation des déchets agricoles dans la culture des champignons	23

IV.1. Introduction aux substrats agricoles alternatifs	23
IV.2. Le marc de café.....	23
IV.2.1. Définition du marc de café.....	23
IV.2.5. Valorisation en tant que substrat	24
IV.3. La paille de blé.....	25
IV.3.1. Définition de la paille de blé	25
IV.3.2. Composition chimique du paille de blé	25
IV.3.5. Valorisation en tant que substrat	25
IV.4. Le grignon d'olive.....	26
IV.4.1. Définition du grignon d'olive	26
IV.4.2. Composition chimique du grignon d'olive	26
IV.4.7. Valorisation en tant que substrat	27
IV.5. La sciure de bois	27
IV.5.1. Définition de la sciure de bois.....	27
IV.5.2. Composition chimique de la sciure de bois	27
IV.5.3. Valorisation en tant que substrat	28
IV.1. Le fumier de cheval :.....	28
IV.1.1. Définition.	28
IV.1.2. Composition chimique.....	28
IV.1.3. Valorisation en tant que substrat	29
IV.2. Fiente de volaille.....	29
IV.2.1. Définition selon Gérard,M.(2020) :.....	29
IV.2.2. Composition chimique.....	30
IV.2.3. Valorisation en tant que substrat	30

Chapitre II

Matériels et méthodes

Cas du pleurote (<i>pleurotus ostreatus</i>).....	32
I. Matériel utilisé.....	32
1.1. Matériel mycologique.....	32
I.2. Résidus agricoles utilisés	32
I.2.1. Le grignon d'olive	32
I.2.2. Le marc de café	32
I.2. 3. La paille de blé	32
I.2.4. Coupeaux de bois	33

II. Méthodes d'étude	33
II.1. Préparation des substrats de culture	33
II.1.1. Découpage de la paille de blé	33
II.1.2. Aération des quatre résidus agricoles et agroindustriels	33
II.1.2.1. Aération de la paille et les copeaux de bois	33
II.1.2.2. Aération du grignon d'olive et du marc de café	33
II.1.3. Traitement thermique ou pasteurisation des produits de culture (Pasteurisation)	33
II.2. Culture de mycélium	37
II.2.1. Préparation au lardage :	37
II.2.2. Le lardage en couches successives ou ensemencement	38
II.2.3. Incubation	39
II.2.4. Choc thermique	41
II.2.5. La phase de fructification	42
II.3. Récolte des carpophores formés et estimation de leur qualité et des rendements	43
Cas du champignon de paris (<i>Agaricus bisporus</i>)	45
I. Matériel utilisé	45
I.1. Matériel mycologique	45
I.2. Résidus agricoles utilisés	45
I.2.1. Le fumier de cheval	45
I.2.2. Les fiente de volaille	45
I.2.3. La paille de blé	45
II. Méthodes d'étude	46
II.1. Nettoyage et préparation du lieu de compostage	46
II.2. Préparation du compost	46
II.3. Pasteurisation et fermentation post-pasteurisation	48
II.4. Préparation de la salle d'incubation	49
II.5. Inoculation avec le mycélium	49
II.6. Phase d'incubation et suivi technique	50
II.4. Analyses physico-chimiques	51
II.4.1 Détermination du taux d'humidité	51
II.4.2. Préparation de l'infusée pour déterminé quelques paramètres physicochimiques	53
II.4.1 détermination d'Anthocyanes :	54
II.4.2. Détermination de Glucosides :	54
II.4.3 détermination de Tanins:	54
II.4.4 détermination de Tanins galliques:	54

II.4.5 détermination des Quinones libres :.....	54
II.4.6 détermination de Saponosides :	55
II.4.7 détermination de Stéroïdes :	55
II.4.8 détermination de Flavonoïdes :.....	55
II.5. Détermination de Coumarines :.....	55

Chapitre III

Résultats et Discussion

<i>I.Résultats et discussion</i>	56
I.1. Paramètres physicochimiques	56
<i>Conclusion</i>	60
<i>Références bibliographiques</i>	60

Introduction générale

Introduction

Les champignons comestibles occupent une place privilégiée dans l'alimentation humaine, depuis des millénaires, tant pour leurs qualités nutritionnelles que pour leurs saveurs variées. Ils constituent également un moyen judicieux de recyclage des déchets organiques (Sánchez et al., 2010).

Ces organismes fongiques, souvent associés à des pratiques culinaires traditionnelles, sont aujourd'hui de plus en plus reconnus pour leurs bienfaits sur la santé, notamment en raison de leur richesse en vitamines, minéraux et antioxydants (Barros et al., 2010). Certaines espèces se démarquent par leur popularité et leur accessibilité, notamment les pleurotes et le champignon de Paris.

Le genre *Pleurotus* comporte environ 40 espèces différentes, parmi ces espèces *Pleurotus ostreatus* qui est consommé un peu partout dans le monde, en raison de son goût, de sa saveur et de sa valeur nutritive élevée (protéines, vitamines et éléments minéraux) ainsi que pour ses propriétés médicinales (lindequist,2005).

Ces champignons ont su s'adapter à divers substrats comme la paille de blé et agro -industriels, comme le grignon d'olive, le marc de café utilisés seuls ou en mélange (Mansour-Benamar, 2016) et les conditions de culture, ce qui les rend idéaux pour la production en milieu urbain et rural.

Selan Mau et al. (200 4) le champignon de Paris, scientifiquement *Agaricus bisporus*, est l'une des espèces de champignons les plus cultivées et consommées dans le monde entier. *Agaricus bisporus* se décline principalement en deux variétés : la variété blanche et la variété brune, chacune ayant ses propres caractéristiques gustatives et culinaires (chang & Miles, 2004).

Le but de notre étude est de cultiver *pleurotus ostreatus* et *Agaricus bisporus* sur différents résidus agricoles à savoir le grignon d'olive (résidus de l'extraction d'huile d'olive), le marc de café (résidus de la consommation du café), la paille de blé (résidu de la récolte de grain de blé), la sciure de bois (résidus de bois) et la souche de champignon de Paris à fumier de cheval, et à fiente de volaille.

Cette présente étude sera subdivisée en 3 chapitres :

Le premier est dédié à une synthèse bibliographique portant sur les champignons en général et en particulier sur les pleurotes, les champignons de Paris et leurs substrats de culture

Le deuxième chapitre comporte le matériel et méthodes et le chapitre III traitera les résultats obtenus et leur discussion que nous terminerons par une conclusion.

Chapitre I
Synthèse Bibliographique

I. Généralités sur les champignons

I.1. Définition des champignons

Les champignons (du latin *Fungi*) sont des organismes eucaryotes hétérotrophes appartenant au règne Fungi, distinct de ceux des plantes, des animaux et des protistes. Contrairement aux végétaux, ils sont dépourvus de chlorophylle et ne réalisent pas la photosynthèse. Leur paroi cellulaire est composée de chitine, un polymère également retrouvé chez les arthropodes, ce qui les rapproche davantage des animaux sur le plan phylogénétique (Alexopoulos et al., 1996 ; Deacon, 2006).

Les champignons adoptent un mode de nutrition osmotrophe : ils sécrètent des enzymes extracellulaires dans leur environnement immédiat pour dégrader la matière organique, puis en absorbent les nutriments. Selon leur stratégie écologique, ils peuvent être saprophytes (décomposeurs de matière organique morte), parasites (vivant aux dépens d'un hôte), ou symbiotiques (comme les mycorhizes associés aux racines des plantes) (Webster & Weber, 2007 ; Carlile et al., 2001).

Morphologiquement, la majorité des champignons sont filamenteux, organisés en un réseau appelé mycélium, composé de hyphes. D'autres, comme les levures, sont unicellulaires. Leur reproduction repose sur la formation de spores, issues de cycles sexués, asexués, ou les deux. Ces spores sont adaptées à la dispersion et à la survie dans des conditions environnementales défavorables (Deacon, 2006).

I.1.1. Habitat des champignons et les facteurs qui influencent leur distribution

Les champignons sont ubiquistes. Ils ont été observés dans presque tous les compartiments de l'environnement terrestre. Dans de nombreuses régions du globe que ce soit en milieux continental ou océanique. [Atta ,2016]. La zone tempérée est propice aux champignons, les espèces ne sont pas les mêmes que celles des régions tropicales. D'autres, en revanche, sont assez cosmopolites.

Les facteurs susceptibles d'influencer la distribution des champignons peuvent être regroupés en deux catégories : les facteurs biotiques (structure et composition de la végétation) et les facteurs édaphiques (rapports entre les êtres vivants et les sols).au maintien de l'espèce dans sols). (Gehry,le, 2009).

I.1.2. Cycle de vie des champignons

Dans la nature, les champignons se multiplient en produisant des millions et des millions de spores. Lorsqu'un de ces spores atterrit dans un milieu favorable, il germe et se ramifie pour former un mycélium. Lorsque deux mycéliums compatibles sexuellement se rencontrent, ils fusionnent pour former ce qu'on appelle un mycélium secondaire capable de produire des fructifications.

➤ Croissance mycélienne et blanc

Dans la culture des champignons comestibles, on n'utilise pas les spores. Leur petite taille rend leur manipulation délicate et leurs caractéristiques génétiques risquent d'être différentes de celles de leurs parents. De plus, ils mettent un certain temps à germer alors que d'autres types de champignons, les moisissures vertes par exemple, germent et se propagent bien plus rapidement.

Le champignon sélectionné doit pouvoir coloniser le substrat avant d'autres champignons ou bactéries. A cette fin, on mélange un mycélium cultivé préalablement (libre de tout contaminant) avec un substrat stérile, ce qui donne ce qu'on appelle le blanc. Cette technique donne au champignon cultivé une longueur d'avance sur les autres Fungi. Peter Oei 1993

➤ L'envahissement du blanc

Comme dans la nature, le mycélium se propagera dans le substrat en utilisant les substances nutritives qui s'y trouvent. C'est ce qu'on appelle l'envahissement du blanc. Lorsque certaines d'entre elles sont épuisées ou si la température change, le mycélium atteindra une phase différente, celle de la reproduction sexuelle. Pour la plupart des espèces la température optimale pour l'envahissement du blanc est d'environ 25 °C. De plus, l'environnement peut stimuler la croissance du mycélium : une forte concentration de CO₂ lui est favorable (mais pas à la culture).

Une fois qu'il a colonisé le substrat, le mycélium est en état de produire des fructifications dont le nombre et la qualité dépendront de l'environnement. Peter Oei 1993

I.2. Classification des champignons

I.2.1. Champignons inférieurs (micromycètes ou myxomycètes)

Sont des champignons de petite taille souvent microscopique et unicellulaires ; le cas du mildiou de la pomme de terre, les moisissures etc ... (Héritier et al., 2021).

I.2.2. Champignons supérieurs (macromycètes)

Sont des champignons qui produisent des structures visibles à l'œil nu et parmi lesquels on trouve tous les champignons comestibles (Héritier, al, 2021).

On distingue deux principaux groupe des champignons supérieurs ;

A. Les Basidiomycètes : les spores (en général au nombre de 4) sont produites au sommet de cellules nommées basides. (Didier,et al ,1987). Sont des champignons caractérisés par des spores produites à l'extrémité d'une cellule fertile appelée baside. Ce groupe reprend également les champignons dont le sporophore est constitué d'un pied ou stipe portant parfois une volve et/ou un anneau, et d'un chapeau. Le chapeau porte des structures telles que les lamelles, tubes ou pores au travers desquelles sont libérées les spores (Héritier, al, 2021)

B. Les Ascomycètes : les spores (souvent au nombre de 8) restent contenues dans une cellule nommée asque (Didier et al ,1987). Ce groupe de champignons se caractérise par des spores qui se développent dans des sacs appelés asques. Ils ne développent généralement pas de stipes et de chapeaux ordinaires mais sont souvent caractérisés par des sporophores de formes irrégulières (en massue, globuleux, sous forme des rameaux, etc.) (Héritier, al,2021).

I.3.Etapes d'Identification des champignons

De façon générale, un champignon peut être identifié à partir de ses traits morphologiques de son odeur, de son goût et de son habitat. (Gévry et al.,2009). Selon le même auteur et Didier et al., (1987), l'identification de champignon passe par deux étape :

Première étape : Tout d'abord, regardez autour de vous et identifiez dans quel peuplement forestier vous vous trouvez. Quels arbres sont présents (dans un rayon de 20 m) ?

Ensuite, remarquez le caractère « social » du champignon : pousse-t-il seul ou en groupe ? Notez également le substrat sur lequel il est récolté, dans la mousse, sur un arbre mort, etc. Reportez l'ensemble de ces informations sur votre fiche.

Deuxième étape : l'identification de partie reproductrice, la forme générale du champignon (présence d'un chapeau, présence d'un pied soit latéral soit central, sans pied), l'observation plus fine et détaillée du champignon (en particulier : couleur, forme, existence de volve, d'anneau, consistance, etc.).

Troisième étape : Une fois la description terminée, recherchez dans vos livres une espèce qui pourrait correspondre à celle que vous avez décrite. Vous pensez avoir trouvé ? Vérifiez alors si tous les traits morphologiques énumérés pour une espèce sont retrouvés sur votre spécimen. Si la définition ne concorde pas entièrement (pas le même peuplement, pas la bonne saison de fructification, pas la même couleur, etc.), il pourrait vraisemblablement s'agir d'une autre espèce. Il est fortement recommandé d'avoir recours à plus d'un livre pour s'assurer de l'identification d'un spécimen et pour valider sa comestibilité. Et n'oubliez pas : ne consommez jamais un champignon dont vous n'êtes pas absolument certain de son identité.

I.4. Champignons comestibles et champignons toxiques

Les populations rurales ont des connaissances mycologiques traditionnelles leur permettant de reconnaître les champignons comestibles ou non. La notion de la « comestibilité » ou la « toxicité » varie d'un pays à l'autre (Ndong, 2009).

I.4.1 Les champignons Toxiques

Les champignons toxiques sont des espèces de champignons qui contiennent des substances chimiques nocives pour la santé humaine ou animale.

I.4.2 Champignons comestibles

Les champignons comestibles sont des champignons destinés à la consommation, car contrairement aux champignons toxiques, leur consommation ne présente aucun risque pour la santé.

I.5. Biologie des champignons comestibles

On distingue deux composantes chez le champignon, c'est-à-dire la partie végétative ou le mycélium et la partie reproductrice : le carpophore (Gévry, 2009).

a) Le mycélium

Le mycélium formé de filaments souvent blanchâtres appelés « hyphes », est la partie souterraine de l'organisme que l'on retrouve dans l'humus, le sol minéral ou le bois pourri par exemple (Gévry, 2009).

b) Le carpophore

Le carpophore est la partie externe du champignon qui assure la reproduction de l'organisme par la libération de millions de spores. Étant donné que la récolte du carpophore n'entraîne pas la destruction du mycélium (Gévry, 2009).

