

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



Universite Mouloud Mammeri De Tizi-Ouzou
Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques
Département de Biologie Animale et Végétale

Mémoire
En vue de l'obtention du diplôme de Master
en Sciences Biologiques

Spécialité : Biodiversité et Environnement

Sujet

Valorisation de résidus agricoles et agro industriels
par la culture d'un champignon comestible,
***Pleurotus ostreatus* (Jacq. :Fr.) Kumm. :**
Synthèse bibliographique.

Présenté par :

- **IBEGHOUCHE** **Dhia**
- **SLIMANI** **Souad**

Le : 19 / 11 /2020, devant le jury :

Présidente : M^{me} SADOUDI ALI-AHMED Djamila PROFESSEUR (UMMTO)
Promotrice : M^{me} MANSOUR BENAMAR Malika MCB (UMMTO)
Examinatrice : M^{me} SAHMOUNE SIDI MANSOUR Fadhila MAA (UMMTO)

Remerciements

Nous remercions Allah de nous avoir aidées à réaliser ce travail.

Cette synthèse bibliographique a été réalisée au Laboratoire de Production, Amélioration et Protection des Végétaux de la Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques (FSBSA) de l'Université Mouloud MAMMARI de Tizi-Ouzou (UMMTO) sous la direction du Docteur MANSOUR-BENAMAR Malika.

Au terme de ce travail, nous exprimons notre gratitude et nos sincères remerciements ainsi que notre profond respect à Madame MANSOUR-BENAMAR Malika, Maitre de conférences classe B à la FSBA (UMMTO) pour nous avoir encadrées, guidées, conseillées et suivies attentivement dans la réalisation de ce mémoire de Master II.

Nous remercions Madame SADOUDI ALI-AHMED Djamilia, Professeur à la FSBA (UMMTO), qui nous fait honneur de présider le jury, qu'elle trouve ici l'expression de notre profond respect.

Nos sincères remerciements s'adressent également à M^{me} SAHMOUNE SIDI MANSOUR Fadhila ; Maitre Assistante classe A à la FSBA (UMMTO), qui nous fait l'honneur d'examiner et de juger ce travail, qu'elle trouve ici l'expression de notre profond respect.

Que toutes les personnes qui ont contribué à la réalisation et à la finalisation de ce mémoire trouvent ici l'expression de nos vifs remerciements et notre profonde reconnaissance.

Dihia & Souad

Liste des figures

La figure	Titre	Page
01	Touffe de carpophores de <i>Pleurotus ostreatus</i> (Jacq.ex. Fries) Kummer qui a poussé sur un mélange de résidus agro-industriels (grignon d'olive : 78% -paille de blé : 20% -caco3 : 2%) (Photos Laboratoire PAPVDS faite en 2011).	3
02	Cycle de reproduction de <i>Pleurotus ostreatus</i> (Delmas, 1989 ; complète par Mansour Benamar & Chavant, 2010).	6
03	Homogénéisation du mélange des composants du milieu PDA (Mansour Benamar & Chavant, 2010).	24
04	Boîte de Pétri avec 25 ml de milieu PDA chacune	24
05	Bouturage d'un carpophore de <i>Pleurotus ostreatus</i> local (POL) (Mansour Benamar & Chavant, 2010).	25
06	Mycélium dicaryotique de POL développé sur milieu nutritif gélosé en boîte de Pétri (Mansour Benamar & Chavant, 2010).	26
07	Découpage de la culture mycélienne obtenue sur milieu PDA en rondelles d'inoculum (Mansour Benamar & Chavant, 2010).	26
08	Préparation de l'orge pour la fabrication du blanc de Pleurote (Mansour Benamar & Chavant, 2010).	27
09	Découpage en rondelles du mycélium développé sur le milieu PDA (Mansour Benamar & Chavant, 2010).	28
10	Production du blanc primaire de Pleurote (Mansour Benamar & Chavant, 2010).	28
11	Composition moyenne des grains de blé, orge et seigle en pourcentage de matière sèche (Soltner, 1995).	29
12	Aspect du mycélium de POL sur millet (à gauche) et sur orge (à droite) (Mansour Benamar, 2016)	36
13	Culture de POL sur grignon d'olive supplémenté ou non par 10% de paille de blé (Mansour-Benamar et al., 2013)	41

Liste des tableaux

Tableau	Titre	Page
01	Caractères morphologiques de <i>Pleurotus ostreatus</i> (Mansour-Benamar, 2016 ; Bon, 2004).	4
02	Composés chimiques du marc de café (Ballesteros et al., 2014).	15
03	Composition physique du grignon d'olive (Feretti & Scalabre, 1978 in Mansour-Benamar, 2016).	16
04	Caractéristiques chimiques du grignon d'olive brut (Salhi Mohand-Oussaid, 2004 ; Chemani ,2013).	16
05	Composition biochimique de la paille de blé (Howard et al., 2003).	17
06	Composition biochimique de son de blé (Hollmann & Lindhauer, 2005; Février et Willequet, 2009).	18
07	Essences de bois compatibles avec le Pleurote Oei & Nieuwenhuijze (2005).	19
08	Composition chimique des pépins de raisin récupérés après épépinage d'un marc épuisé (Adjiri, 1985).	20
09	Composition chimique du marc de raisin (INRA, 2007)	21
10	Composition chimique de la coque de tournesol (Brisson, 1996).	21
11	Composition moyenne des grains des grains de blé, orge et seigle en pourcentage de matière sèche (Soltner, 1995).	23
12	Composition et préparation du milieu PDA (Illustration Mansour Benamar & Chavant, 2010)	24
13	Composition des substrats formulés pour la culture de <i>Pleurotus ostreatus</i> (Amrane & Belkacemi, 2017 ; Girmay et al., 2016 ; Mansour Benamar et al, 2014).	37
14	Mésures des différents paramètres de la culture des deux souches de <i>Pleurotus ostreatus</i> (Amrane & Belkacemi, 2017 ; Girmay et al., 2016 ; Mansour Benamar et al ., 2014).	38

Liste des abréviations

Abréviation	Significatif
DC	Durée de la Culture
DI	Durée d'Incubation
DMCh	Diamètre Moyen des Chapeaux
DP	Déchets de Papiers
EB	Efficacité Biologique
GC	Graines de Coton
GO	Grignon d'Olive
IG	Indice Glycémie
INRA	Institut National de la Recherche Agronomique
j	jours
LaMP	Largeur Moyenne des Pieds
LoMP	Longueur Moyenne des Pieds
M	Mélange
M1	Mélange 1
M2	Mélange 2
M3	Mélange 3
MAA	Maitre Assistante classe A
MC	Marc de Café
Mg	Magnésium
NTC	Nombre Total de Carpophores
Para	Paramètre
PB	Paille de Blé
PDA	Pomme de terre- Dextrose-Agar
PMC	Poids Moyen par Carpophore
POC	<i>Pleurotus Ostreatus</i> Commerciale
POL	<i>Pleurotus Ostreatus</i> Locale
PTC	Poids Total des Carpophores
PTS	Poids Totale du Substrat
RC	Raper Complet
Rdt	Rendements
SB	Sciure de Bois
Sub	Substrat
UMMTO	Université Mouloud Mammeri Tizi Ouzou

Table des matières

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction1

Chapitre I

Généralités sur *Pleurotus ostreatus* (Jacq. : Fries) P. Kummer.