I.5.1. Principales espèces comestibles cultivées dans le monde

I.5.1.1. Shiitaké (*Lentinula edodes*) :

Cultivé depuis 1000 ans au Japon et en Chine (Stéphane, 2015) ; originaire de Chine et du Japon, c'est le deuxième champignon le plus cultivé. On l'appelle aussi lentin de chêne, ou champignon parfumé (Tremblais, 2017).

I.5.1.2. Pied-bleu (*Lepista nuda*) :

Ce champignon se distingue par la couleur lilas à bleu violencé de son chapeau, de ses lamelles et de son pied. Son odeur fruitée et anisée est caractéristique (Tremblais, 2017).

I.5.1.3. Champignon de Paris (*Agaricus bisporus*) :

Le champignon de Paris (Psalliotte des Prés) a commencé en Europe au cours du 18^e siècle (Stéphane, 2015). C'est la variété la plus cultivée dans le monde (Tremblais, 2017).

I.5.1.4. Pleurotes (*Pleurotus spp.*) :

C'est le troisième champignon le plus cultivé au monde. Il en existe une quarantaine d'espèces dont la plus répandue est celle en forme de coquille d'huître, ce qui lui vaut, en anglais, le nom de « oyster mushroom ». Sa chair est ferme et sa saveur est douce et parfumée (Tremblais, 2017)

II. Présentation de *Pleurotus Ostreatus*

II.1. Description de *Pleurotus ostreatus*

Les Pleurotes sont des champignons basidiomycètes saprophytes cellulolytiques, ce sont des organismes eucaryotes, non chlorophylliens, thallophytes, à corps généralement filamenteux (mycélium). *Pleurotus ostreatus*, dont le nom commun est pleurote en huître, est un champignon comestible qui pousse sur les érables et autres bois plutôt humide, ses touffes compactes et volumineuses envahissent les souches abattues de divers feuillus. Il apparaît généralement à la fin de l'hiver et à l'automne mais aussi au cours de l'année dans ses stations privilégiées (Lamaison, et Polese, 2005 ; Amrane, et Belkacemi, 2017 ; Ghezal, et Chemam, 2017)

II.2. Classification taxonomique

Le nom *Pleurotus* est d'origine grecque qui signifie emplacement latéral ou croissance de branche, tandis que le nom *ostreatus* se réfère à lui dans sa forme et sa couleur comme une coquille de coquillages. Selon Arzani, et Boussioud (2018), la classification est la suivante :

- Règne : Fungi
- Division : Basidiomycota
- Classe : Agaricomycètes
- Sous classe : Agaricomycetideae
- Ordre : Agaricales
- Famille : Pleurotaceae
- Genre : *Pleurotus*
- Espèce : *P. Ostreatus*

II.3. Morphologie et physiologie de *Pleurotus ostriatus*

La classification des champignons, d'abord basée sur leur morphologie, a été remise en cause par l'arrivée de données phylogénétiques, ce qui a été essentiel dans le cas où les caractéristiques morphologiques manquaient, convergeaient ou étaient réduites dans les taxa Considérés (Thuillier 2013). En taxonomie, la distribution géographique d'une espèce de champignon peut aussi être un facteur clé dans son identification et sa classification.

La morphologie et la physiologie du pleurote en forme d'huître, selon Mansour-Benamar (2016), et la suivante :

Le chapeau : légèrement bombé, s'étalant en éventail, charnu, marron grisâtre, de 4 à 15 cm de diamètre. Les marges du chapeau sont incurvés et lisses.

Les lamelles : sont blanchâtres, serrés et longuement décurrentes, plus espacées vers le pied.

Le pied (ou stipe) : est excentré, très court, plein, poilu à la base. Pas d'anneau et pas de volve.

La chair : blanche, épaisse et tendre sauf le pied qui est coriace.

Les basides : avec quelques rares basidiospores (7.5-11 x 3-4µm).

Sporée : de couleur crème.

II.4. Cycle de vie de *pleurotes ostreatus*

Selon Delmas (1989), Olivier et al. (1991) et OEI (1993), le cycle de vie des pleurotes comprend deux phases distinctes :

La première phase est la phase végétative, qui correspond à la croissance et au développement du mycélium monocaryote primaire issu de la germination des basidiospores.

La seconde phase est la phase de fructification, où les carpophores se forment après la conjugaison (plasmogamic) de deux mycéliums monocaryotes haploïdes compatibles, créant un mycélium dicaryote secondaire. qui à son tour, rentre en phase de croissance. Cette phase est caractérisée par la formation de boucles d'anastomoses. (Fig 1).

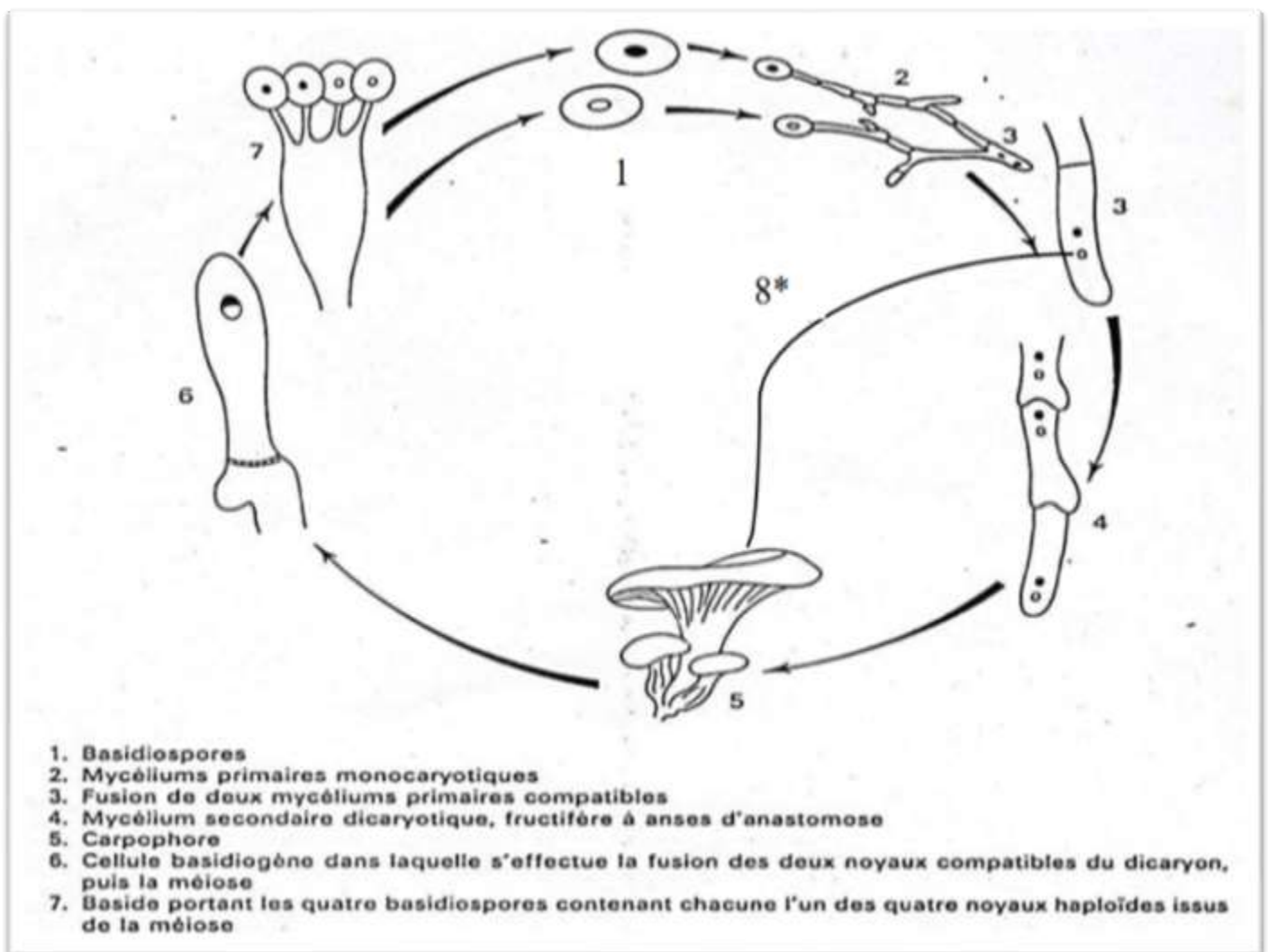


Figure 1. Cycle de vie du *pleurotus ostriatus*

II.5. Mode de vie de *Pleurotus ostreatus*

Le Pleurote en huître vie en saprophyte ; il pousse naturellement sur du bois mort (Obodai et al, 2003) et la paille des céréales (Amrane & Belkacemi, 2017 ; El Sebaaly et al,2020). Il offre, ainsi, la possibilité de valoriser divers sous-produits agro-industriels (marc de café, grignon d'olive, fanes de légumineuses etc.) (Mansour-Benamar, 2016).

II.6. Les facteurs physico-chimiques influents sur la croissance et la fructification de *pleurotus ostreatus*

II.6.1. Carbone

Les champignons sont généralement des chimiohétérotrophes, utilisant du carbone organique comme source d'énergie (Thuillier 2013), la teneur en CO₂ du substrat doit être inférieure à 0,1 %. En effet, une concentration élevée en CO₂ est bénéfique pour la croissance du mycélium mais pas pour sa fructification (Oei, 2005).

II.6.2. Lumière

La lumière n'est nécessaire que pendant la fructification (Oei, 2005).

II.6.3. Eléments minéraux

Le corps fruitier du champignon *P. ostriatus* constitue une bonne source nutritive en protéines. Ce corps est également riche en glucides (fibre diététique), en vitamine C et en minéraux (Fe, Na, Ca) avec certes, une faible teneur en lipide (OKA et al ,2020).

II.6.4. Humidité

L'humidité doit être maintenue entre 80 et 95 % pour un meilleur développement des champignons.

II.6.5. Température

La température doit se situer entre 24 et 26°C en phase d'incubation et entre 10et 12°C pendant la phase de fructification.

II.6.6. L'acidité du milieu ou pH

Chaque champignon a une plage de pH idéale pour se développer qui peut varier (Marcelo et al., 2016).

II.7. La composition chimique de *Pleurotus ostreatus*

Malgré une teneur en eau important, les champignons ont une valeur nutritive non négligeable, car ils renferment des vitamines et des éléments minéraux en quantité importante. (Tableau.1)

Tableau 1.Composition chimique de *Pleurotus ostreatus* (Blandeau, 2012).

Elements	Taux de présence
Protéines brutes	27,4%
Lipides	1%
Hydrates de carbone totaux	65%
Fibres	8,3%
Cendres	6,6%

II.10. Répartition géographique de *pleurotus ustriatus*

Les Pleurotes sont cosmopolites et sont rencontrés des régions tempérées aux régions tropicales (Singh et al, 2019). Particulièrement en Europe et en Afrique du Nord (Givelet, 2011).

II.11. Intérêts de *Pleurotus ostreatus*

Pleurotus ostreatus suscite de plus en plus d'intérêt ces dernières années, non seulement en raison de sa haute valeur nutritionnelle, mais également en raison de sa teneur élevée en polysaccharides bioactifs et autres métabolites à haute valeur médicinale (El Enshasy et al., 2019).

a. Valeur nutritive

Comme la plupart des champignons comestibles, *Pleurotus* a des caractéristiques nutritionnelles intéressantes, leur valeur nutritionnelle peut être comparée à celle des œufs, du lait et de la viande, son contenu protéique est élevé (19-35 %), et dans certaines conditions de culture, il peut avoisiner 53 %. ; il est riche en fibres alimentaires (35 %) et faible en lipides (2 %), il constitue, tout comme les légumes, une bonne source d'éléments minéraux et de vitamines, principalement du complexe B (Pacheco-Sanchez et Tweddell, 2006; Sánchez, 2010).

b. Propriétés pharmacologiques

Selon Rampin (2017), *P. ostreatus* a des propriétés pharmacologiques diverses :

- Une activité antiallergique due à la présence, dans le champignon, de β -glucanes à action régulatrice du système immunitaire (in vivo).

- Une activité anticancéreuse due à la présence, dans le champignon, de protéoglycanes à action régulatrice des systèmes immunitaires, anti-inflammatoires et antioxydants (in vitro et in vivo).
- Une activité anti-cholestérol protectrice du système cardiovasculaire due à la présence de diverses molécules (fibres, acides linoléique, ergostérol,) dans le champignon (in vivo).
- Une activité hypoglycémiant par diminution de l'absorption du glucose au niveau du tractus digestif et par stimulation de la production d'insuline (in vivo).
- Une activité préventive contre les maladies du foie grâce à la présence de polysaccharides hépato-protecteurs et antioxydants (in vivo).

c. Intérêts économiques et écologiques

La culture des champignons comestibles est un procédé biotechnologique de recyclage des déchets organiques (lignocellulosiques) ; c'est un processus qui combine la production d'aliments riches en protéines avec la réduction de la pollution de l'environnement. La production de champignons est considérée comme la deuxième technologie microbienne commerciale la plus importante après la levure. Certains champignons comme ceux du genre *Pleurotus* peuvent être cultivés facilement et ont des marchés mondiaux importants. Ils peuvent être produits à partir de matériaux naturels issus de l'agriculture, de la de l'élevage et des industries manufacturières (Sánchez, 2010).

II.8. Demande et offre de *Pleurotus ostreatus* sur le marché

II.8.1 Marché mondial

1. Offre mondiale

- *Pleurotus ostreatus* représente environ 25 % de la production mondiale de champignons cultivés, se plaçant au deuxième rang après *Agaricus bisporus*.
- La Chine domine la production mondiale, à elle seule plus de 94 % de la filière oyster mushroom, avec environ 5 150 000 t sur près de 8 000 000 t de champignons cultivés en 2012.
- En 2023, *Pleurotus ostreatus* constituait environ 45 % du marché de la culture de champignons oyster, comparé aux autres variétés. Les proportions régionales étaient : Asie-Pacifique (40 %), Amérique du Nord (25 %), Europe (20 %), reste du monde (15 %).

2. Demande mondiale

- Le marché global des champignons oyster était évalué à 56,1 milliards USD en 2023, avec une croissance projetée à 102,4 milliards USD en 2031, pour un taux annuel composé (~7,8 %).
- En tant qu'aliment riche en protéines, fibres, vitamines et antioxydants, *P. ostreatus* est de plus en plus valorisé dans les régimes végétariens, véganes et fonctionnels.

3. Tendances et segments

- Segmentation par type : Grey (appelées oyster grises) vs White (blanches), cette dernière dominait.
- Par application : alimentaire (culinaire) vs médicinale / nutraceutique, le premier segment reste le plus important.
- Produits dérivés : frais (majoritaires), mais aussi séchés, en poudre, conserves et surgelés avec une croissance notamment pour les poudres et produits prêts-à-consommer.
- Innovations : poudres, extraits, culture verticale, agriculture de conservation (CEA), packaging sous vide – sous l'angle santé/santé durable.

4. Facteurs clés

- **Facteurs drivers** : végétalisation des régimes alimentaires, santé/bien-être, durabilité environnementale, innovations techniques.
- **Freins** : coût élevé de production (substrats, main d'œuvre, installations), défis climatiques, concurrence d'autres sources protéiques.

II.8.2 Marché algérien

1. Offre locale

- Une étude de juin 2024 montre que la culture locale est active : *P. ostreatus* est cultivé sur des déchets organiques avec une bonne efficacité biologique, nécessitant un temps de substrat de 28–32 jours, et utilisant des substrats variés comme la paille de millet ou de maïs.
- Avantage compétitif : courte durée de cycle, faible technicité requise, rentabilité intéressante pour les petits producteurs.

2. Demande locale

- Le marché des champignons transformés (dried, canned, frozen) en Algérie est en pleine expansion : il englobe *Pleurotus ostreatus* et devrait croître entre **2024–2030**.
- Le segment des conserves de champignons (bouton, shiitake, oyster) affichait une croissance annuelle de 9,8 % en 2025, jusqu'à 11,7 % en 2027

3. Facteurs structurels

- **Croissance de la transformation agroalimentaire** : les industriels algériens cherchent à valoriser localement les productions lunaires.

- **Soutiens réglementaires** : incitations gouvernementales sur la qualité, normalisation, export potentiel
- **Obstacles** : maintien des chaînes froides, qualité hétérogène, concurrence des importations, préférence des consommateurs pour les champignons frais.

III. présentation du champignon de paris (*Agaricus bisporus*)

III.1. Description d'*Agaricus bisporus*

Le champignon de Paris (*Agaricus bisporus*) est un basidiomycète saprophyte appartenant à la famille des Agaricaceae, dont le mycélium filamenteux se développe dans les sols riches en matière organique (Chang & Miles, 2004). Largement cultivé dans le monde, il pousse sur des substrats compostés, en conditions contrôlées, et produit des fructifications reconnaissables à leur chapeau blanc ou brun, leurs lamelles libres et leur sporée brun chocolat. Bien que naturellement présent au printemps et à l'automne, sa production est continue grâce à la culture industrielle (Royse et al., 2017). Il est apprécié pour ses valeurs nutritionnelles (protéines, fibres, vitamines B et D) et ses composés bioactifs aux propriétés antioxydantes et immunostimulantes (Barros et al., 2008 ; Chang & Miles, 2004).

III.2. Classification taxonomique d'*Agaricus bisporus*

Les champignons de Paris ont des lamelles roses lorsque le champignon est jeune, puis brun-noir à noires en vieillissant. Le chapeau est rond, d'un blanc velouté qui se tache par la suite d'ocre ou de brun. Il est attaché au pied par un voile quand il est très jeune (on n'aperçoit pas ses lamelles) puis il va s'ouvrir et libérer ainsi un petit anneau. En vieillissant, le chapeau va s'aplatir (Alexander et al, 2002).

- Règne : Fungi
- Division : Basidiomycota
- Classe : Agaricomycetes
- Sous-classe : Agaricomycetidae
- Ordre : Agaricales
- Famille : Agaricaceae
- Genre : *Agaricus*
- Espèce : *Agaricusbisporus*

III.3. Origine et histoire de la culture d'*Agaricus bisporus*

La culture des champignons, ou myciculture, s'est développée progressivement après la période où l'on se contentait de récolter les champignons sauvages dans les forêts et leurs environs. Avec le temps, la production naturelle a diminué, en grande partie à cause de sa forte dépendance aux conditions climatiques. Les champignons sont abondants à certaines saisons, mais deviennent presque introuvables durant les périodes sèches. Face à cette irrégularité, il est vite devenu nécessaire de passer à une culture maîtrisée, plus stable et continue.

Ce sont sans doute les peuples d'Orient qui ont été les premiers à réussir la culture des champignons comestibles. Plus tard, vers 1950, la France s'est elle aussi lancée dans la production à grande échelle, notamment avec la culture du champignon de Paris (*Agaricus bisporus*), cultivé dans ce qu'on appelait les « champignonnières de couche ».

À cette époque, la culture des champignons restait toutefois assez limitée. Les techniques étaient encore rudimentaires, souvent empiriques, et pratiquées à l'air libre, en hiver ou en été selon les espèces. Petit à petit, des efforts ont été faits pour améliorer ces méthodes : des recherches, des conférences et des échanges d'expérience ont été organisés. C'est ainsi que la culture en salle a vu le jour, marquant une avancée importante. Cette nouvelle approche permet de mieux contrôler les conditions de croissance — comme la température, l'humidité ou encore l'aération — et de réduire les risques de contamination (Ramamonjisoa, 2006).

III.4. Morphologie et physiologie d'*Agaricus bisporus*

La morphologie du champignon de couche se décompose :

- en une partie pratiquement invisible "le mycélium" qui est l'appareil végétatif des champignons. Il est formé par un amalgame de filaments ramifiés.
- en une partie visible "le carpophore" qui est en fait la fructification du mycélium.

Le carpophore comprend :

- ✓ **Le pied** : Il peut être orné d'un anneau descendant, ascendant, mixte, à roue dentée.
- ✓ **Le chapeau.**
- ✓ **Le voile** : qui relie le pied et le chapeau lorsque le champignon est encore jeune puis se déchire lors de la croissance du champignon.
- ✓ **Les lamelles** : qui se situent sur la face inférieure du chapeau.

- ✓ **L'épiderme** : dont la teinte est variable suivant les variétés de champignons. (Kernaghan et Harper, 2001) (Fig 2) .

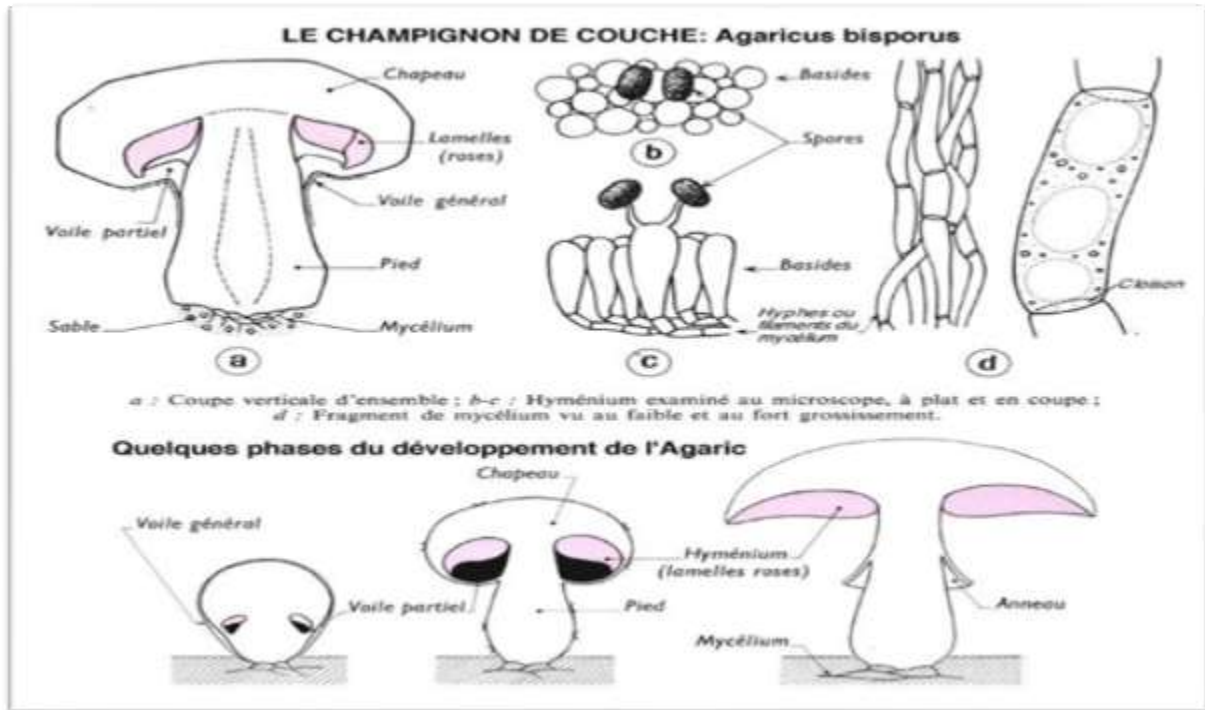


Figure 2. Morphologie d'*Agaricus bisporus* (Feedrochinko, 2004)

III.5. Cycle de vie d'*Agaricus bisporus*

La naissance d'un champignon survient lors de la germination d'une spore. Cela produit un filament mycélien dit mycélium primaire, dont les cellules renferment un seul noyau à n chromosomes. Ce mycélium va se développer et grandir en envahissant le milieu sur lequel il pousse. Dans certaines conditions très variables, la reproduction va intervenir, de manière qui peut être « sexuée » : deux mycéliums de « polarité » complémentaire (on ne peut parler de sexe au sens habituel mais de « polarité ») vont s'associer et former par plasmogamie (fusion des cytoplasmes) un mycélium secondaire à deux noyaux cette fois, mais non encore fusionnés cheminant côte à côte, lorsque les hyphes (filaments) grandissent. Va alors se développer un sporophore (la partie visible du champignon) sur lequel vont prendre naissance les cellules fertiles : les basides qui délivrent des spores « libres » ou asques dans lesquels les spores sont enfermées dans un sac qui s'ouvre en libérant les spores. Dans ces cellules fertiles intervient alors la fécondation par fusion nucléaire donnant un noyau à $2n$ chromosome.

Cette fusion est de suite suivie d'une série de 3 divisions qui redistribuent les spores dans un stock nucléaire haploïde, c'est-à-dire ne comportant qu'un seul exemplaire de chaque paire de

chromosomes. Les spores sont ensuite libérées sur le sol et leur germination donnent un nouveau mycélium (FAO, 2004).

Les spores sont ensuite libérées sur le sol et leur germination donnent un nouveau mycélium primaire permettant au cycle de recommencer. (Fig 3)

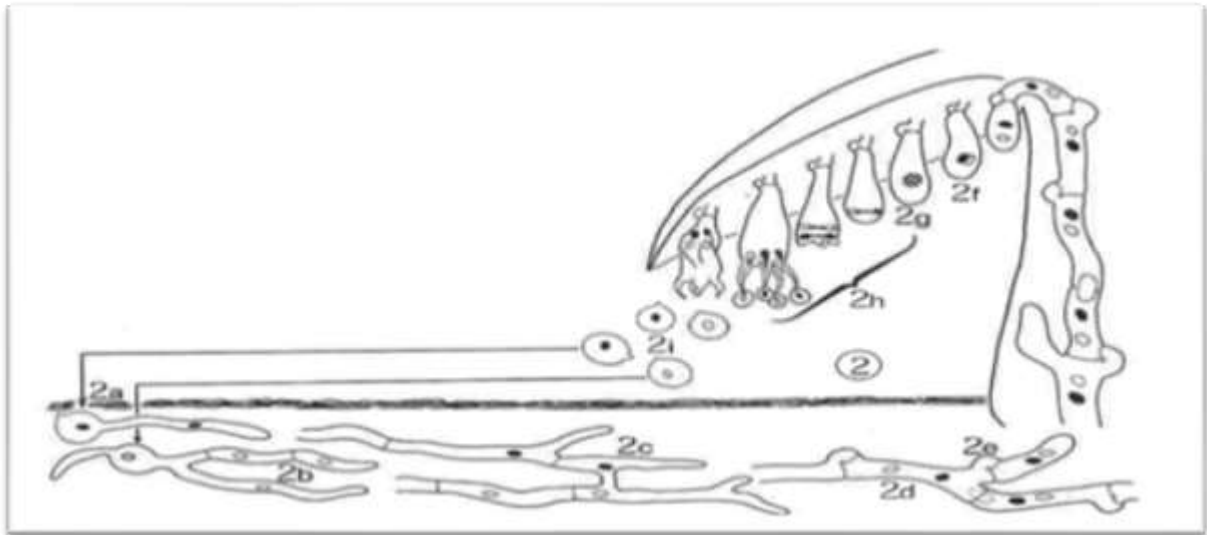


Figure 3. Cycle de la vie de champignon de paris (Esser, 1979).

III.6. Besoins nutritifs d'*Agaricus bisporus*

La culture d'*Agaricus bisporus*, champignon comestible de grande importance économique, repose sur une nutrition adaptée à son mode de vie saprophyte. Il se développe sur des substrats organiques en décomposition, principalement constitués de compost à base de paille et de fumier. Ses besoins nutritifs se répartissent en macronutriments, micronutriments, facteurs organiques spécifiques et eau, tous essentiels à sa croissance mycélienne et à sa fructification. Zied et al., 2011 ; Carrasco et Preston, 2020).

III.6.1. Les macronutriments essentiels

a. Carbone (C)

Le carbone constitue l'élément énergétique fondamental pour *A. bisporus*. Il est principalement fourni par la cellulose, l'hémicellulose et dans une moindre mesure, la lignine, présentes dans la paille de blé utilisée dans le compost (Straatsma et al., 1994). Ces polymères sont hydrolysés par des enzymes fongiques comme les cellulases, libérant des sucres simples (glucose, xylose) utilisés dans les voies métaboliques du champignon (Chang & Miles, 2004).

b. Azote (N)

L'azote est essentiel à la synthèse des protéines, des acides nucléiques et des enzymes. *A. bisporus* assimile préférentiellement l'azote organique sous forme d'acides aminés et de protéines partiellement dégradées, présents dans le fumier et les compléments azotés ajoutés au compost (Griensven, 1988).

Des essais menés par Colauto et al. (2016) ont démontré que l'incorporation de farine de soja comme supplément azoté dans le compost augmentait significativement la colonisation mycélienne et le rendement en fructification.

c. Phosphore (P) et potassium (K)

Le phosphore est impliqué dans la synthèse de l'ATP, les réactions de phosphorylation, ainsi que dans la constitution des membranes cellulaires (Flegg et al., 1985). Le potassium joue un rôle dans la régulation osmotique et l'activation enzymatique du métabolisme fongique.

d. Calcium (Ca) et magnésium (Mg)

Le calcium est ajouté sous forme de gypse (CaSO_4) pour réguler le pH du compost et contribuer à la structure cellulaire du mycélium (Flegg et al., 1985). Le magnésium, quant à lui, est un cofacteur enzymatique impliqué dans la biosynthèse des protéines (Royse & Chalupa, 1989).

III.6.2. Micronutriments (oligo-éléments)

Les oligo-éléments (Tableau 2), bien que présents en faible quantité, sont indispensables à l'activité enzymatique et à la maturation des carpophores. Leur absence ou leur carence peut entraîner des retards de développement ou une fructification incomplète (Kues & Liu, 2000).

Tableau 2. Les micronutriments d'*Agaricus bisporus*.

Élément	Fonction principale	Source
Fer (Fe)	Respiration cellulaire (cytochromes)	Compost
Zinc (Zn)	Synthèse enzymatique	Résidus végétaux
Cuivre (Cu)	Dégradation de la lignine (laccase)	Fumier, paille
Manganèse (Mn)	Enzymes peroxydasiques	Compost mûr

III.6.3. Facteurs organiques spécifiques

Certaines vitamines jouent un rôle de cofacteurs dans diverses réactions enzymatiques. Bien que *A. bisporus* soit capable de synthétiser certaines d'entre elles, la présence de biotine, thiamine (vitamine B1) et niacine (B3) dans le substrat peut stimuler la croissance mycélienne (Oei, 2003).