1. Définition	3
2. Description	4
3. Systématique	4
4. Biocycle	5
5. Facteurs influants sur la croissance végétative et la fructification	7
5.1. Facteurs nutritifs	7
5.2. Facteurs physico-chimiques	8
5.2.1 .Température	8
5.2.2 .Acidité du milieu (pH)	8
5.2.3. Gaz	8
5.2.4. Lumière	8
5.2.5. Humidité de l'air	9
6. Répartition	9

7. Intérêts de <i>Pleurotus ostreatus</i>	9
7.1. Valeur nutritive.....	9
7.2. Propriétés médicinales	10
7.2.1. Activité anticancer	10
7.2.2. Activité anti-cholestérol	10
7.2.3. Activité anti-oxydante	11
7.2.4. Activité antimicrobienne	11
7.2.4. Activité antidiabétique	11
7.3. Intérêts économique et écologique	12
8. Principales maladies.....	12

Chapitre II

Résidus agricoles et agro-industriels utilisés pour la culture de *Pleurotus*

1. Marc de café	14
1.1. Définition	14
1.2. Propriétés physico-chimique de marc de café	14
2. Grignon d'olive	15
2.1. Définition	15
2.2. Composition physico-chimique	16
3. Sous-produits de la filière céréalière	16
3.1. Paille de blé	17
3.1.1. Définition.....	17
3.1.2. Composition biochimique de la paille de blé.....	17
3.2. Son de blé	18
4. Sous-produits forestiers	18
4.1. Essences de bois compatibles avec la culture de <i>Pleurotus</i>	18
4.2. Formes d'utilisation du bois	19

4.2.1. Rondins	19
4.2.2. Copeaux	19
4.2.3. Sciure.....	19
5. Sous-produits des boissons alcoolisées	20
5.1. Pépins de raisin	20
5.2. Marc du raisin	20
6. Coproduits du décorticage des graines de tournesol : la coque de tournesol	21

Chapitre III

Technique de production de *Pleurotus ostreatus*

1. Fabrication du blanc de Pleurote	22
1.1. Définition.....	22
1.2. Substrat de base pour la production de blanc de Pleurote	22
1.3. Technique de production de blanc de champignon.....	23
1.3.1. Production de mycélium dicaryotique.....	23
1.3.1.1. Milieu de culture gélosé standard : Le milieu PDA	23
1.3.2.1. Multiplication du mycélium dicaryotique sur milieu de culture gélosé	25
1.3.2. Production de blanc de Pleurote proprement dit	26
2. Production de carpophores de <i>Pleurotus ostreatus</i>	29
2.1. Préparation du substrat de culture	29
2.1.1. Pesée et broyage	29
2.1.2. Mouillage de la paille et des autres substrats.....	30
2.1.3. Désinfection du substrat de culture.....	30

2.1.4. Lardage	31
2.1.5. Choix de la technologie de production des carpophores.....	32
2.2. Incubation.....	32
2.3. Mise en fructification	33
2.3.1. Humidité	33
2.3.2. Eclairage	33
2.3.3. Température	33
2.3.4. Aération	34
2.4. Récolte des carpophores.....	34

Chapitre IV

Quelques résultats et discussion

1. Croissance mycélienne de <i>Pleurotus ostreatus</i> sur milieux gélosés	35
2. Production de blanc de <i>Pleurotus ostreatus</i>	35
3. Production de carpophores de <i>Pleurotus ostreatus</i>	36
Conclusion et perspectives	42

Introduction

D'énormes quantités de déchets sont générées par le secteur agricole, les exploitations forestières et les industries alimentaires qui sont, la plupart du temps, déversés dans des décharges. Ces déchets organiques sont divers et sont généralement, sous forme solide : sciure de bois, déchets de papiers, paille de céréales, pulpe de café, marc de café, grignon d'olive, bagasse de canne à sucre, rafle de maïs etc. Ils ont en commun leur nature lignocellulosique. La haute teneur en lignine de certains de ces déchets, comme chez la sciure de bois, le grignon d'olives ou le marc de café, est, en grande partie, responsable de leur récalcitrance à la biodégradation dans des conditions environnementales normales. Ces déchets sont, théoriquement, inépuisables et renouvelables (Raimbault, 1981).

A la recherche de l'équilibre entre les aspects sociaux, économiques et environnementaux, la réutilisation des déchets agro-industriels a pris un double objectif, très important, d'une part éliminer ou réduire ces déchets dans l'environnement et d'autre part leur donner une valeur ajoutée par la production d'aliments peu onéreux (Villas-Bôas et al., 2002).

Une des stratégies développées pour l'élimination de grandes quantités de déchets lignocellulosiques est la production de champignons comestibles (Chang & Miles, 1992).

De nombreuses études ont utilisé divers déchets agro-industriels pour optimiser les paramètres biologiques (sélection de souches de champignons performantes) et physico-chimiques (amélioration de la composition chimique des déchets à valoriser et les conditions de culture comme la température, l'humidité, le pH...) pour la culture de champignons (Iqbal et al., 2016 ; Mansour Benamar, 2016 ; Mansour Benamar et al., 2014 ; Mansour Benamar et al., 2013 ; Philippoussis, 2009 ; INRA, 2005 ; Velasquez-Cedeño, 2005 ; Oei, 1993 ; Olivier, 1991 ; Delmas, 1989).

Pleurotus spp, communément appelés Pleurotes (Oyster Fungi, en anglais) ou simplement *Pleurotus*, sont des champignons saprophytes, décomposeurs primaires du bois et résidus végétaux (Zadrazil & Kurtzman, 1981).

Pour de nombreuses raisons, parmi les champignons du genre *Pleurotus*, une espèce, *P. ostreatus* (Jacq. : Fries) P. Kummer, appelé communément le Pleurote en huître (Oyster Mushroom en anglais), a été intensivement étudié dans de nombreuses régions du monde.

Pleurotus ostreatus possède une grande valeur nutritionnelle et une haute valeur médicinale (Jedinak & Sliva, 2008 ; Chang & Miles, 2004 ; Chaves et *al.*, 2004 ; Manzi et *al.*, 1999), ajoutées à sa capacité à coloniser et à dégrader une grande variété de résidus lignocellulosiques, son temps de croissance plus court par rapport à d'autres espèces de champignons comestibles, ses exigences moindres en conditions de cultures et sa technique de culture relativement plus simple (Mansour Benamar, 2016 ; Velasquez Cedeño, 2005).

L'objectif de notre étude est donc de faire une synthèse bibliographique sur la valorisation de résidus agricoles et agro-industriels par la culture du champignon comestible cosmopolite, *Pleurotus ostreatus* (Jacq. Ex. Fries) P. Kummer.

Après une introduction au sujet, nous avons divisé ce travail en quatre chapitres :

- ❖ le chapitre I est consacré à la présentation du champignon comestible d'intérêt, à savoir le Pleurote en huitre ;
- ❖ le chapitre II est consacré aux principaux résidus agricoles et agro-industriels, utilisés à travers le monde, pour la culture de ce champignon ;
- ❖ le chapitre III est consacré aux techniques de production du blanc de ce champignon ainsi qu'aux différentes techniques de culture et de production des carpophores.
- ❖ le chapitre IV est consacré à la présentation critique de quelques résultats obtenus par différents chercheurs à travers le monde.

Pour finir le mémoire, nous avons présenté une conclusion et perspectives.

Chapitre I

Généralités sur *Pleurotus ostreatus*

(Jacq. : Fries) P. Kummer

1- Définition

Les Pleurotes sont des organismes eucaryotes, thallophytes, non chlorophylliens, à corps généralement filamenteux appelé mycélium ; ce dernier forme des hyphes, de couleur blanche ; en période de fructification, le mycélium se condense pour former des sporophores ou carpophores ou encore basidiocarpes appelés communément champignons (Maublanc, 1976 ; Monnier, 1997).

Le Pleurote en huître, de son nom scientifique, *Pleurotus ostreatus* (Jacq. ex. Fries) Kummer, est un champignon comestible, lignicole, cosmopolite, à mode de vie saprophyte qui a fait encore l'objet de nombreux travaux de recherche dans différents domaines.

Dans la nature, il apparait en automne et en hiver (Mansour-Benamar, 2016) sous forme de touffes (Figure 01), sur des arbres feuillus en états de faiblesse, abattus ou blessés.

Il est très cultivé en Asie. Sa culture remonte à des temps très anciens (> 900ans) au Japon et en chine (Olivier et *al.*, 1991).