III.6.4. Eau et l'humidité

L'eau est indispensable au transport des nutriments, à la structure cellulaire et au développement du sporophore. Une humidité de 60 à 70 % du compost et une humidité relative de 85 à 95 % dans l'air sont optimales pour la fructification (Flegg et al., 1985). Un déficit hydrique provoque des avortements de primordia, tandis qu'un excès d'humidité favorise le développement de maladies.

III.6.5. Suppléments nutritifs du substrat

Des compléments nutritionnels sont ajoutés aux substrats pour enrichir leur teneur en protéines et vitamines. Les plus courants sont la farine de soja, le son de blé, les tourteaux végétaux (colza, coton), qui améliorent la vigueur mycélienne et la productivité (Carrasco & Preston, 2020).

III.7. Facteurs physico-chimiques influant sur la croissance et la fructification d'*Agaricus bisporus* :

La culture d'*Agaricus bisporus*, ou champignon de Paris, est influencée par plusieurs paramètres physico-chimiques qui affectent tant le développement du mycélium que la formation des carpophores. Ces facteurs doivent être rigoureusement contrôlés pour garantir une production optimale en termes de rendement et de qualité.

III.7.1. Température

- **Phase de croissance mycélienne** : optimale entre 23 et 27 °C.
 - Une température trop élevée (>30 °C) inhibe la croissance du mycélium et peut favoriser le développement de micro-organismes contaminants.
- **Phase de fructification (formation des carpophores)** : optimale entre 16 et 19 °C.
 - Un abaissement contrôlé de la température est essentiel pour induire la fructification.

III.7.2. Humidité relative de l'air

- L'humidité relative idéale est de **85 à 95 %** pendant la fructification pour maintenir la turgescence des fructifications et éviter la dessiccation.
- Une humidité trop élevée (>95 %) peut favoriser le développement de maladies fongiques comme les moisissures (*Verticillium*, *Trichoderma*).

III.7.3. pH du substrat :

- Le pH optimal du compost est légèrement alcalin, entre 6,8 et 7,5.
- Pendant la colonisation mycélienne, un pH stable favorise l'activité enzymatique et la décomposition de la matière organique.
- Un pH acide (<6) peut inhiber le développement du mycélium.

III.7.4. Teneur en CO₂ (dioxyde de carbone)

- Le mycélium d'*Agaricus bisporus* tolère des concentrations relativement élevées de CO₂ durant la phase végétative (>5000 ppm).
- Pour induire la fructification, une aération accrue est nécessaire afin de réduire le CO₂ en dessous de 1000 ppm.
 - Un excès de CO₂ empêche la formation des primordia (boutons de champignons).

III.7.5. Lumière

- *Agaricus bisporus* n'est pas photosensible : la lumière n'est pas nécessaire pour l'induction de la fructification, contrairement à d'autres espèces comme *Pleurotus ostreatus*.
- Toutefois, une faible lumière diffuse (50-100 lux) est parfois utilisée pour des raisons de contrôle et de manipulation pendant la culture.

III.7.6. Teneur en eau du substrat (compost)

- Le compost doit contenir environ 65-70 % d'humidité pendant la phase de croissance mycélienne.
- Une hydratation équilibrée du substrat est cruciale pour favoriser l'activité enzymatique du mycélium.

- Une humidité excessive peut provoquer l'asphyxie du mycélium ou favoriser le développement de bactéries anaérobies.

III.7.7. Composition chimique du substrat

- Le substrat utilisé (souvent à base de paille de blé compostée) doit contenir :
 - Une richesse en matières organiques (cellulose, hémicellulose),
 - Un bon rapport C/N (idéalement entre 20:1 et 25:1),
 - Un apport adéquat en nutriments (azote, phosphore, potassium).

III.7.8. Conductivité électrique (EC) et salinité

- L'EC du compost ne doit pas dépasser 2,5 à 3,5 mS/cm.
- Une salinité excessive est toxique pour le mycélium, tandis qu'un compost bien mûré permet une meilleure croissance.

III.8. Intérêts d'*Agaricus bisporus*

III.8.1. Valeur nutritive

Le champignon de Paris (*Agaricus bisporus*) est reconnu pour sa richesse nutritionnelle. Il offre une bonne quantité de protéines (environ 2,9 g pour 100 g frais), tout en étant très pauvre en matières grasses, ce qui en fait un aliment sain pour une alimentation équilibrée (Mattila et al., 2001). Il contient également des fibres alimentaires bénéfiques pour le transit intestinal, ainsi que plusieurs minéraux essentiels comme le potassium, le phosphore, le cuivre et surtout le sélénium, un antioxydant naturel important (Kalač, 2009).

Du point de vue vitaminique, *A. bisporus* est une excellente source de vitamines du groupe B (notamment B2, B3, B5, B9), qui jouent un rôle clé dans le métabolisme énergétique. De plus, après exposition à la lumière ou aux UV, il peut produire de la vitamine D2, ce qui est rare chez les végétaux (Valverde et al., 2015).

Grâce à sa faible valeur calorique (environ 25 kcal/100 g), ce champignon est idéal pour les régimes hypocaloriques, tout en apportant une bonne sensation de satiété (Heleno et al., 2015). Il fournit aussi plusieurs acides aminés essentiels, ce qui le rend particulièrement intéressant dans les régimes végétariens ou à base de plantes (Heleno et al., 2015).

III.8.2. Saveur

L'un des grands atouts du champignon de Paris est sa saveur unique et délicate, qui lui confère une place privilégiée dans la gastronomie mondiale. Ce goût particulier provient

notamment d'un composé appelé 1-octène-3-ol, souvent décrit comme "l'arôme du champignon frais", et que l'on retrouve en forte concentration dans *A. bisporus* (Mau et al., 2001).

Ce champignon libère également toute une gamme de composés volatils — alcools, esters, cétones, acides — qui contribuent à son profil aromatique complexe (Barros et al., 2008). Sa texture souple et sa neutralité en goût permettent de l'incorporer dans de nombreuses recettes, aussi bien crues que cuites, sans qu'il domine les autres ingrédients (Crisan et Sands, 1978).

III.8.3. Propriétés pharmacologiques

Au-delà de son intérêt culinaire, *Agaricus bisporus* possède des propriétés biologiques prometteuses pour la santé humaine. Il contient notamment des polysaccharides bioactifs, comme les β -glucanes, qui ont démontré des effets bénéfiques sur le système immunitaire et même une activité antitumorale (Ferreira et al., 2010).

Il est également riche en composés antioxydants, notamment l'ergothionéine, les polyphénols et les flavonoïdes, qui contribuent à la protection de l'organisme contre le stress oxydatif et le vieillissement cellulaire (Roupas et al., 2012).

Des études expérimentales ont mis en évidence d'autres effets intéressants, comme la réduction du cholestérol et une amélioration de la régulation de la glycémie, suggérant un potentiel contre le diabète de type 2 (Xu et al., 2011). D'autres recherches ont aussi révélé des propriétés antimicrobiennes et hépatoprotectrices de certains extraits de ce champignon (Jeong et al., 2010).

III.8.4. Intérêts économiques et écologiques

Le champignon de Paris est aujourd'hui l'un des champignons les plus cultivés au monde, représentant plus de 40 % de la production mondiale de champignons comestibles. Cette importance lui confère un rôle économique majeur, tant dans les pays développés qu'en développement (Royse et al., 2017).

Sa culture, relativement simple et peu coûteuse, permet de générer des revenus réguliers, notamment dans les zones rurales. Elle offre aussi de nombreuses opportunités d'emploi, que ce soit dans la production, la transformation ou la commercialisation (Kumar et al., 2014).

Sur le plan écologique, *A. bisporus* se distingue par sa capacité à valoriser des déchets organiques comme la paille, le fumier ou d'autres résidus agricoles, les transformant en substrats de culture (Sonnenberg et al., 2011). Une fois la culture terminée, le compost épuisé

peut être recyclé comme amendement organique pour les sols, améliorant leur structure et leur fertilité (Zied et al., 2011). Cela en fait une culture doublement durable : économiquement rentable et écologiquement bénéfique.

III.9. Demande et offre sur le marché

III.9.1. Marché mondial

- En 2022, la production mondiale de champignons (y compris les truffes) atteignait 48,3 millions de tonnes, dont *Agaricus bisporus* représentait environ 40 %. La valeur du marché mondial d'*Agaricus bisporus* était estimée à 4,97 milliards USD en 2024, avec une projection à 12,21 milliards USD d'ici 2033 et un taux de croissance annuel moyen (CAGR) d'environ 10,5 %.
- Un autre rapport indique un chiffre légèrement différent : 20,08 milliards USD en 2024, atteignant 44,8 milliards en 2035, avec un CAGR de 7,6 %, reflétant des variations selon les méthodologies.
- Les produits frais dominant (~60 % de la valeur), mais les segments transformés (secs, congelés, en conserve) connaissent une croissance rapide ($\approx 8\%$ CAGR). La répartition géographique montre que l'Amérique du Nord et l'Europe dominent le marché (35 % et 30 % respectivement), suivies de l'Asie-Pacifique (~25 %) et du Moyen-Orient/Afrique (~5 %).
- Les moteurs de la demande comprennent : l'essor des régimes végétariens, la hausse de la consommation de produits frais et biologiques, l'intérêt pour les produits fonctionnels (nutraceutiques), et l'innovation culinaire.
- Les principales contraintes industrielles sont : volatilité des coûts (matières premières, énergie), forte intensité de main-d'œuvre, dépendance aux grandes zones productrices (Chine, Pays-Bas, Pologne), et exigences environnementales croissantes (substrats durables).

III.9.2. Marché algérien

- Un article académique montre qu'en 2022, la culture d'*Agaricus bisporus* a été étudiée en Algérie (Zaccar) avec de la paille et du fumier de cheval. Les résultats signalent un bon développement du mycélium, mais une sensibilité à des pathogènes fongiques.
- Un mémoire de 2023 à Médéa a analysé deux substrats, obtenant un rendement de 2,93 kg/plateau dans le meilleur cas (substrat 1) et 2,3 kg/plateau dans le second.

- Une étude réalisée en 2019 à Oum El Bouaghi confirme la faisabilité de la culture avec des substrats locaux (fumier, paille, marc de café), malgré quelques contaminations.
- Ces initiatives universitaires démontrent que la production d'*A. bisporus* en Algérie est techniquement viable, avec des rendements comparables à ceux observés ailleurs (~2–3 kg/plateau).

Sur le plan commercial, le marché algérien reste émergent : la consommation de champignons frais augmente, motivée notamment par une demande en alimentation saine, mais l'offre demeure limitée, saisonnière et confrontée à des prix élevés (entre 400 et 1 200 DA/kg) pour le consommateur.

IV. Valorisation des déchets agricoles dans la culture des champignons

A. Pleurotus ostreatus :

IV.1. Introduction aux substrats agricoles alternatifs

Pleurotus ostreatus appelé communément pleurote en forme d'huître est un champignon comestible qui pousse en touffes aussi bien sur le bois que sur la paille et offre ainsi la possibilité de valoriser divers déchets agro-industriels (paille de céréale, marc de café, grignon d'olive ...etc.) (Mansour-Benamar, 2016).

IV.2. Le marc de café

IV.2.1. Définition du marc de café

Le marc de café est le résidu de la consommation du café soluble obtenu après torréfaction et mouture des grains de café marchands et extraction à l'eau bouillante ou à la vapeur d'eau (Mansour-Benamar, 2016). (Fig 4)



Figure 4. Marc du café (originale ,2025)

IV.2.2. Composition chimique du marc de café

Selon Carassou, (2015) et Zamora et al., (2015), la composition du marc de café est essentiellement faite de carbone est l'élément majoritaire du marc de café avec 49,7% et de polysaccharides, lipides, protéines, polyphénols et minéraux et de l'azote qui représente que 2,3%. (Tableau 4).

Tableau 3.Composition chimique du marc de café (source : Chuck, 2019)

Composés	Teneur en (% de matière sèche)
Hémicellulose	32-42
Cellulose	7-13
Lignine.	0-26
Protéines	10-18
Cendres	1-2
Caféine	0-0,4
Humidité	50-60
Sucres totaux	7-14
Fibres alimentaires totales	21-59

IV.2.5. Valorisation en tant que substrat

Le marc de café, en raison de sa richesse en composés organiques et en azote, peut être utilisé comme substrat ou complément de substrat pour la culture de *Pleurotus ostreatus*. Des études ont montré que ce champignon se développe efficacement sur des mélanges contenant du marc de café, seul ou en association avec la paille ou la sciure (Fan et al., 2006 ; Mulianda et al., 2018). Cependant, une pré-compostion ou une pasteurisation est souvent nécessaire pour éliminer les inhibiteurs comme la caféine et les tanins.

IV.3. La paille de blé

IV.3.1. Définition de la paille de blé

La paille de blé est constituée par la tige avec les feuilles et l'épi ou rachis à son sommet, secs (Zeitoun, 2011).Fig 5



Figure 5. Paille de blé (originale, 2025)

IV.3.2. Composition chimique du paille de blé

Selon Février & Willequet, (2009) la paille de céréale est riche en constituants pariétaux et en minéraux comme la silice mais contient moins de matières azotées et matières grasses. Tableau 4

Tableau 4. Valeurs indicatives des caractéristiques chimiques de la paille de blé (Source : Février & Willequet (2009).

Matière sèche	Protéines brutes	Cellulose brute	Calcium	Phosphore
850-900 g/kg	30g/kg	43-45g/kg	2,5-3,1g/kg	0,7-0,8g/kg

IV.3.5. Valorisation en tant que substrat

La paille de blé est l'un des substrats les plus utilisés pour la culture de *Pleurotus ostreatus*. Elle est facilement accessible et présente une bonne structure aérée, permettant la colonisation rapide du mycélium. Divers procédés (trempage, pasteurisation, fermentation) permettent d'améliorer sa digestibilité par le champignon (Rajarathnam et al., 1998 ; Girmay et al., 2016). L'utilisation de la paille comme substrat permet une économie circulaire en agriculture.