Figure 01: Touffe de carpophores de *Pleurotus ostreatus* (Jacq.ex. Fries) Kummer qui a poussé sur un mélange de résidus agro-industriels (grignon d'olive : 78% -paille de blé : 20% - CaCO_3 : 2%) (Photo Laboratoire PAPVDS prise en 2011).

2- Description

Dans le tableau 01, nous avons repris les caractéristiques de *Pleurotus ostreatus* (Jacq.ex. Fries) Kummer.

Tableau 01: Caractères morphologiques de *Pleurotus ostreatus* (Mansour-Benamar, 2016 ; Bon, 2004).

Chapeau	Seul ou superposés en touffes, en forme d'huître ou d'éventail, de 2 à 20cm de diamètre ; convexe, charnu, blanc à gris bleuâtre parfois ardoisé.
Lamelles	Blanches, longuement décurrentes sur le pied, si présent ; forment l'hyménium, tissu fertile où se forment les basides portant les basidiospores ; l'hyménium se trouve face inférieure du chapeau.
Basidiospores	Crèmes, cylindriques, 7,5-11µm de long sur 3-4 µm de large, formant une sporée gris-lilas pâle.
Pied (stipe)	Plus ou moins absent, excentré (latéral), souvent velu ou hirsute, court quand il est présent, mesurant 2 cm de long sur 1cm de large ; pas d'anneau et pas de volve.
Chair	Blanche à bonne odeur fongique caractéristique.

3. Systématique

Systématique du Pleurote en huître (Hibett et *al*, 2014 ; Courtecuisse & Duhem, 2011 ; Kalmee, 2007 ; Singer, 1986) :

Domaine: Eukarya

Règne : Fungi

Phylum : Basidiomycota

Classe : Agaricomycètes

Sous Classe : Agaricomycetideae

Ordre : Agaricales

Famille : Pleurotaceae

Genre : *Pleurotus*

Espèce : *P. ostreatus* (Jacq. Ex. Fries) Kummer (1871)

P. ostreatus (Jacq. : Fr.) P. Kumm (1871)

4. Biocycle

Le cycle de vie de ce champignon (Figure 02) est formé de deux phases (Delmas, 1989) :

- ❖ La phase végétative qui correspond à la croissance et au développement du mycélium primaire, monocaryotique, haploïde. Ce dernier se présente sous forme de longs filaments blancs. Ce mycélium est issu de la germination d'une basidiospore.

- ❖ La phase fructifère qui correspond à la formation des carpophores ; elle démarre avec la conjugaison de deux mycéliums primaires compatibles, donnant naissance à un mycélium secondaire dicaryotique qui se condense pour former les primordia (ébauches des carpophores).

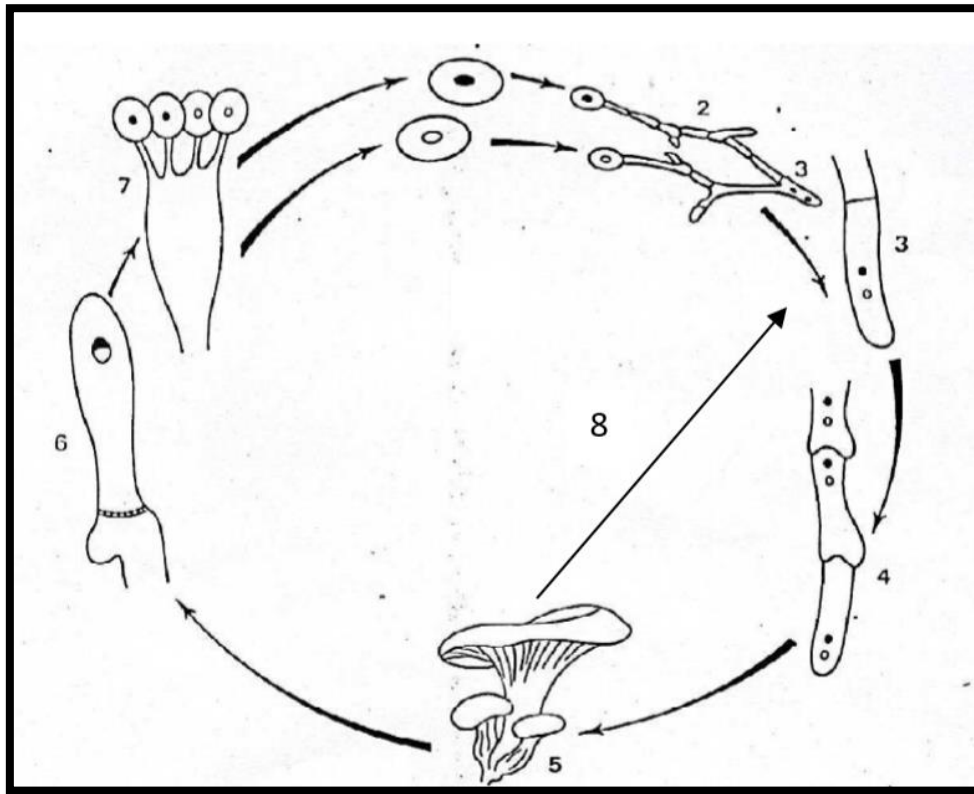


Figure02 : Cycle de reproduction de *Pleurotus ostreatus* (Source : Delmas, 1989, complété par Mansour Benamar & Chavant, 2010).

Légende :

1. Basidiospores ;
2. Mycéliums primaires monocaryotiques ;
3. Fusion de deux mycéliums primaires compatibles ;
4. Mycélium secondaire dicaryotique, fructifère, à anses d'anastomose ;
5. Carpophores ;
6. Cellule basidiogène dans laquelle s'effectue la fusion des deux noyaux compatibles du dicaryon et qui sera suivie ensuite de la méiose ;
7. Baside portant les quatre basidiospores contenant chacune l'un des quatre noyaux haploïdes issus de la méiose ;
8. Développement du mycélium dicaryotique à partir du carpophore.

5. Facteurs influents sur la croissance végétative et la fructification

En plus de leurs valeurs nutritive et médicinale, les espèces du genre *Pleurotus* sont relativement faciles à cultiver en raison de leurs faibles exigences et leur grande adaptabilité comparativement au genre *Agaricus*, par exemple ; c'est pour cela, qu'elles sont cultivées dans le monde entier et leur production augmente d'année en année (Chang & Miles, 2004).

Différents facteurs influent sur la croissance mycélienne et la fructification des Pleurotes.

5.1. Facteurs nutritifs

Du fait de son mode de vie saprotrophe, ce genre de champignon exige durant son développement et sa croissance un milieu de vie qui contient une source de carbone ; selon les travaux de Salem et al. (2014), Chang & Miles (2004), Olivier et al. (1991) et Delmas (1989), le glucose reste la meilleur source de carbone mais l'amidon, le fructose, le galactose, le maltose, le mannose et le saccharose peuvent être utilisés ainsi que la lignine et la cellulose retrouvés dans divers résidus agricoles et agro-industriels.

Il a également besoin d'une source d'azote, élément essentiel à certaines fonctions cellulaires, comme la synthèse des parois cellulaires, d'enzymes, de protéines, d'acides nucléiques, de bases puriques et pyrimidiques ainsi que de polysaccharides (Belletini et al., 2016 ; Upadhyay, 2002).

Les espèces du genre *Pleurotus* sont capables de pousser sur des substrats à faible pourcentage d'azote (0,3% à 1,0%) (Machado et al., 2015). Parmi les sources d'azote utilisées en culture de *Pleurotus ostreatus*, il y'a le son de céréales et c'est le son de blé qui est souvent privilégié (Chaya & Hadjem, 2019; Moonmoon et al., 2010).

La peptone, les tourteaux de soja, l'extrait de levure, le sulfate d'ammonium, l'asparagine, la sérine, l'alanine, la lysine et la glycine sont de bonnes sources d'azote pour la croissance des champignons (Zied et al., 2010 ; Chang & Miles, 2004). Selon Chang & Miles (2004), l'urée constitue une source pauvre en azote.