IV.4. Le grignon d'olive

IV.4.1. Définition du grignon d'olive

Le grignon d'olive ou tourteau d'olive et appelé aussi marc d'olive est le résidu solide de l'industrie oléicole. (Fig 6)



Figure 6. Grignon d'olive (origine, 2025)

IV.4.2. Composition chimique du grignon d'olive

Le tableau suivant indique les compositions chimiques du grignons d'olive. Tableau 5

Tableau 5. Caractéristiques chimiques du grignon d'olives (Source : Mansour-Benamar et al, 2013)

Composés	Pourcentage dans le grignon
Humidité	29,80 +- 0,26
Matière sèche (%)	70,20 +- 0,25
Taux de cendre	1,95 +- 0,09
pH	6,80 +- 0,06
Carbone	56,39+- 0,08
Matière organique	97,23 +- 0,13
Cellulose	33,42
Hémicellulose	15,13
Lignine	22,1
Azote	1,06
Phosphore	0,113
Potassium	0,833
Calcium	0,820

IV.4.7. Valorisation en tant que substrat

Le grignon d'olive, seul ou en mélange avec la paille ou la sciure, peut être utilisé pour cultiver *Pleurotus ostreatus*. Il est riche en matière organique, mais nécessite un prétraitement (compostage, lessivage) pour réduire la concentration des composés phénoliques inhibiteurs (El Hajjouji et al., 2008 ; Fadil et al., 2010). Des rendements intéressants ont été obtenus sur des substrats contenant 25 à 50 % de grignon.

IV.5. La sciure de bois

IV.5.1. Définition de la sciure de bois

La sciure de bois : est le résultat de la poussière et des copeaux produits par le sciage. (Benyoucef et Harrache ,2015).(Fig 7)



Figure 7. Sciure de bois (originale,2025)

IV.5.2. Composition chimique de la sciure de bois

Selon Avant ,1993 le bois est principalement composé de trois constituants chimiques majeure : cellulose,hémucellulose et lignine et cela diffère entre les deux types d'arbres (feuillu et résineux).Tableau 6

Tableau 6. Répartition moyenne des composés chimiques dans bois feuillus et résineux (% en poids) (source : Avat, 1993)

	Résineux	Feuillus
Cellulose %	42+-2	45+-2
Hémicelluloses%	27+-2	30+-5
Lignines%	28+-2	20+-4
Extractibles %	3+-2	5+-3

IV.5.3. Valorisation en tant que substrat

La sciure de bois est utilisée comme substrat principal dans la culture de *Pleurotus ostreatus*, notamment en culture sur blocs (bag culture). Pour améliorer sa fertilité, on y ajoute souvent du son de blé, du gypse ou du marc de café (Fan et al., 2000 ; Royse et al., 2004). Elle permet une fructification abondante, bien qu'un pré-compostage soit parfois requis.

B. *Agaricus bisporus*

IV.1. Le fumier de cheval :

IV.1.1. Définition.

Selon Dupont, J . (2020) le fumier de cheval est un mélange de déjections et de litière, utilisé depuis longtemps comme amendement organique dans l'agriculture. (Fig 8)



Figure 8. Fumier de cheval (originale,2025)

IV.1.2. Composition chimique

Le tableau suivant indique les compositions chimiques du fumier de cheval. Tableau 7.

Tableau 7. Composition moyenne de fumiers en humidité, MS, M0, MM (Gailibardy et al ,2009).

Paramètres		Moyenne
Humidité.	%PB	64,9
Matière sèche.	%PB	35,1
Matière minérale.	%PB	22,2
Matière organique.	%PB	27,8
Matière organique	%MS	77,8

IV.1.3. Valorisation en tant que substrat

Le fumier de cheval constitue historiquement l'un des substrats les plus utilisés pour la culture d'*Agaricus bisporus*, notamment dans les systèmes de culture traditionnels souterrains. Sa richesse en matière organique fermentescible et sa structure fibreuse en font une base idéale pour le compostage champignonicole.

Selon Sánchez (2010), la structure aérée du fumier favorise la circulation de l'air, indispensable à la fermentation aérobie en phase I du compostage, tout en facilitant le développement d'une flore microbienne thermophile active. De plus, sa teneur élevée en cellulose et en hémicellulose fournit une source de carbone nécessaire à la prolifération des microorganismes responsables de la transformation du substrat (Royse et al., 2004).

Après un compostage en deux phases (fermentation à 65–75 °C puis pasteurisation à 60 °C), le fumier subit une dégradation biologique qui libère des nutriments assimilables par le mycélium. Cette transformation rend le substrat stable, homogène et favorable à une colonisation rapide par *Agaricus bisporus* (Drake & Rinker, 2017).

En pratique, le fumier de cheval est utilisé en proportion de 40 à 60 % dans la composition totale du substrat, généralement en association avec de la paille et des compléments azotés tels que la fiente de volaille (Drake & Rinker, 2017).

IV.2. Fiente de volaille

IV.2.1. Définition selon Gérard, M. (2020) :

Les fientes de volaille sont le produit des déjections des oiseaux de volaille, et utilisée comme fertilisants en raison de sa haute teneur en nutriments. (Fig9)



Figure 9. Fiente de volaille (originale, 2025).

IV.2.2. Composition chimique

Tableau 8. La composition chimique de fiente de poule pondeuse séchée (selon Chabalier et al., 2006)

Paramètres	Moyenne(%)
Azote total (N)	26,5
Phosphore total (P ₂ O ₅)	20,3
Potassium total (K ₂ O)	18
Calcium total (CaO)	53
Magnésium total (MgO)	7,6

IV.2.3. Valorisation en tant que substrat

La fiente de volaille, grâce à sa haute teneur en azote et en éléments minéraux, constitue un complément stratégique pour enrichir les substrats carbonés utilisés dans la culture d'*Agaricus bisporus*. Elle est souvent intégrée au compost à raison de 10 à 20 % du poids sec total du substrat (Colak, 2004).

L'incorporation de la fiente permet d'ajuster efficacement le rapport carbone/azote (C/N), un facteur essentiel pour stimuler l'activité microbienne au cours du compostage. En effet, un rapport C/N compris entre 15 et 20 est optimal pour garantir une fermentation rapide et efficace du substrat (Sánchez, 2010). Par ailleurs, les minéraux présents dans la fiente, tels que le phosphore, le potassium, le calcium et le magnésium, jouent un rôle important dans le développement du mycélium et la qualité de la fructification (Chabalier et al., 2006).

Des études ont montré que l'ajout de fiente de volaille entraîne une augmentation significative de la température du compost, favorisant ainsi la croissance de microorganismes thermophiles utiles à la décomposition de la matière organique (Fazaeli et al., 2013). Cette action améliore non seulement la rapidité de colonisation du substrat, mais également les rendements en champignons produits.

Chapitre II

Matériels et méthodes

Dans le cadre de la préparation de mémoire du fin d'études marquant la fin de notre formation de master agronome spécialité production végétale, nous avons effectué une partie pratique d'une durée de quatre mois, allant du 22 février 2025 au 18 juin. Ce stage s'est déroulé dans une chambre spécialement aménagée à cet effet, située dans un appartement du quartier Krim Belkacem à Tizi Ouzou.

L'objectif principal de ce stage était d'assurer le suivi technique de la production du deux champignon comestibles pleurote et champignon de paris sur différents substrats.

Cas du pleurote (*pleurotus ostreatus*)

I. Matériel utilisé

1.1. Matériel mycologique

Au cours de cette étude, nous avons utilisé une souche de *Pleurotus ostreatus*, sous forme de blanc pour les ensemencements des substrats. Il provient de chez une myciculture privée, dans la région de Freha. (Fig 10).



Figure 10. Mycélium de pleurote (Originale, 2025)

I.2. Résidus agricoles utilisés

I.2.1. Le grignon d'olive

Le grignon d'olive utilisé provient d'une huilerie ouicher Saïd à Boufhaima-Draa El Mizan Tizi-Ouzou, à centrifugation à trois phases au cours de la campagne oléicole 2023-2024.(Fig 6)

I.2.2. Le marc de café

Le Marc de café utilisé, provient d'une collecte faite quotidiennement dans les cafés publics de la nouvelle ville (Tizi-Ouzou). (Fig4)

I.2. 3. La paille de blé

La paille utilisée a été achetée, au marché de paille à Oued-Aissi (Tizi-Ouzou). (Fig5)

I.2.4. Coupeaux de bois

Les coupeaux de bois que nous avons utilisés, proviennent de chez un menuisier de Tizi-Ouzou.(Fig7)

II. Méthodes d'étude

II.1. Préparation des substrats de culture

II.1.1. Découpage de la paille de blé

Nous avons coupé la paille de blé en petits morceaux d'environ 2 à 3 cm à l'aide d'une tronçonneuse pour favoriser l'inoculation et la colonisation par le mycélium. (Fig 11)



Figure 11. Découpage de la paille du blé (originale 2025).

II.1.2. Aération des quatre résidus agricoles et agroindustriels

II.1.2.1. Aération de la paille et les coupeaux de bois

La paille et les coupeaux de bois ont été aérées, en les étalant sur une surface propre et en les retournant régulièrement pour permettre une circulation d'air adéquate.

II.1.2.2. Aération du grignon d'olive et du marc de café

Le grignon d'olive et le marc de café nécessitent aussi une aération, on doit les étaler et les retourner régulièrement pour éviter la formation de moisissures et optimiser leur fertilité.

II.1.3. Traitement thermique ou pasteurisation des produits de culture (Pasteurisation)

La pasteurisation a été effectuée par deux méthodes :

- **La pasteurisation par immersion en eau chaude**

Cette méthode a été appliquée pour les coupeaux de bois et la paille de blé. Elle consiste à remplir d'eau aux 2/3 deux fûts auxquelles sont intégrées deux résistances.

C'est alors que nous avons ajouté une quantité de paille de blé dans l'un des fûts. Dans notre cas nous avons choisi la paille de blé avec la couleur dorée. La botte de paille pèse 19,5kg. Dans le deuxième fût, nous avons ajouté les copeaux de bois et continué à chauffer. Fig 12 et 13.



Figure 12 . Etapes de pasteurisation de la paille de blé (originale, 2025)



Figure 13. Etapes de pasteurisation du copeaux de bois (originale,2025)

Pasteurisation à la vapeur pour Le grignon d'olive et marc de café

Pour la pasteurisation à la vapeur du grignon d'olive et du marc de café, nous avons commencé par disposer une grille métallique au fond du fût. Après ce temps de stérilisation, les sacs de substrat sont retirés du fût puis laisser refroidir dans un local propre. (Fig 14et 15)



Figure 14. Etapes de pasteurisation du grignon d’olive (originale,2025)



Figure 15. Etapes de pasteurisation du marc de café (originale,2025)

Les températures de pasteurisation utilisées sont indiquées dans les tableaux 9 et 11.

Tableau 9. Représente les températures De marc de café pendant La pasteurisation

l’heure	Température °C
12h10	75,3
12h40	83,9
13h10	92,3
13h40	98,9
14h10	98,9

Tableau 10. Représente les températures de grignon d'olive pendant La pasteurisation

l'heure	Température °C
14h30	75,3
15h00	82,9
15h30	91,3
16h00	98,9
16h30	98,9

Les substrats sont laissés égoutter dans un endroit nettoyé pendant une journée tout en maintenant une humidité suffisante pour la croissance des champignons. Fig 16, 17,18 et 19.

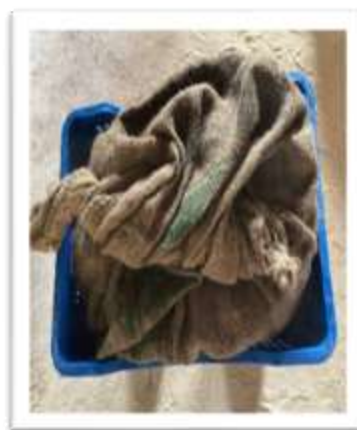
**Figure 16.** Egouttage du la paille de blé (Originale, 2015)**Figure 17 .** Egouttage du coupeaux de bois (originale, 2025)



Figure 18. Egouttage du marc de café
(Originale, 2025)



Figure 19. Egouttage du grignon d'olive
(Originale, 2024)

II.2. Culture de mycélium

II.2.1. Préparation au lardage :

Nettoyage et préparation du lieu de culture avant ensemencement

Les surfaces sont lavées avec de l'eau tiède propre afin d'éliminer toutes les impuretés présentes.

Désinfection

Elle représente l'étape la plus importante pour éliminer les agents pathogènes, deux produits ont été utilisés, l'eau de Javel diluée (10 %) efficace contre bactéries, virus et spores fongique et le peroxyde d'hydrogène ($H_2 O_2$) utilisé en spray pour les surfaces (non corrosif et biodégradable). Ne pas oublier de désinfecter les outils : seaux, bassines, couteaux, sacs, etc.

Ventilation et séchage

Le lieu doit être bien aéré avant l'introduction du substrat, et il faut éviter toute humidité stagnante qui favoriserait les moisissures.

Contrôle de l'environnement

Avant de commencer l'ensemencement ; Vérifier la température de la salle selon l'espèce), contrôler le taux d'humidité et assurer une bonne aération sans courants d'air directs.

Hygiène personnelle

Les personnes manipulant le substrat ou le mycélium doivent :

- Se laver les mains.
- Porter des gants, un masque et si possible une blouse propre.
- Travailler dans un espace calme, propre et sans agitation excessive.

II.2.2. Le lardage en couches successives ou ensemencement

Le lieu de travail est nettoyé et tout le matériel nécessaire lors du lardage a été désinfecté avec de l'alcool. Ensuite, nous avons lavé nos mains, stérilisées et nous avons porté des gants stériles.

Dans le cadre de cette expérience, la quantité de mycélium utilisée est de 100 g par kilogramme de substrats.

L'ensemencement a commencé par une première couche de substrat. Pour les substrats tels que la paille de blé et les copeaux de bois, un tassement a été effectué afin d'optimiser la compacité et la colonisation mycélienne. En revanche, pour le marc de café et le grignon d'olive, aucun tassement n'a été réalisé, dans le but de préserver une bonne aération, indispensable à la croissance du mycélium.

À chaque couche de substrat, le mycélium a été ajouté de manière uniforme, en alternance jusqu'au remplissage complet du seau. Une fois le substrat en place, les seaux ont été hermétiquement fermés après désinfection des ouvertures, puis soigneusement étiquetés, avec indication de la date de semis et de la quantité de souche de *Pleurotus ostreatus* utilisée. (Fig. 20, 21, 22,23)



Figure 20. Etapes de lardage de la paille de blé (originale,2025)



Figure 21. Etapes de lardage des copeaux de bois(originale,2025)



Figure 22. Etapes de lardage du marc de café (originale,2025)



Figure 23. Etapes de lardage du grignon d'olive (originale, 2025)

II.2.3. Incubation

L'incubation représente une phase clé dans la culture des pleurotes, puisqu'elle permet au mycélium de coloniser l'ensemble du substrat en y puisant les éléments nutritifs nécessaires à son développement. Cette étape dure en moyenne entre 15 et 21 jours.

Pour garantir une bonne colonisation, certaines conditions doivent être respectées : une température stable 23 °C, un taux d'humidité suffisant (pas moins de 90%) et surtout l'absence de lumière. Nous avons donc placé les seaux dans un placard préalablement nettoyé et désinfecté avec de l'alcool. Une fois les seaux installés, nous mettons un petit chauffage réglable pour assurer que les températures ne seront pas moins ou plus, nous avons fermé soigneusement les portes pour maintenir l'obscurité, tout

en contrôlant régulièrement les conditions ambiantes (température et humidité) à l'intérieur de l'espace d'incubation en mettant un hygromètre. Fig 24,25, 26.



Figure 24. Chauffage réglable (originale, 2025)



Figure 25. Hygromètre (originale, 2025)

Au bout de quelques jours, nous avons commencé à observer une couverture blanche à la surface du substrat, signe que le mycélium progressait bien. Une fois la colonisation complète, lorsque l'intérieur des seaux était entièrement blanc, nous avons procédé au transfert vers la salle de fructification afin de provoquer un choc thermique, étape indispensable pour déclencher la formation des primordiaux (les débuts visibles des futurs champignons). Fig27



Figure 26. Début d'incubation des cultures. (Originale,2025)

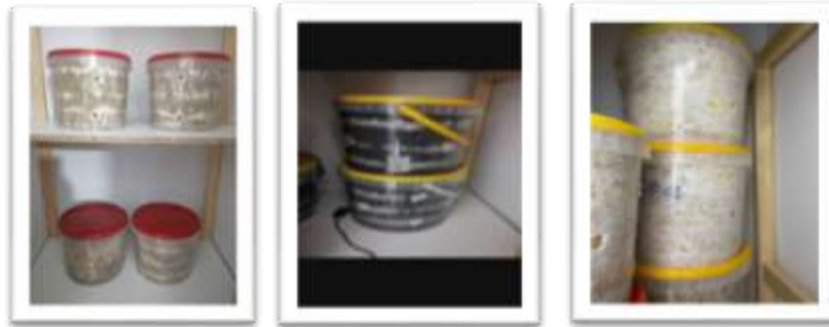


Figure 27. Fin d'incubation des cultures (originale,2025)

II.2.4. Choc thermique

Le choc thermique constitue une étape déterminante qui intervient après la phase d'incubation, soit environ 21 jours après l'ensemencement, lorsque le substrat est entièrement colonisé par le mycélium et présente une couleur blanche uniforme, signe d'une bonne colonisation.

À ce stade, il est nécessaire de transférer les seaux colonisés depuis la chambre d'incubation vers la salle de fructification. C'est dans cette nouvelle salle que l'on déclenche le choc thermique températures entre 15et18C, généralement à l'aide d'un climatiseur, en abaissant brusquement la température jusqu'à 16C et le laisser pendant 24 à 48 heures.

Ce changement soudain de conditions thermiques agit comme un stimulus physiologique, signalant au mycélium qu'il est temps de passer à la phase suivante : la production des fructifications. Fig. 28



Figure 28. Choque thermique (originale, 2025)

II.2.5. La phase de fructification

Après le choc thermique, il est crucial d'instaurer un nouvel environnement adapté aux besoins du champignon pour stimuler la formation des primordiaux (jeunes fructifications). Cette phase requiert des paramètres spécifiques :

- **Lumière** : Un éclairage quotidien de 8 à 12 heures est indispensable, à l'aide de lampes blanches fluorescentes ou par exposition à la lumière naturelle. La lumière ne nourrit pas le champignon, mais elle joue un rôle déclencheur dans la formation des carpophores.
- **Température** : Elle doit être nettement plus basse que celle utilisée durant l'incubation, avec une plage idéale. Cette baisse favorise l'induction des fructifications.
- **Humidité relative** : Elle doit être maintenue entre 80 % et 90 % par une pulvérisation fréquente, voire continue, de l'eau sur les parois et autour des seaux. Une humidité trop élevée peut toutefois entraîner un développement excessif du pied au détriment du chapeau, ce qui diminue la qualité du champignon.
- **Aération** : Il est indispensable d'installer des extracteurs d'air ou des systèmes de ventilation pour garantir un bon apport en oxygène et éviter l'accumulation de CO₂, nuisible à la formation correcte des chapeaux. Fig29, 30.



Figure 29. Humidification des cultures à l'aide d'un humidificateur (originale,2025)



Figure 30. Diférents stades de fructification des pleurotes (originale,2025)

II.3. Récolte des carpophores formés et estimation de leur qualité et des rendements

La fructification constitue la phase terminale du cycle de culture de *Pleurotus ostreatus*, marquant la transformation du mycélium en structures reproductrices visibles : les carpophores. Lorsque les champignons atteignent leur maturité optimale, la récolte doit être effectuée avec soin, de manière manuelle.

Les carpophores sont retirés délicatement, en les saisissant à leur base puis en les tordant ou en les tirant doucement, de façon à ne pas abîmer le mycélium environnant ni extraire inutilement le substrat. Il est essentiel de maintenir l'intégrité du substrat pour permettre les récoltes suivantes.

Tant que le mycélium reste blanc, ferme et bien structuré, la production peut se poursuivre. En moyenne, trois à quatre levées successives peuvent être obtenues à partir du même substrat, avec des intervalles de quelques jours entre chaque vague de fructification.

Lorsque le substrat commence à montrer des signes d'épuisement perte de fermeté, changement de couleur, développement d'odeurs désagréables ou apparition de moisissures, il est alors jugé impropre à la culture comme le cas des seaux de grignon d'olive, marc de café, et coupure de bois. Il doit être retiré de la salle de fructification afin d'être remplacé par un nouveau lot, ouvrant la voie à un nouveau cycle de production. Fig 31, 32.



Figure 31. Récolte des champignons de pleurote sur la paille de blé(originale,2025)



Figure 32. Contamination des cultures des champignons marc de café, grignon d'olive et copeaux de bois (originale,2025).

Cas du champignon de paris (*Agaricus bisporus*)

I. Matériel utilisé

I.1. Matériel mycologique

Dans cette étude, nous avons utilisé une souche d'*Agaricus bisporus*, sous forme de blanc de mycélium pour les ensemencements des substrats. Il provient de chez une myciculture et entreprise de production des champignons privée dans la région de Bejaïa. Fig 33



Figure 33. Mycélium des blancs de paris. (Originale, 2025)

I.2. Résidus agricoles utilisés

I.2.1. Le fumier de cheval

Le fumier de cheval utilisé provient d'un abattoir spécialisé de viande des chevaux à Tizi-Ouzou. Fig8

I.2.2. Les fientes de volaille

Les fientes de volaille utilisées, proviennent d'un poulailler de production de volaille (Tizi-Ouzou). Fig10

I.2.3. La paille de blé

Nous avons présenté la paille de blé précédemment dans le cas des pleurotes. Fig5

II. Méthodes d'étude

II.1. Nettoyage et préparation du lieu de compostage

Avant d'entamer la préparation du compost destiné à la culture d'*Agaricus bisporus*, un nettoyage approfondi du local a été réalisé afin d'assurer un environnement hygiénique et exempt de contaminants. Le bâtiment a été soigneusement balayé, les poussières rassemblées dans des sacs, puis évacuées à l'extérieur. Une désinfection a ensuite été effectuée à l'aide d'une solution d'eau et d'eau de Javel, visant à éliminer les micro-organismes pathogènes. Afin de recueillir le thé de compost (liquide de fermentation), un film plastique a été déployé au sol pour limiter l'infiltration de liquides et maintenir la propreté du lieu durant tout le processus de compostage. Fig34



Figure 34. Nettoyage et préparation du lieu de compostage (Originale, 2025)

II.2. Préparation du compost

La préparation du compost a été réalisée en respectant une méthode rigoureuse et progressive. Les matières premières nécessaires, à savoir la paille de blé, le son de blé, les déjections animales (fumier de cheval et fientes de poulet), la chaux et l'eau, ont d'abord été rassemblées. La paille a été découpée en fragments d'environ 5 cm à l'aide d'un coupe-paille électrique dans un espace propre, pour faciliter sa décomposition et sa manipulation. Une fois coupée, elle a été humidifiée pendant trois jours, avec deux retournements quotidiens, dans le but de déclencher le début de la fermentation.

Deux tas distincts ont ensuite été constitués. Le premier, désigné sous l'appellation Tas A, a été formé en alternant cinq couches de paille avec cinq couches de fumier de cheval, chacune étant arrosée à l'eau. Le fumier utilisé est un fumier de deux semaines, une période jugée optimale pour son activité microbienne. Le second tas, ou Tas B, a été préparé de façon similaire, en remplaçant le

fumier de cheval par des fientes de poulet de chair, de trois semaines. L'humidité des deux tas a été maintenue autour de 70 % pendant trois jours, grâce à des arrosages réguliers. Le septième jour, les deux tas ont été soigneusement mélangés avec l'ajout de son de blé, afin d'enrichir le compost en azote et d'améliorer sa texture. Le mélange a ensuite été placé sur une palette en bois surélevée de 10 cm, assurant une bonne aération et facilitant l'évacuation des excédents d'eau. Fig 35

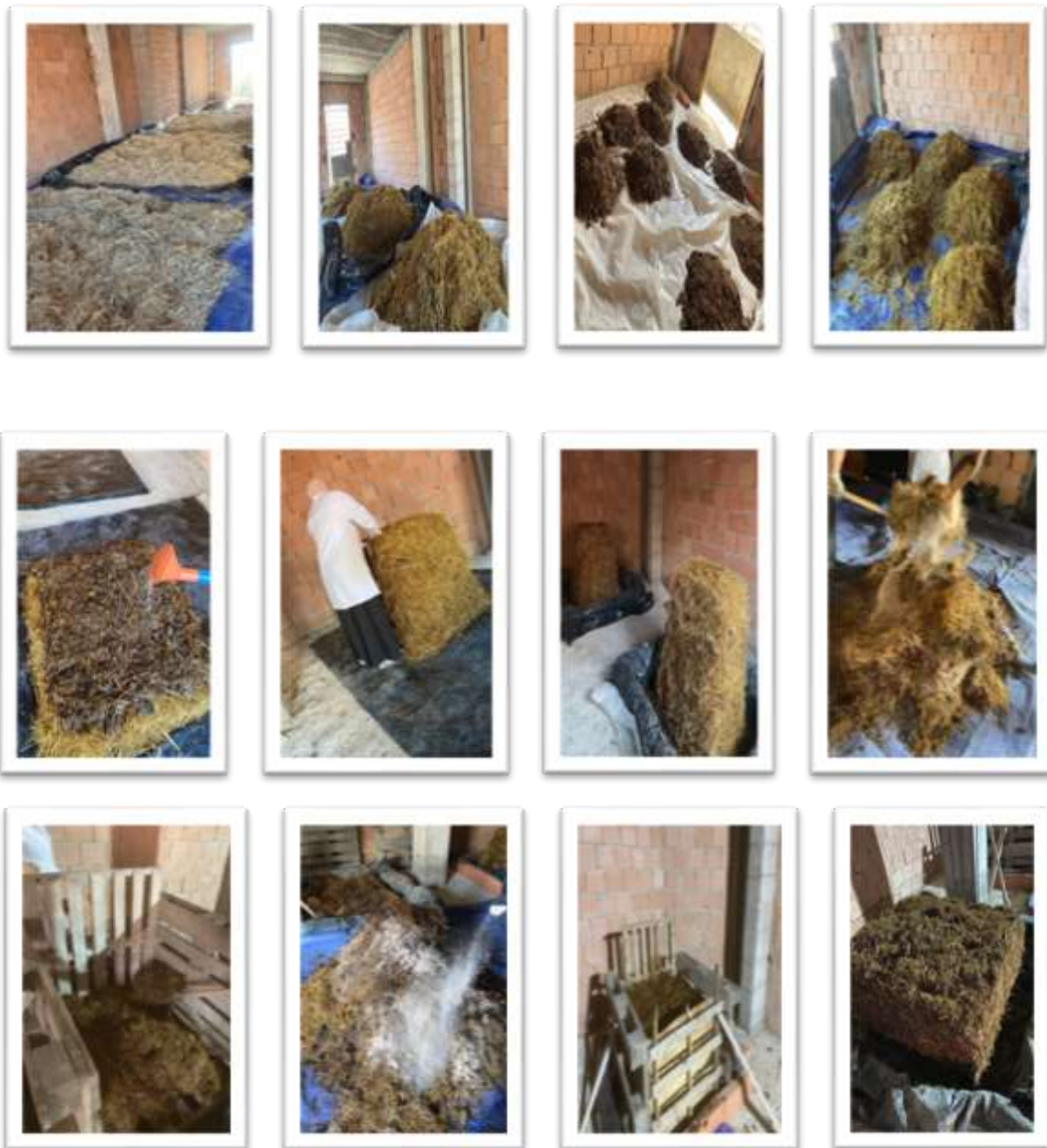


Figure 35. Preparation de composte(original, 2025)

II.3. Pasteurisation et fermentation post-pasteurisation

Une fois le compost suffisamment fermenté, il a été soumis à une pasteurisation à la vapeur, étape cruciale pour éliminer les micro-organismes indésirables et préparer le substrat à l'ensemencement. Cette opération a été réalisée à l'aide d'une cuve métallique artisanale. Environ 30 à 40 litres d'eau ont été introduits dans la cuve, dans laquelle une résistance électrique a été immergée sans contact direct avec le métal. Une grille métallique a été installée au-dessus du niveau d'eau, afin de surélever les sacs de compost et permettre une circulation optimale de la vapeur.

Le compost, mis en sacs perforés, a été placé sur la grille à l'intérieur de la cuve. Un thermomètre a été introduit au centre de l'un des sacs pour surveiller la température à cœur. La phase de montée en température a permis d'atteindre la température idéale. Dès que cette température a été atteinte, la phase de pasteurisation a commencé. La température a été vérifiée toutes les heures pour garantir sa stabilité.

À la fin de la pasteurisation, la résistance a été arrêtée, et le couvercle de la cuve a été entrouvert afin de permettre l'évacuation progressive de la vapeur. Les sacs ont ensuite été transférés dans une pièce propre, spécialement aménagée pour la poursuite de la fermentation. Dès le troisième jour, l'odeur d'ammoniac s'est estompée, et une odeur terreuse agréable s'est dégagée. Le compost est devenu plus foncé, humide, et exempt de moisissures, ce qui indique une bonne qualité. Durant toute l'opération, plusieurs précautions ont été prises : surveillance du niveau d'eau pour éviter la surchauffe de la résistance, non-fermeture hermétique du fût pour prévenir une accumulation de pression, et vérification constante de la température à cœur du compost. Au terme de cinq jours, la température s'est stabilisée autour de 26 °C, bien que les bords des sacs soient légèrement desséchés, ce qui demeure normal dans ces conditions. Fig36





Figure 36. Pasteurisation et fermentation post-pasteurisation (originale, 2025)

II.4. Préparation de la salle d'incubation

À la fin de la phase de conditionnement, la température du compost a été mesurée à l'aide d'un thermomètre numérique et s'est révélée conforme, ce qui est idéal pour l'inoculation. Le taux d'humidité a été évalué manuellement en pressant le compost entre les doigts : l'absence de gouttes a révélé un manque d'humidité, corrigé par une pulvérisation d'eau. L'odeur a également été contrôlée : une odeur terreuse propre, sans trace d'ammoniac, a été perçue, confirmant la bonne maturation du substrat. Avant l'ensemencement, tous les outils (seaux, bassines, couteaux) ont été soigneusement désinfectés à l'alcool. Ces étapes étaient essentielles pour garantir un substrat sain et prêt à être ensemencé.