Les champignons, en général, ont besoin d'éléments minéraux comme le phosphore, le potassium, le magnésium, le calcium et des oligo-éléments comme le zinc, le cuivre, le fer et le manganèse (Olivier et al., 1991 ; Delmas, 1989).

5.2. Facteurs physico-chimiques

5.2.1. Température

Les températures optimales pour la croissance du mycélium se situent entre 25°C et 28°C (Mansour-Benamar et al., 2011 ; Chang & Miles, 2004). Par contre la température optimale de développement des carpophores se situe entre 14 et 18°C pour *Pleurotus ostreatus* (Chang & Miles, 2004).

5.2.2. Acidité du milieu (pH)

Les champignons se développent, de manière optimale, sur des supports légèrement acides, c'est-à-dire, ayant un pH variant entre 5,5 et 6,5 (Chang & Miles, 2004), cependant *Pleurotus ostreatus* se développe, de manière sélective, à des pH basiques ($\text{pH} \geq 7,5$) (Philipoussis, 2009). L'activité du champignon entraîne une acidification du substrat (Mansour-Benamar et al., 2014)

5.2.3. Gaz

Pendant le développement et la croissance mycélienne, la tolérance du mycélium au CO₂ est plutôt forte. Le mycélium de *Pleurotus* spp. peut croître de manière florissante à des concentrations en CO₂ allant de 15 à 20% pour Chang & Miles (2004) et 20 à 25% pour Olivier et al. (1991). Lorsque la concentration de CO₂ dans l'environnement du champignon a atteint 30%, la croissance du mycélium diminue (Chang & Miles, 2004). Par contre, les carpophores sont sensibles au CO₂ : en effet, quand dans la chambre de culture ou dans les sacs de culture, la concentration en CO₂ dépasse 600 ppm (0,06%), le stipe s'allonge et le développement du chapeau est perturbée (Chang & Miles, 2004).

Les Pleurotes sont des organismes aérobies. Ils ont besoin d'oxygène pour respirer, tout particulièrement pour dégrader certains éléments comme la lignine (Olivier et al., 1991).

5.2.4. Lumière

Chez de nombreuses espèces de champignons, la lumière induit l'initiation fructifère ; La lumière intervient sur la maturation, la pigmentation et la morphogénèse des carpophore (Eynard, 1975).

La croissance du mycélium n'exige pas de lumière ; un endroit sombre convient parfaitement. Par contre, la formation des primordia et leur croissance demandent de la lumière. La croissance des carpophores nécessite une intensité lumineuse variant entre 50 et

500 lux et la couleur du chapeau est étroitement liée à cette intensité lumineuse (Chang & Miles, 2004). Mansour-Benamar & Chavant (2010) ont observé, que le Pleurote local développait des carpophores fortement colorés (gris à marron sombre) à l'air libre, alors que les carpophores sont d'un blanc laiteux lorsqu'ils sont formés en intérieur, dans une chambre de culture.

5.2.5. Humidité de l'air

L'eau est un élément indispensable pour la vie des champignons, cependant un excès d'eau peut asphyxier le mycélium ou entraîner une prolifération de bactéries antagonistes et de champignons parasites (Olivier et al., 1991). Ces auteurs précisent que l'eau apportée doit se fixer au support tout en restant disponible pour le mycélium.

6. Répartition

Les champignons de la famille des Pleurotaceae sont répandus dans les régions tempérées et tropicales (Cannon & Kirk, 2007). *Pleurotus ostreatus* pousse, à l'état sauvage, sur du bois mort, particulièrement en Europe et en Afrique du Nord (Givelet, 2011).

7. Intérêts de *Pleurotus ostreatus*

Les champignons comestibles ont connu un intérêt remarquable au cours des dernières décennies car ils constituent une bonne source nutritive à intérêt médicinal élevé. En effet, ils possèdent des caractéristiques uniques en termes de couleur, de goût, d'arôme et de texture ce qui les rend attrayants pour la consommation humaine (Belletini et al., 2016 ; Oseni et al., 2012 ; Chang & Miles, 2004).

7.1. Valeur nutritive

La plupart des champignons comestibles se classent au même niveau que la viande et le lait sur le plan de la valeur nutritive potentielle, beaucoup plus élevée que celle de la plupart des légumineuses et des légumes (Chang & Miles, 2004).

Les protéines, exprimées en pourcentage de matière sèche, se situent entre 10 et 30%, parfois dépassant les 40% chez *Pleurotus* ; ce dernier contient tous les acides aminés essentiels qui représentent 40% du contenu total en acides aminés (Chang & Miles, 2004).

Les champignons sont riches en lysine et en tryptophane, deux acides aminés essentiels, déficients chez les céréales (Kakon et al., 2012).

Les lipides représentent 3 à 5% de la matière sèche et sont plus importants dans le pied que dans le chapeau du champignon (Chang & Miles, 2004).

Les hydrates de carbone et les fibres brutes représentent, chez *Pleurotus ostreatus*, environ 57% et 14 % de sa matière sèche, respectivement (Chang & Miles, 2004).

Les macromycètes, en général, sont riches en vitamines du groupe B (vit. B1, B2, B3.), ils contiennent également de la vitamine C mais sont pauvres en vit. A, D et E (Kakon et al., 2012).

Les carpophores de champignons comestibles sont connus pour renfermer un haut niveau en macroéléments minéraux, essentiellement, K, P, Na, Ca et Mg. K, P, Na et Mg représentent 56 à 70% des cendres des carpophores avec 45% pour le potassium seul et Na; et, des oligoéléments comme Cu, Zn, Fe, Mo, Cd et Se (Kakon et al., 2012).

Malheureusement, les champignons comestibles présentent l'inconvénient d'accumuler les métaux lourds, d'où l'importance à accorder à la qualité du substrat de culture à utiliser.

7.2. Propriétés médicinales

7.2.1. Activité anti-cancer

Givelet, 2011 a rapporté que *P. ostreatus* a une activité de protection contre le cancer du sein et le cancer du côlon par arrêt du cycle cellulaire des cellules cancéreuses au stade G0/G1 par induction de l'expression des protéines P53 et P21. La protéine P53 est suppresseur de tumeur et la protéine P21 agit comme facteur de transcription, elle active la réparation cellulaire ou l'apoptose. Selon ces deux auteurs, de nombreux cancers sont provoqués par la mutation du gène codant pour la protéine P53.

7.2.2. Activité anti-cholestérol

Pleurotus ostreatus entraîne une diminution du « mauvais cholestérol », le cholestérol L.D.L. (Low-Density-Lipoprotein cholesterol) et du cholestérol total ainsi que des triglycérides grâce à la présence de la lovastatine et de la mévinoline dans ce champignon. Ces deux molécules ont la particularité d'inhiber la HMG CoA réductase (Hydroxy-méthyl-glutaryl-coenzyme A réductase) qui permet la synthèse du cholestérol (Givelet, 2011).

7.2.3. Activité antioxydante puissante

Pleurotus ostreatus entraîne une diminution du MAD (malondi aldéhyde), un marqueur de stress oxydant, une augmentation, du glutathion, des vitamines C et E et de l'enzyme antioxydante, la SOD (la superoxydedismutase) (Givelet, 2011).

Actuellement, beaucoup de chercheurs, s'intéressent à l'activité anti oxydante des gros champignons, comestibles ou non.

7.2.4. Activité antimicrobienne

Actuellement, la résistance aux antibiotiques constitue un problème majeur. Les champignons sont une source potentielle de nouvelles molécules pour y remédier. En effet, pour survivre dans leurs milieux naturels, les champignons fabriquent des composés antibactériens et antifongiques. De nombreux composés antimicrobiens ont été isolés à partir de différentes espèces de champignons (Lindequist, 2005).

Des extraits aqueux de la souche locale de *Pleurotus ostreatus* cultivée habituellement dans le Laboratoire de Production, Amélioration et Protection des Végétaux de la Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques (UMMTO), n'ont pas présenté d'activité antibactérienne lors des tests in vitro (Ghezal & Chemam, 2017).