II.5. Inoculation avec le mycélium

L'inoculation a été réalisée à l'aide d'un mycélium grain, cultivé sur grains de blé, conservé à basse température (environ 4 °C) jusqu'à son utilisation. Une heure avant l'ensemencement, le mycélium a été sorti du réfrigérateur pour s'adapter à la température ambiante. L'environnement de travail, ainsi que les outils, ont été de nouveau désinfectés à l'alcool. Des gants stériles ont été portés tout au long de l'opération.

Le compost a été réparti en couches successives dans les bacs, et le mycélium a été incorporé entre chaque couche. Le tout a été soigneusement mélangé pour assurer une répartition homogène. Un soin particulier a été pris pour ne pas compacter excessivement le compost, afin de maintenir une micro-aération favorable au développement du mycélium. Fig37



Figure 37. Différentes étapes de phase d'inoculation (originale, 2025)

II.6. Phase d'incubation et suivi technique

Après l'ensemencement, les bacs ont été transférés dans une salle d'incubation stérile, préparée pour assurer un environnement optimal à la croissance du mycélium. L'aération a été limitée durant les dix premiers jours pour favoriser l'implantation du mycélium à l'intérieur du substrat, puis elle a été progressivement augmentée. Aucun éclairage direct n'a été appliqué durant cette phase, car la lumière n'est pas nécessaire à la croissance du mycélium. Fig. 38

Cependant, quelques perturbations ont été observées dès les premières 20 minutes d'incubation : de petits vers sont apparus sous les bacs. Une désinfection du sol à l'alcool chirurgical a été effectuée. Le lendemain, d'autres vers morts ont été retrouvés, accompagnés de petites mouches. Ces dernières ont persisté tout au long de l'expérience, sans toutefois compromettre le processus global. Après 20 jours d'incubation, une bonne propagation du mycélium a été observée dans les bacs contenant le compost issu des déjections de cheval, en particulier en profondeur. En revanche, aucun développement mycélien n'a été observé dans les bacs préparés avec les fientes de poulet, suggérant que ce substrat n'est pas adapté à la culture d'*Agaricus bisporus*. Fig. 39



Figure 38. Chambre d'incubation (Originale, 2025)



Figure 39. Apparition des petits vers lors de l'incubation (Originale, 2025)

II.4. Analyses physico-chimiques

II.4.1 Détermination du taux d'humidité

Nous avons pesé une quantité [M0] de deux échantillons que nous avons mis à sécher dans l'étuve à 105 pendant 24h.

Pour estimer le taux de matière sèche nous avons utilisé la formule qui suit

$$\text{Taux de matière sèche (\%)} = (M2 - M0) / M1 * 100.$$

Avec:

M0: masse de la capsule

M1: masse de la capsule avec le champignon

M2: masse de la capsule et de champignon après séchage.

Détermination du taux de cendres :

Principe :

Les cendres représentent le résidu de composés minéraux qui reste après l'incinération d'un échantillon. L'incinération est conduite dans un four à moufle à une température 120°C de pendant 24h. Le résultat est exprimé en g de cendres par 100g de l'échantillon.

Mode opératoire :

Pesé 4 échantillon [deux répétitions de la feuille de champignon de pleurotes de poids 24,6 g et 27,2g et deux répétition de 5g de l'échantillon] à analyser dans le creuset en céramique, et le mettre dans le four à moufle à laisser refroidir dans un dessiccateur jusqu'à une température ambiante.

Le calcul du taux de cendre se fait suivant la formule :

$$\text{Taux de cendre} = \frac{M1 - M0}{M2} \cdot 100$$

Avec :

M1 : Masse en gramme du creuset céramique avec le résidu

Après dessiccation et refroidissement.

M0 : Masse en gramme du creuset céramique.

M2 : Masse de prise d'essai.

Détermination de pH :

Principe :

La mesure du pH d'un produit consiste à introduire l'électrode du pH-mètre dans l'échantillon, la lecture se fait directement sur le pH-mètre.



Figure 40. Détermination du ph des pleurotes (Original, 2025)

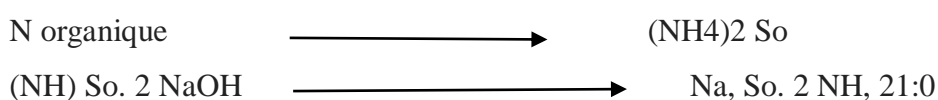
Dosage de l'azote total (méthode de KJELDAHL):

La teneur en protéines totale a été déterminée selon la méthode de Kjeldahl

1- Principe:

a-Transformation de l'azote organique en sulfate d'ammonium sous l'action de l'acide sulfurique concentré à chaud, en présence de catalyseur appropriés.

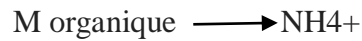
b-Dosage après déplacement en milieu alcalin et distillation de l'ammoniac formé



2- Méthode :**a. Minéralisation:**

Le but est de dégrader la matière organique azotée sous la forme de sel d'ammonium.

Equation de minéralisation

**b. Dilution et distillation :**

Compéter le minéralisât à 150 ml d'eau distillée en prenant soin de bien rincer le matras.

La totalité du minéralisât est soumise à la distillation:

Recueillir environ 300 ml du distillât qui s'avèrent nécessaire pour le virage de l'indicateur colore, le passage du vert claire initiale ou rose foncée puis au bleu.

C. Titration :

Elle est réalisée par méthode volumétrique à l'aide d'acide sulfurique [0,1N] l'arrêt de la titration est marqué par un virage de l'indicateur colore du bleu au rose.

Le dosage de l'azote total on est réalisé suivant cette formule:

$$(V_1 - V_2) \times 0,05 \times 14 \times 100 \times 100$$

$$\text{Azote total (Nt \%)} = \frac{\quad}{\quad}$$

$$V \times P \times 1000$$

$$\text{Pourcentage des protéines} = \text{pourcentage d'azote} \times 6,25$$

II.4.2. Préparation de l'infusée pour déterminé quelques paramètres physicochimiques

Préparation de l'infuse passe par deux parties

La première partie c'est le séchage :

Premièrement on doit pèse de champignon de pleurotes complète par une balance électrique, puis les dépose les feuilles de champignon dans l'étuve a 35C pendant 3jour, puis à l'aide d'un mortier on doit le broyer les feuilles sèche jusqu'à l'obtention de la poudre.

La deuxième partie :

Après cela, on filtre le mélange afin de récupérer le filtrat. Nous obtenons l'infusé qui sera utilisé pour la réalisation des analyses photochimique. Fig. 41



Figure 41. Les étapes de préparation de l'infusée (Originale, 2025)

II.4.1 détermination d'Anthocyanes :

Mode opératoire :

On introduit une petite quantité de l'infusé dans un erlenmeyer, puis on ajoute quelques gouttes d'HCl. Si une coloration rouge apparaît, on peut conclure à la présence d'anthocyanes.

II.4.2. Détermination de Glucosides :

Mode opératoire :

On ajoute du H_2SO_4 à la poudre de champignon de pleurote.

II.4.3 détermination de Tanins:

Mode opératoire :

On ajoute quelques gouttes d'une solution de $FeCl_3$ (5 %) à de l'infusé. Si une coloration bleu noir qui apparaît, ceci indique la présence des tanins.

II.4.4 détermination de Tanins galliques:

L'apparition d'une coloration bleu foncé indique alors la présence de tanins galliques.

II.4.5 détermination des Quinones libres :

Mode opératoire :

Pour l'analyse des quinones libres on ajoute d'HCl (1N) à 2g la poudre de champignon de pleurote, puis de chloroforme, et on laisse reposer pendant 3 heures. Après filtration on ajoute d'ammoniaque.

La réaction est dite positive lorsqu'une coloration rouge violette apparaît.

II.4.6 détermination de Saponosides :

La présence des saponosides est indiquée par l'apparition d'une mousse persistante. Il y a deux cas probables :

1^{er} cas, si on obtient dans les deux tubes le même volume de mousse, cela indique la présence des saponosides stéroïdiennes.

2^{ème} cas, s'il y aura la formation d'une mousse plus grande par stabilité et par volume en milieu basique, cela indique la présence des saponines tri-terpéniques.

II.4.7 détermination de Stéroïdes :**Mode opératoire :**

On ajoute de l'anhydride acétique à de l'infusé, puis de l'acide sulfurique H₂SO₄.

L'apparition d'une couleur verte indique la présence des stéroïdes.

II.4.8 détermination de Flavonoïdes :

La réaction est dite positive lorsqu'une coloration rouge orangée apparaît.

II.5. Détermination de Coumarines :**Mode opératoire :**

Du NaOH (10%) sont ajoutés à de l'infusé. L'apparition d'une coloration jaune indique la présence des coumarines.

Chapitre III

Résultats et Discussion

I. Résultats et discussion

A. *Pleurotus ostriatus* :

I.1. Paramètres physicochimiques

Les résultats des paramètres physico-chimiques des pleurotes sont groupés dans le tableau 11.

Tableau 11. Résultats physicochimiques des pleurotes

Paramètre	Résultats
Taux d'humidité%	98,61
Taux de cendres totale%	45,74
pH	6,33

Le taux d'humidité observé de 98,61 % témoigne de la forte teneur en eau typique des champignons comestibles, et particulièrement du *Pleurotus ostreatus*. Cette humidité élevée favorise la croissance et la prolifération mycélienne, tout en contribuant à la texture tendre, souple et juteuse du champignon frais. Une telle proportion d'eau, comparable à celle rapportée par Khan et al. (2016) et Sánchez (2010), souligne l'importance de conditions de conservation adaptées pour limiter la déshydratation et les pertes post-récolte. En effet, l'humidité confère aux pleurotes une grande sensibilité aux variations thermiques et microbiennes, ce qui justifie leur courte durée de conservation à température ambiante.

Le taux de cendres totales enregistré (45,74 %) met en évidence une grande richesse en sels minéraux. Ces cendres, issues de la minéralisation complète de la matière organique, traduisent la présence de minéraux essentiels tels que le potassium, le calcium, le magnésium, le phosphore et le fer, éléments indispensables au métabolisme cellulaire. Ces résultats corroborent ceux obtenus par Adejumo et Awosanya (2005) et Chang et Miles (2004), qui ont démontré que *P. ostreatus* constitue une excellente source de minéraux biodisponibles, contribuant à la valeur nutritionnelle du champignon.

Le pH mesuré à 6,33 révèle une légère acidité, caractéristique favorable à la stabilité biochimique et microbiologique du produit. Un tel pH maintient un environnement légèrement acide qui freine la prolifération de micro-organismes pathogènes, tout en conservant les propriétés organoleptiques du champignon. Selon Manzi et al. (2001), cette valeur de pH est optimale pour la transformation et la conservation, notamment dans les préparations culinaires et les procédés industriels (séchage, mise en conserve, ou fermentation).

Ces résultats s'inscrivent dans la plage des valeurs signalées par Mattila et al. (2002) et Bano et Rajarathnam (1988), qui situent la teneur en protéines de *P. ostreatus* entre 20 et 35 % selon le substrat et les conditions de culture. Ces protéines sont riches en acides aminés essentiels, comparables à ceux des protéines animales, ce qui confère au pleurote un intérêt particulier dans la lutte contre la malnutrition et dans les régimes végétariens.

En somme, l'ensemble de ces résultats souligne que *Pleurotus ostreatus* présente des caractéristiques physicochimiques remarquables : un pH légèrement acide, ainsi qu'une richesse minérale élevée. Ces propriétés font du pleurote un aliment fonctionnel de haute valeur biologique et un candidat idéal pour diverses applications alimentaires, pharmaceutiques et biotechnologiques.

Paramètre biochimiques

Les dosages effectués portant sur différents composés biochimiques ont montré une absence de composés comme les Anthocyanes, Glucosides, Tanins, etc...

Les pleurotes présentent dans leur constitution des stéroïdes indiqués par une couleur verte claire et de coumarines indiquées par une couleur jaune suggère que les pleurotes possèdent des composés qui peuvent avoir des effets biologiques, comme des propriétés anti-inflammatoires ou antitumorales.

Les résultats des paramètres biochimiques obtenus sont présentés dans le tableau 12.

Tableau 12. Résultats des paramètres biochimiques obtenus sont présentés dans le tableau suivant

Paramètre	Résultats
Glucosides	Réaction négatif → absence de coloration rouge brique qui rend après violette
Tanins	Réaction
Tanins galliques	Réaction
Quinones libres	Réaction
Saponosides	Réaction
Flavonoïdes	Réaction
Stéroïdes	Réaction
Coumarines	Réaction

L'interprétation de ces résultats révèle que les pleurotes ne contiennent pas de composés phénoliques. Leur absence suggère que la coloration naturelle du *Pleurotus ostreatus* provient essentiellement de pigments simples ou de composés dérivés de la mélanine fongique.

Ces résultats corroborent ceux rapportés par Sullivan et al. (2006) et Barros et al. (2008), qui ont démontré la richesse biochimique des pleurotes en molécules d'intérêt thérapeutique.

Cette particularité confère au champignon une grande valeur dans les domaines pharmaceutiques.

Ainsi, les résultats obtenus permettent de conclure que *Pleurotus ostreatus* associe une valeur nutritionnelle élevée à une valeur biochimique fonctionnelle confirmant son intérêt.

B. *Agaricus bisporus* :

Cette étude visait à comparer l'effet de deux types de compost, issus respectivement de déjections équines et de fientes de poulets de chair, sur la culture du champignon de Paris (*Agaricus bisporus*) en conditions de production semi-intensives. Bien que les deux essais n'aient pas abouti à une production effective (absence de fructification), plusieurs observations techniques pertinentes ont pu être relevées.

Au cours de la phase d'adaptation, un dessèchement notable du compost a été constaté, notamment en surface. Ce phénomène révèle un déséquilibre de l'humidité, vraisemblablement dû à une aération excessive ou à un manque de suivi quotidien rigoureux. Par ailleurs, la présence de vers a été observée vers la fin de cette phase, traduisant soit une température insuffisante pour assurer une désinfection en profondeur, soit une pasteurisation inefficace du substrat organique. Malgré ces conditions peu favorables, l'inoculation a été effectuée sur le même site, avant de transférer les sacs en chambre d'incubation.

Vingt jours après l'ensemencement, la croissance mycélienne s'est révélée faible dans les caisses contenant le compost à base de résidus de chevaux, avec un développement limité en profondeur et un envahissement superficiel encore plus restreint. Quant au compost élaboré à partir de fientes de poulets, aucun développement mycélien visible n'a été observé, aussi bien en surface qu'en profondeur, et ce malgré un examen manuel minutieux. Dans cette même expérience, la disparition des vers a coïncidé avec l'apparition massive de petites mouches domestiques, signe d'un déséquilibre dans la décomposition du substrat et d'une prolifération bactérienne indésirable.