7.2.5. Activité antidiabétique

Le diabète est un désordre métabolique qui touche environ 422 millions de personnes dans le monde. A la recherche de traitements plus efficaces avec moins d'effets secondaires, les chercheurs se tournent de plus en plus vers les champignons comestibles ou non comestible, parmi eux *P. ostreatus* ; les champignons comestibles possèdent un indice glycémique très faible (IG=15). Les extraits de *P. ostreatus* ont également un effet anti-hyperglycémiant, mais le mécanisme d'action, n'est pas encore totalement élucidé (Mirunalini & Deepalakshmi, 2014).

7.3. Intérêts économique et écologique

La culture des champignons est un procédé biotechnologique économiquement viable pour la conversion de divers déchets agricoles et agro-industriels lignocellulosiques (Girmay et al., 2016 ; Mansour-Benamar et al., 2013 ; Mansour –Benamar et al., 2007 ; Velazquez-

Cedeno, 2005). Elle permet de fournir des produits frais tout en transformant une partie des déchets agricoles en protéines alimentaires de haute qualité.

La culture et le commerce des champignons procurent des moyens de subsistance, pouvant non seulement réduire la vulnérabilité à la pauvreté, mais aussi améliorer les capacités d'une personne ou d'une communauté à agir sur d'autres opportunités économiques par la génération d'un rendement rapide et d'un meilleur revenu ; elle convient à petite ou à grande échelle ainsi qu'à l'autoconsommation (Marshall & Nair, 2009) .

Les activités liées à la culture de champignons sont respectueuses de l'environnement, car après la récolte des carpophores, le substrat résidu de culture chargé du reste de mycélium du champignon qui a poussé dessus, peut être utilisé directement pour amender le sol (Khendriche & Kara Ali, 2013). La culture des champignons est dans ce contexte, une méthode sûre et durable qui permet de rendre ce produit disponible en quantité et en qualité et tout au long de l'année.

Les Pleurotes ont une grande importance environnementale en recyclant les déchets organiques, jouant ainsi un rôle dans le contrôle des problèmes de pollution. De nombreuses recherches sont entreprises, à travers le monde, sur l'utilisation des pleurotes dans la bioremédiation, pour résoudre les problèmes de pollution du sol par les hydrocarbures polycycliques aromatiques (Cannon & Kirk, 2007).

8. Principales maladies

Dans le système de culture sur substrat pasteurisé de *P. ostreatus*, les cultivateurs peuvent être confrontés à deux problèmes très importants (Delmas, 1989 ; Laborde, 1990 & Olivier et al., 1991) :

❖ Les moisissures : plusieurs espèces de « moisissures vertes », à effet antagoniste, possèdent la même plage de température de croissance que *P. ostreatus*. Des zones de substrat peuvent alors rapidement devenir vertes, il s'agit le plus souvent, des genres *Trichoderma* ou *Glicocladium*. Leur présence stoppe le développement mycélien et aucun fongicide curatif ne peut être utilisé sans nuire au champignon cultivé. Très productrices de spores, ces moisissures peuvent contaminer rapidement les autres substrats sains. Il est recommandé d'éliminer immédiatement tout substrat présentant de tels symptômes, et pour se prémunir, il faut renforcer la désinfection par l'usage d'un fongicide (Bénomyl) apporté avant

la pasteurisation. L'apparition de ces moisissures peut aussi être le signe d'une mauvaise pasteurisation, d'un lardage insuffisant et surtout d'une surchauffe en début d'incubation.

Des « moisissures noir » peu antagonistes et dont la localisation est généralement limitée peuvent aussi apparaître.

- ❖ Les diptères : Le mycélium de *P. ostreatus* attire des diptères (phorides, sciarides, cecidomyes). Ces insectes sont potentiellement dangereux dans la mesure où leurs larves se nourrissent au dépend du mycélium et des carpophores dans lequel elles creusent des tunnels. et les adultes transportent des agents de maladies diverses (acariens, nématodes). Leur prolifération peut être très dommageable et les méthodes de lutte sont préventives.

Pour lutter contre les maladies, il est indispensable de prendre des mesures prophylactiques. Lors de la culture, un traitement thermique adéquat associé à une lutte chimique par des produits antibactériens et antifongiques est recommandée.

Chapitre II

*Résidus agricoles et agro-industriels
utilisés pour la culture de Pleurotus*

La culture commerciale des champignons comestibles peut s'effectuer sur une large gamme de déchets agro-industriels : sciure de bois, déchets de papier, paille de céréales, bagasse de canne à sucre, pulpe de café, feuilles de bananier, déchets d'agave, pulpe de soja (Miranda Gern et *al.*, 2010 ; Salmones et *al.*, 2005), fumiers de bovins, d'équidés, de volailles, et d'autres animaux domestiques, pailles de céréales (paille de blé, de riz) résidus de coton, bois ou sciure de bois (Chang & Miles, 1984).

Oie (1993) définit le substrat de culture comme étant le matériau sur lequel pousse le mycélium. Ce sont les conditions internes du substrat et le climat qui règne autour de lui qui déterminent la croissance du mycélium. Sa composition va déterminer sa sélectivité, c'est-à-dire son adéquation aux besoins du champignon cultivé et son inadéquation aux organismes compétiteurs. La sélectivité d'un substrat dépend :

- des substances nutritives présentes ;
- du pH ;
- de l'activité microbienne ;
- de l'aération ;
- de la teneur en eau.

1. Marc de café

1.1. Définition

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).

1.2. Propriétés physico-chimique de marc de café

Le marc de café possède des propriétés, physiques et chimiques. La composition du marc de café est essentiellement faite de carbone qui représente l'élément majoritaire, de polysaccharides, de lipides, de protéines, de polyphénols et de minéraux (Zamora et *al.*, 2015). Le Tableau 02, regroupe les principaux composés du marc de café.

Tableau 02 : Composés chimiques du marc de café ; Source : Ballesteros et *al.*, 2014.

Éléments	Quantité (% de matière sèche)
Cellulose	12,40
Hémicellulose	39,90
Lignine	23,90
Protéines	17,44
Lipides	2,29
Carbone (C)	47,18
Azote (N)	02,76
C/N	16,91
Cendres	01,30

Concernant les propriétés physiques, le marc de café possède un haut taux d'humidité variant entre 55 et 80 % (Cruz et *al.*, 2015).

2. Grignon d'olive

Selon le recensement économique de 2017, le nombre total des huileries s'élève à 840 unités localisées à hauteur de 92% dans 9 wilayas productrices de l'huile d'olive (Bouira ; Tizi-Ouzou ; Bejaia ; Blida ; Tlemcen et Jijel). Des données plus récentes collectées par l'Institut Technique de l'arboriculture fruitière et de la vigne auprès des Directions des Services Agricoles des wilayas (Juillet 2018), fait ressortir un nombre beaucoup plus important d'huileries qui s'élève à 1680 huileries à travers le territoire national. La wilaya de Tizi-Ouzou vient en tête avec un nombre de 464 huileries représentant ainsi 28% du nombre total des huileries (I.T.A.F.V, 2018).

La production d'huile d'olive génère de grandes quantités de sous-produits solides (grignons) et liquides (margines), qui peuvent affecter significativement l'équilibre économique de cette activité agro-industrielle en raison des coûts associés à leur traitement et/ou élimination. D'autre part, ces déchets peuvent générer des impacts négatifs sur l'environnement (Roig et *al.*, 2006).

2.1. Définition

Le grignon d'olive appelé également tourteau ou marc d'olives est le résidu solide issu de la première pression ou centrifugation. Il est constitué de pulpes et de noyaux d'olives concassés (Nefzaoui, 1991). Ils peuvent être transformés en un produit destiné à

l'alimentation animale ou en huile dite de grignons d'olive (huile de qualité médiocre) après extraction chimique (Benyahia & Zei, 2003).

2.2. Composition physico-chimique

La composition physique du grignon d'olive tableau 03 révèle qu'il renferme la plus grande partie de la matière sèche de l'olive et une certaine proportion d'eau de végétation (margines) avec une certaine quantité d'huile résiduelle qui favorise son altération rapide (Nefzaoui, 1991).

Tableau 03: Composition physique du grignon d'olive

(Source : Feretti & Scalabre, 1978 in Mansour-Benamar, 2016)

Fraction du grignon résiduelle	Epicarpe + Mésocarpe	Endocarpe	Amandon	Eau	Huile
Pourcentage(%)	42,30	21,20	3	25	9,5

La composition chimique du grignon d'olive varie en fonction de la variété d'olive, des conditions de culture et du procédé utilisé pour extraire l'huile (Nefzaoui, 1991).

Le grignon d'olives est un matériau lignocellulosique constitué principalement de cellulose, d'hémicelluloses et de lignine (Tableau 04).

Tableau 04 : Caractéristiques chimiques du grignon d'olive brut

(Source : Chemani*, 2013; Salhi Mohand-Oussaid**, 2004)

Composant	Pourcentage dans le grignon	
Matière sèche (%MF) **	74,00	
Protéines brutes (% MS) **	04,66	
Cellulose brute (% MS) **	47,60	
Cellulose (% MS) *		34,25
Hémicellulose (% MS) *		12,40
Lignine (% MS) *		23,36
Matière grasse (% MS)*		03,47
Cendres (% MS)*		03,01
pH **	5,26	

3. Sous-produits de la filière céréalière

Les céréales occupent à l'échelle mondiale une place primordiale dans le système agricole. Elles constituent la base de la nutrition humaine et animale (Mouellef, 2010). Parmi ces céréales, le blé occupe la première place dans la production mondiale mais il est classé deuxième après le riz et assure 15% des besoins énergétiques humains (Mouellef, 2010).

Les pailles de céréales ont été pendant un certain temps considérées comme des résidus de peu de valeur et étaient souvent brûlées dans les champs. La législation environnementale et le développement du traitement de la paille pour améliorer sa digestibilité ont stoppé le brûlage de la paille dans la plupart des pays développés ; en effet, elle est maintenant distribuée comme aliment aux animaux ou utilisée à des fins industrielles.

3.1. Paille de blé

Le blé est une monocotylédone qui appartient au genre *Triticum*, à la famille des Poaceae (Graminées). C'est une céréale dont le grain est un fruit sec indéhiscent, appelé caryopse constitué d'une graine et de téguments (Feillet, 2000).

3.1.1. Définition

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

La paille est un coproduit des cultures de céréales (Zeitoun, 2011). Les deux principales céréales sont le blé et le riz ; les autres céréales comme l'orge, le maïs, et l'avoine sont considérées comme des céréales secondaires. Environ 3/5 des céréales secondaires servent dans l'alimentation animale (FAO, 2007).

3.1.2. Composition biochimique de la paille de blé

La composition biochimique de la paille de blé (tableau 05) est très variable, ceci est dû, d'une part, à la variabilité de la matière végétale qui est fonction de la nature du sol, du climat et du stade de maturité de la plante au moment de la récolte, et d'autre part, aux différentes méthodes d'analyse employées (Zeitoun, 2011).

Tableau05 : Composition biochimique de la paille de blé

(Source : Howard et *al.*, 2003)

Constituant	Teneur en % de matière sèche
Cellulose	30
Hémicellulose	50
Lignine	15
Protéines brutes	03
Calcium	02,50 - 03,10
Phosphore	0,70- 0,80

3.2. Son de blé

Le son de blé est utilisé comme source d'azote dans le substrat de culture du pleurote (Chaya & Hadjem, 2019).

Ce produit est obtenu au cours des opérations de transformation du blé en farine blanche destinée à l'alimentation humaine. Il est riche en fibres alimentaires, composé principalement de cellulose, protéines, vitamines et sels minéraux (calcium, magnésium, phosphore). Cette composition varie en fonction de ses variabilités génétiques et éco-physiologiques ainsi qu'en fonction du mode de fractionnement et de mouture (Zeitoun, 2011).

Sa composition chimique est donnée dans le tableau 06.

Tableau 06 : Composition biochimique du son de blé

(Source : Février & Willequet, 2009 ; Hollmann & Lindhauer, 2005)

Constituant	Teneur (en % de matière sèche)
Hémicellulose	30
Cellulose	22
Lignine	05

4. Sous-produits forestiers

4.1. Essences de bois compatibles avec la culture de *Pleurotus*

Les Pleurotes présentent l'avantage d'être facilement cultivables, sur une grande variété de substrat, avec un rendement important (Stamets, 2000). En Hongrie, 80% des cultures de *P. ostreatus* se font sur peuplier et 10% sur d'autres feuillus (chênes, hêtre,...) (Delmas, 1989).

Selon Olivier et al., 1990, les Pleurotes se développent sur les arbres à bois tendre (peuplier, bouleau) et à bois dur (chênes, hêtre), souvent les arbres à bois tendre conviennent mieux. Le tableau 07 donne quelques essences compatibles avec la culture du genre *Pleurotus*.

Tableau 07 : Essences de bois compatibles avec le Pleurote (Oei & Nieuwenhuijze, 2005).

Nature du bois	Essences d'arbre	Nom scientifique
Bois dure	Chênes Hêtre Frêne Orme	<i>Quercus</i> (famille des Fagaceae) <i>Fagussylvatica</i> (famille des Fagaceae) <i>Fraxinus</i> (famille des Oleaceae) <i>Ulmus</i> (Famille des Ulmaceae)
Bois tendre	Peuplier (baumier peuplier) faux- tremble Bouleau blanc Erable	<i>Populus balsamifera</i> (famille des Salicacées) <i>P. tremuloides</i> (Famille des Salicaceae) <i>Betula pendula</i> (famille des Betulaceae) <i>Acer</i> (famille des Sapindaceae)

4.2. Formes d'utilisation du bois

Le bois utilisé en culture de champignons doit être le plus frais possible. Il ne doit pas avoir été stocké plus de 4 mois. Plus la durée de stockage est longue, plus le bois risque d'être colonisé par d'autres champignons concurrents nuisibles. Il faut utiliser du bois abattu en hivers ou au début du printemps. Durant cette période les cellules du bois ont une teneur en sucre plus élevée ce qui favorise la croissance des champignons (Wurth, 2016).

4.2.1. Rondins

Les rondins de bois destinés à la culture des Pleurotes doivent avoir les dimensions suivantes : 1 mètre de long pour 20-25 cm de diamètre (Wurth, 2016).

4.2.2. Copeaux

Le bois de hêtre est parmi les substrats de choix pour la culture du Pleurote ; son utilisation à l'état broyé, sous forme de copeaux, permet d'une part, de l'enrichir et d'autre part, d'augmenter considérablement les points de contact avec le mycélium d'où une rapidité d'envahissement (Holzer, 2011).

4.2.3. Sciure

Les premiers substrats synthétiques à base de déchets lignocellulosiques sous forme de sciure de bois apparurent, pour la première fois, au Japon en 1945. En 1964, la culture sur sciure de bois s'est répandue dans tout le Japon.

5. Sous-produits des boissons alcoolisées

Les sous-produits de la vigne regroupent les résidus issus de la vinification et ceux issus du raisin lui-même. Ils peuvent être classés en trois catégories, le marc et ces dérivés (la pulpe et les pépins), le jus de raisin concentré et les feuilles et les branches (Magnier, 1991).

5.1. Pépins de raisin

Les pépins de raisin semblent être bien appropriés comme substrat de base pour la production du blanc de champignons. Ceci serait la conséquence directe de sa morphologie, de sa structure mais aussi de sa richesse en nutriments (Huglin, 1986). Leur composition chimique, exprimée en pourcentage de matière sèche (% MS), est présentée dans le tableau 08.

Tableau 08 : Composition chimique des pépins de raisin récupérés après épépinage d'un marc épuisé.