L'un des facteurs majeurs ayant pu compromettre le bon déroulement des essais est lié aux conditions inadéquates du site de travail. En effet, les étapes de préparation et de pasteurisation ont été réalisées dans un bâtiment inachevé, toujours en construction. Le compost a été initialement préparé dans un espace sommairement désinfecté, tandis que la pasteurisation a eu lieu dans un local non stérile, séparé de la zone des matières premières par une simple cloison. Bien que l'équipement de pasteurisation, de fabrication artisanale, ait été propre et désinfecté, l'environnement général, chargé de poussière et de particules, a probablement favorisé une recontamination du compost pasteurisé, soit par l'air ambiant, soit au cours du refroidissement.

De telles conditions compromettent directement la réussite de l'inoculation, dans la mesure où les spores fongiques ou les micro-organismes pathogènes en suspension dans l'air peuvent se déposer sur

le compost juste après la pasteurisation, entraînant ainsi un ralentissement ou une inhibition totale du développement du mycélium.

En résumé, l'échec des deux essais ne peut être attribué uniquement à la qualité du compost utilisé. Il résulte plutôt d'une combinaison de plusieurs facteurs défavorables, parmi lesquels :

- L'absence d'un environnement de travail entièrement propre et stérile ;
- Un contrôle insuffisant de l'humidité et de la température ;
- L'absence d'isolement sanitaire entre les différentes étapes du processus ;
- La présence de contaminants environnementaux ayant perturbé les premières phases de développement du mycélium.

Malgré les résultats négatifs obtenus, les nombreuses observations techniques recueillies constituent un apport précieux pour toute future tentative de culture de champignons.

Conclusion

Conclusion

Dans un contexte où la sécurité alimentaire, la gestion durable des ressources et la valorisation des déchets organiques deviennent des enjeux majeurs, la culture des champignons comestibles représente une alternative prometteuse, à la fois écologique, économique et nutritionnelle. Ce mémoire s'inscrit dans cette dynamique en apportant une contribution à la culture de deux genres de champignons largement consommés : *Pleurotus ostreatus* (pleurote) et *Agaricus bisporus* (champignon de Paris).

Au terme de notre étude, il est apparu que le pleurote croît de manière importante sur la paille de blé avec une moyenne pondérale de 400 g, alors qu'aucune croissance n'a été enregistrée pour le grignon d'olive et le marc du café. Le pleurote a montré une richesse en cendre (47%), protéine (27,81%) et en eau (98%) et en coumarines et stéroïde. Ces résultats démontrent la valeur nutritive de pleurote *ostreatus*. Nous déplorons l'échec enregistré lors de la tentative de culture de champignon de Paris.

Cette étude démontre que la culture des pleurotes à petite échelle à partir de déchets organiques offre des avantages écologiques et économiques significatifs. Les résultats obtenus fournissent des informations précieuses sur la composition nutritionnelle précieuse grâce à leur richesse en cendres, en protéines et d'autres paramètres essentiels tels que : Jetant les bases pour des recherches futures visant à améliorer leur culture, leur conservation et à explorer davantage leurs bénéfices pour la santé. Ces résultats ouvrent la voie à de possibles recherches sur les bienfaits médicaux des pleurotes.

**Références
bibliographiques**

- **Arzani, K., & Boussioud, C.** (2018). *La multiplication de Pleurotus ostreatus sur différents substrats celluloseux issus de déchets agro-alimentaires*. Mémoire de Master, Mycologie et biotechnologie fongique, Département de Microbiologie, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Université Frères Mentouri, Constantine.
- **Atta, A.** (2016). *Quatre champignons saprophytes comestibles du centre de la Côte d'Ivoire : étude socio-alimentaire, caractéristiques chimiques et potentialités antioxydantes*. Thèse de Doctorat.
- **Avat, F.** (1993). *Contribution à l'étude des traitements thermiques du bois jusqu'à 300°C : Transformations chimiques et caractérisations physico-chimiques*. École Nationale Supérieure des Mines de Paris / Saint-Étienne.
- **Benyoucef, S., & Harrache, D.** (2015). Caractérisation de la microstructure de sciure de bois de pin sylvestre (*Pinus sylvestris*). *Journal of Materials and Environmental Science*, 6(3), 765–772.
- **BOA, E.** (2006). *Produits forestiers non ligneux – Champignons comestibles sauvages : vue d'ensemble sur leurs utilisations et leur importance pour les populations*. Rome : FAO.
- **Carassou, F.** (2015). *Une récupération spécifique du marc de café aurait-elle une plus-value pour la communauté ? Cas de l'île de Montréal*. Mémoire de maîtrise en environnement, Université de Sherbrooke.
- **Carrasco, J., & Preston, G.M.** (2020). Growing edible mushrooms: A conversation between molecular biologists and mushroom growers. *Fungal Biology*, 124(6), 426–432.
- **Cases, J.M., Villieras, F., & Michot, L.** (2000). *Études physico-chimiques sur les argiles*. *Comptes Rendus de l'Académie des Sciences - Sciences de la Terre et des Planètes*, 331, 763–773.
- **Chabalier, P.-F., Van de Kerchove, V., & Saint Macary, H.** (2006). *Guide de la fertilisation organique à La Réunion*. Chambre d'agriculture de La Réunion.
- **Chang, S.T., & Miles, P.G.** (2004). *Mushrooms: Cultivation, Nutritional Value, Medicinal Effect, and Environmental Impact*. CRC Press.
- **Chuck, C.J., Massaya, J., Pereira, A.P., Mills-Lampsey, B., & Benjamin, J.** (2019). Conceptualization of a spent coffee grounds biorefinery: A review of existing valorisation approaches. *Food and Bioproducts Processing*, 118, 149–166.
- **Colauto, N.B., Araujo, R.V., Linde, G.A., & Schwan-Estrada, K.R.F.** (2016). Nitrogen supplementation in compost for *Agaricus bisporus* cultivation. *African Journal of Agricultural Research*, 11(15), 1312–1317.
- **Colak, M.** (2004). Composting and mycelial growth of *Agaricus bisporus* on various compost formulations. *Bioresource Technology*, 93(3), 249–255.
- **Crisan, E.V., & Sands, A.** (1978). Nutritional value of edible mushrooms. *Economic Botany*, 22(1), 10–28.
- **Delmas, J.** (1989). *Les champignons et leur culture. Culture actuelle et potentielle des champignons supérieurs*. Paris : La Maison Rustique.
- **Didier, L., & Maryse, L.** (1987). *Comment reconnaître les champignons : clés simples d'identification*. Éd. Bernadette Jacquet, Bordas, Paris.

- **Drake, M., & Rinker, D.** (2017). *The Biology and Cultivation of Edible Mushrooms*. Academic Press.
- **Dupont, J.** (2020). Utilisation du fumier dans l'agriculture. *Revue de l'Agriculture*, 45(3), 123–140.
- **Fazaeli, H., Mahdavi, A., & Omid-Mirzaei, H.** (2013). The use of poultry manure in compost-based substrates for *Agaricus bisporus* production. *Iranian Journal of Agricultural Research*, 31(4), 65–74.
- **Ferreira, I.C.F.R., et al.** (2010). Chemical composition and bioactive compounds. *Food Chemistry*, 120(2), 403–408.
- **Flegg, P.B., & Wood, D.A.** (1985). Mushroom production. In *The Biology and Technology of the Cultivated Mushroom*.
- **Flegg, P.B., Spencer, D.M., & Wood, D.A.** (1985). *The Biology and Technology of the Cultivated Mushroom*. Wiley.
- **Gailibardy, C., Loustaile, C., & Arribarrouty, E.** (2009). *Étude des caractérisations des fumiers de cheval issus de centres équestres afin d'aider à la décision sur les possibilités de valorisation*. Rapport INRA.
- **GEVRY, M., SIMARD, D., & ROY, G.** (2009). *Champignons comestibles du Lac-Saint-Jean*. Éd. Forêt Modèle du Lac-Saint-Jean, Canada.
- **Gérard, M.** (2020). Les fientes de volaille comme fertilisants. *Journal de l'Agriculture Durable*, 12(2), 77–85.
- **Gormley, T.R.** (1975). Effects of carbon dioxide and temperature on *Agaricus bisporus*. *Scientia Horticulturae*.
- **Griensven, L.J.L.D. van** (1988). *The Cultivation of Mushrooms*. Darlington Mushroom Laboratories.
- **Gutiérrez, A., et al.** (2003). The cultivation of *Agaricus bisporus* in compost made from agricultural wastes. *Bioresource Technology*.
- **Heleno, S.A., et al.** (2015). Nutritional value, bioactive compounds and antioxidant activity of mushrooms. *Food and Function*, 6(10), 3009–3032.
- **Héritier Milenge, K., & Balagizi, K.I.** (2021). *Les champignons : mieux les connaître pour une utilisation durable*. Éditions du CERUKI-ISP, Bukavu, RDC.
- **Jeong, S.C., et al.** (2010). Antibacterial and antioxidant activity of *Agaricus bisporus* extracts. *Journal of Microbiology and Biotechnology*, 20(9), 1203–1210.
- **Kalač, P.** (2009). Chemical composition and nutritional value of European species of wild growing mushrooms. *Food Chemistry*, 113(1), 9–16.
- **Kues, U., & Liu, Y.** (2000). Fruiting body production in basidiomycetes. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 54, 141–152.
- **Kumar, S., et al.** (2014). Mushroom cultivation: a tool for rural development. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, 3(10), 755–764.
- **Mansour-Benamar, M.** (2016). *Valorisation de résidus agricoles par la culture de deux souches de champignons comestibles du genre Pleurotus*. Thèse de doctorat, Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou.
- **Mattila, P., et al.** (2001). Contents of vitamins, minerals and phenolic compounds in cultivated mushrooms. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 49(5), 2343–2348.

- **Mau, J.L., et al.** (2001). Volatile composition and flavor quality of dry mushrooms. *Food Chemistry*, 74(3), 279–284.
- **Noble, R., & Gaze, R.H.** (1995). Compost and casing management in mushroom cultivation. *Horticultural Development Council*.
- **Oei, P.** (1993). *La culture des champignons*. GRET/CTA, Paris.
- **Oei, P.** (2003). *Manual on Mushroom Cultivation: Techniques, Species and Opportunities for Commercial Applications in Developing Countries*. CTA, Wageningen.
- **Oka, N.K.C., Kouamé, A.C., N'Dri, Y.D., & Amani, N.G.** (2020). Évaluation nutritionnelle du champignon *Pleurotus geesteranus* issu de différentes périodes de récolte. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 14(6), 2018–2027.
- **Olivier, J.M., Laborde, J., Guimberteau, J., Poitou, N., Houdeau, G., & Delmas, J.** (1991). *La culture des champignons*. Éditions Armand Colin.
- **Roupas, P., et al.** (2012). The role of edible mushrooms in health: Evaluation of the evidence. *Journal of Functional Foods*, 4(4), 687–709.
- **Royse, D.J.** (2014). Cultivation of *Agaricus bisporus*. In *Edible and Medicinal Mushrooms: Technology and Applications*.
- **Royse, D.J., Baars, J., & Tan, Q.** (2004). *Edible and Medicinal Mushrooms*. Wiley.
- **Royse, D.J., & Chalupa, W.** (1989). Effects of formaldehyde-treated soybean meal on mushroom yield. *Mushroom Science*, 12, 523–530.
- **Sánchez, C.** (2010). Cultivation of *Agaricus bisporus* on lignocellulosic waste: A review. *Bioresource Technology*, 101(3), 575–584.
- **Savoie, J.-M., & Mata, G.** (2003). Physiological aspects of mushroom cultivation. In: van Griensven (Ed.), *Mushroom Biology and Mushroom Products*.
- **Siqueira, F.G., et al.** (2008). Chemical characterization of mushroom compost and its impact on *Agaricus bisporus* cultivation. *Brazilian Journal of Microbiology*, 39(2).
- **Sonnenberg, A.S.M., et al.** (2011). Breeding and strain protection in the button mushroom. *Acta Horticulturae*, 969, 203–210.
- **Straatsma, G., Samson, R.A., & Olijnsma, T.W.** (1994). Compost inoculation for mushroom cultivation. *Mycological Research*, 98(6), 653–660.
- **Straatsma, G., et al.** (2000). Carbon dioxide requirement for primordium formation in *Agaricus bisporus*. *Mycological Research*, 104(9), 1125–1130.
- **Thuillier, A.** (2013). *Diversité fonctionnelle des glutathion transférases fongiques : caractérisation des classes Ure2p et GTT2 de *Phanerochaete chrysosporium*. Thèse de doctorat, Université de Lorraine, 244 p.
- **Valverde, M.E., et al.** (2015). Edible mushrooms: Improving human health and promoting quality life. *International Journal of Microbiology*, Article ID 376387.
- **Zeitoun, R.** (2011). *Procédés de fonctionnement de la matière végétale. Application à la production des polysaccharides du son et de la paille de blé*. Thèse de Doctorat, Institut National Polytechnique de Toulouse.
- **Zadrazil, F.** (1980). Influence of pH on the growth of higher fungi. *European Journal of Applied Microbiology and Biotechnology*, 9(2), 75–82.

- **Zamora, A.J., Pastoriza, S., & Henares, J.A.R.** (2015). Revalorization of coffee by-products: Prebiotic, antimicrobial and antioxidant properties. *LWT - Food Science and Technology*, 61, 12–18.
- **Zied, D.C., et al.** (2011). Production of *Agaricus bisporus* on substrates with different compositions. *Horticultura Brasileira*, 29(4), 437–443.

Résumé

Les champignons comestibles, notamment *Pleurotus ostreatus* et *Agaricus bisporus*, occupent une place importante dans l'alimentation humaine grâce à leur richesse nutritionnelle et leur rôle dans la valorisation des déchets agricoles.

Cette étude vise à évaluer la culture de ces deux espèces sur divers substrats agricoles (grignon d'olive, marc de café, paille de blé, sciure, fumier de cheval et fiente de volaille), afin d'analyser leur croissance, leur fructification et leurs rendements.

Les résultats ont montré que ces champignons peuvent se développer efficacement sur des résidus locaux, offrant une alternative durable pour le recyclage des déchets organiques et la production mycicole écologique.

Abstract

Edible mushrooms such as *Pleurotus ostreatus* and *Agaricus bisporus* play a key role in human nutrition and in the recycling of agricultural residues.

This study evaluates their growth and yield on different agricultural substrates including olive pomace, coffee grounds, wheat straw, sawdust, horse manure, and poultry droppings.

Results show that both species grow effectively on local residues, highlighting their potential for sustainable mushroom production and organic waste valorization.

الملخص

تُعدّ الفطريات الصالحة للأكل، مثل فطر المحار وفطر باريس، من الأغذية الغنية بالعناصر الغذائية والمفيدة في إعادة تدوير المخلفات الزراعية.

تهدف هذه الدراسة إلى تقييم نمو وإنتاج هذين الفطرين على مخلفات زراعية مختلفة مثل جفت الزيتون، نفل القهوة، تبن القمح، نشارة الخشب، روث الخيول وفضلات الدواجن.

وأظهرت النتائج أن الفطرين ينموان بكفاءة على هذه المخلفات، مما يعزز إمكانية استخدامها في إنتاج فطري مستدام وصديق للبيئة.