(Source : Adjiri, 1985)

Composant	Pourcentage (%)
Matières sèche	89,8
Matières grasses	11,2
Matières organiques	86,9
Matières azotées totales	09,9
Matières minérales	02,9
Cellulose brute	34,6

5.2. Marc du raisin

Le marc de raisin est le principal sous-produit de vigne. Il constitue une matière première non négligeable, malheureusement, celle-ci est mal valorisée, en effet, 3% seulement est utilisé comme aliment animal (Magnier, 1991). Sa composition chimique est présentée dans le tableau 09.

Tableau 09 : Composition chimique du marc de raisin
(Source : INRA, 2007).

Composant	Pourcentage (%)
Matière sèche (% MF)	44,7
Matières minérales (% MS)	5,3
Matières azotées totales (% MS)	14,4
Cellulose brute (% MS)	27
Matières grasses (% MS)	7,8
Lignine (% MS)	40,3

6. Coproduits du décorticage des graines de tournesol : La coque de tournesol

Le tournesol (*Helianthus annuus* L. 1753) est une grande plante annuelle à fleur jaune de la famille des Asteraceae. Cultivée à l'origine par les indiens d'Amérique du Nord, elle est arrivée en Europe au milieu du XVI siècle. Il est principalement cultivé pour ses graines qui sont utilisées pour produire de l'huile et de la farine. La graine de tournesol est ovale avec un tégument, de couleur noire nommé coque qui recouvre une amande de couleur gris-claire.

Les coques des graines de tournesol constituent un déchet inutilisé, souvent brûlé ou laissé à l'abandon dans les champs. La coque représente 18 à 20% de poids total de la graine et peut être recyclée par la culture des Pleurotes. Sa composition chimique, exprimée en pourcentage de matière sèche (%), est présentée dans le tableau 10.

Tableau 10 : Composition chimique de la coque de tournesol

(Source: Brisson, 1996).

Constituants	Pourcentages (%)
Lignine	20 – 30
Cellulose	34– 51
Hémicellulose	13 – 29
Lipide	0,9 – 8
Protéine	03 – 07
Cendre minérale	02 – 06

Chapitre III

Techniques de production de Pleurotus ostreatus

Le producteur de champignons comestibles désireux d'être autonome c'est-à-dire non dépendants de producteurs de blanc de champignons, doit maîtriser la production de ce dernier. Cela nécessite des moyens matériels et des conditions d'asepsie particulières.

1. Fabrication du blanc de pleurote

Avoir l'intention de fabriquer soi-même son ensemencement (blanc) c'est franchir un échelon supérieur dans la culture des champignons. Cette opération exige en effet une grande habileté et une extrême précision, tant de la part de l'intéressé que qu'en ce qui concerne le matériel utilisé (Lelley, 1984).

1.1.Définition

On appelle blanc de champignon ou simplement blanc, des grains de céréales enrobés de mycélium du champignon d'intérêt ; ce mode de transport du mycélium facilite sa dispersion dans le substrat et garantit une colonisation rapide et homogène, pour limiter la concurrence des micro-organismes à croissance rapide, comme les moisissures et les bactéries (Mansour Benamar, 2016).

1.2.Substrat de base pour la production de blanc de Pleurote

A l'échelle du laboratoire, c'est-à-dire, expérimentale, de nombreux résidus agricoles ont été utilisés pour la fabrication de blanc de champignons. Le choix du substrat est généralement déterminé par la disponibilité régionale. On peut citer la sciure de bois pour les Pleurotes, la paille de céréales, les pépins de raisin...etc. mais, à l'échelle industrielle, ce sont les grains de céréales qui sont privilégiés, principalement, le blé, l'orge et le seigle, du fait de leur composition chimique adéquate pour les champignons comestibles et leur facilité de dispersion dans le substrat.

La composition chimique de ces trois céréales est donnée dans le tableau 11.

Tableau 11: Composition moyenne des grains des grains de blé, orge et seigle
en pourcentage de matière sèche (Source : Soltner, 1995)

Céréale	Protéines	Lipides	Matière cellulosique	Glucides	Matières minérales
Blé	14,30	02,20	03,00	78,50	02,00
Orge	13,00	02,10	06,10	76,10	02,70
Seigle	13,50	01,80	02,90	79,80	01,90

1.3. Technique de production de blanc de champignon

Le blanc a été appelé improprement semence de champignon par certains auteurs, en effet ce sont les basidiospores qui constituent la vraie semence des Pleurotes. Il peut être appelé également inoculum. Sa fabrication nécessite deux étapes :



- ❖ **la première étape consiste à produire du mycélium dicaryotique**, à partir d'un carpophore ou à partir d'une culture préexistante, sur un milieu nutritif gélosé ou solide;
- ❖ **la deuxième étape consiste à produire le blanc proprement dit** en transférant le mycélium obtenu à la 1^{ère} étape sur des grains de céréales réhydratés et stérilisés.

1.3.1. Production de mycélium dicaryotique

1.3.1.1. Milieu de culture gélosé standard : Le milieu PDA

De nombreux milieux de culture gélosés existent pour produire le mycélium dicaryotique de *Pleurotus*. Certains milieux sont synthétiques et ont une composition chimique précise, d'autres sont naturels, de composition non connue, comme la carotte, la tomate, ... d'autres encore dits semi-synthétiques sont un mélange des deux précédents comme par exemple le milieu P.D.A. (Pomme de terre- Dextrose-Agar). Le milieu PDA est le milieu standard par excellence, souvent utilisé pour la culture de différents champignons, y compris les Pleurotes. La composition chimique du milieu P.D.A. et son mode de préparation sont détaillés dans le tableau 12.

Tableau 12: Composition et préparation du milieu PDA (Mansour Benamar & Chavant, 2010)

Produit ou étape dans la préparation du milieu	Quantité (g) ou temps (min)
Pomme de terre	Jus de 200g de pomme de terre bouilli pendant 20 minutes dans 1 l d'eau distillée
Gélose	20 g
Dextrose	20 g
Eau distillée	Quantité suffisante pour ajuster à un litre 
Stérilisation	20 min à 120°C dans un autoclave
Laisser refroidir à 45°C	
Répartir, aseptiquement, le milieu de culture dans des boîtes de Pétri stériles de 9 cm de diamètre, à raison de 25 ml de milieu par boîte 	
Laisser refroidir et solidifier	

1.3.1.2. Multiplication du mycélium dicaryotique sur milieu de culture gélosé

Pour rappel, le mycélium dicaryotique est le mycélium qui se condense dès que les conditions de vie deviennent défavorables pour former les carpophores constitués chacun d'un pied et d'un chapeau. C'est ce mycélium qu'il faut multiplier. La technique est synthétisée dans la figure 05.

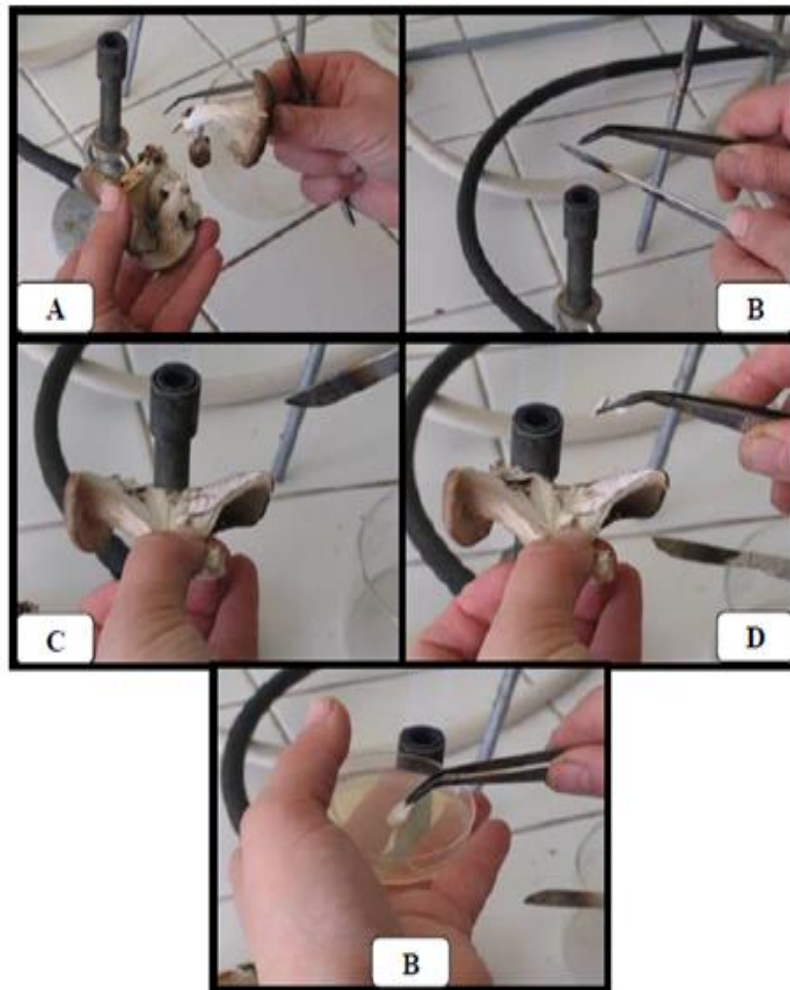


Figure 05: Bouturage d'un carpophore de *Pleurotus ostreatus* local (POL)

(Source : Mansour Benamar & Chavant, 2010)

Légende :

- Choix du carpophore de *Pleurotus ostreatus* (A),
- Stérilisation d'une pince et d'un scalpel (B),
- Découpage d'un fragment stérile de l'intérieur du champignon (C),
- Prélèvement d'un fragment du carpophore (D)
- Mise en culture du fragment (E).



Figure 06: Mycélium dicaryotique de POL développé sur milieu nutritif gélosé en boîte de Pétri (Source : Mansour Benamar & Chavant, 2010).



Figure 07 : Découpage de la culture mycélienne obtenue sur milieu PDA en rondelles d'inoculum (Source : Mansour Benamar & Chavant, 2010).

1.3.2. Production de blanc de Pleurote proprement dit

La production de blanc de champignon correspond à la multiplication du mycélium dicaryotique sur grains de céréale. Dans la Figure 08.A, c'est l'orge qui est utilisé car il possède plus de matières cellulosiques que le blé par exemple ; en effet le Pleurote est un champignon naturellement apte à dégrader la cellulose et surtout la lignine (Velasquez Cedeño *et al.*, 2002). Cela se fait en deux temps, la préparation de l'orge puis son inoculation avec le mycélium obtenu sur le milieu PDA.

- **Préparation de l'orge :** Les étapes de la préparation des grains d'orge selon la méthode adoptée par Mansour Benamar & Chavant en 2010 puis Mansour Benamar en 2016 sont schématisées dans la figure 08.



Figure 08 : Préparation de l'orge pour la fabrication du blanc de Pleurote
(Source : Mansour Benamar & Chavant, 2010)

Légende :

Pesée de l'orge tamisé et nettoyé (A);
Lavage et égouttage de l'orge (B) ;
Transfert de l'orge égoutté dans des sachets en polyéthylène neufs stérilisables (C) ;
Addition d'eau distillée (D) ;
Confection d'un goulot pour chaque sachet (E) ;
Confection d'un bouchon avec du coton (F) ;
Couverture du coton avec du papier aluminium et maintien à l'aide d'une ficelle (G).

- **Inoculation de l'orge**

- ❖ **Première inoculation ou production de blanc primaire (Figure 09)**

Cette opération consiste à prélever aseptiquement des rondelles d'inoculum découpées à l'emporte-pièce dans les cultures mycéliennes âgées d'au moins une semaine (Figure 09) et à les déposer face mycélienne contre les grains d'orge stériles (Figure 10). La figure 11 montre le blanc primaire obtenu.



Figure 09 : Découpage en rondelles du mycélium développé sur le milieu PDA (Mansour Benamar & Chavant, 2010).

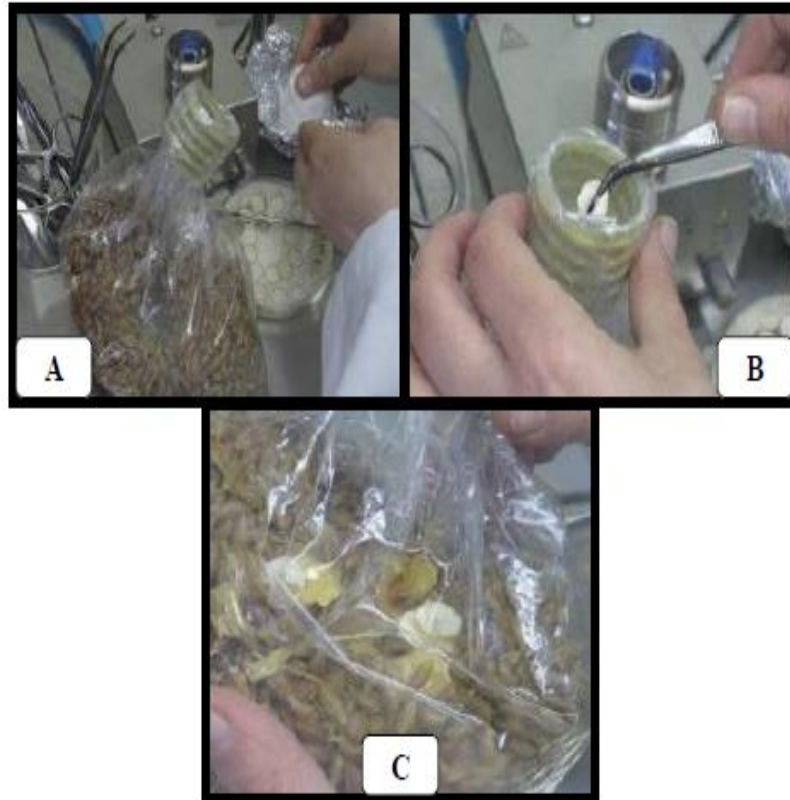


Figure 10 : Production du blanc primaire de Pleurote

(Source : Mansour Benamar & Chavant, 2010)

Légende :

Préparation à l'inoculation de l'orge (A),
Inoculation de l'orge (B) et
Orge avec les rondelles d'inoculum (C).



Figure 11: Le blanc primaire de Pleurote

(Source : Mansour Benamar & Chavant, 2010)

❖ Deuxième inoculation ou production du blanc secondaire ou simplement blanc de Pleurote :

Lorsque les grains d'orge sont bien enrobés par le mycélium, généralement après une à deux semaines d'incubation, il faut procéder à la deuxième inoculation. Cette dernière consiste à prélever des grains d'orge enrobés du mycélium issus de la première inoculation pour inoculer de nouveaux grains d'orge préparés et stérilisés comme pour la fabrication du blanc primaire (Mansour Benamar & Chavant, 2010).

Le blanc secondaire a le même aspect que le blanc primaire mais avec la gélose en moins.

2. Production de carpophores de *Pleurotus ostreatus*

2.1. Préparation du substrat de culture

2.1.1. Pesée et broyage

Quel que soit le substrat choisi, après la pesée, il faut, comme dans le cas de la paille des céréales par exemple, procéder au broyage pour obtenir des fragments de paille d'environ 2 à 3cm de long ; le marc de café et le grignon d'olive sont utilisés tels quels. Les principaux résidus agricoles et agro- industriels utilisés comme substrat de culture de *Pleurotus ostreatus* ont été présentés au chapitre précédent.

2.1.2. Mouillage de la paille et des autres substrats

Pour se développer, le mycélium du Pleurote a besoin d'humidité. Le substrat de culture, formulé avec ses différents composants, doit contenir environ 60 % d'humidité, taux nécessaire pour démarrer la culture dans de bonnes conditions (Oei, 1993; Mansour Benamar et al., 2013 ; Mansour Benamar et al., 2014).

La paille est trempée dans des bacs remplis d'eau pendant 24 heures puis mise à égoutter avant de mettre les additifs à savoir le son de blé (10%) et carbonate de calcium raison (2%) (Mansour Benamar, 2016). Le son des céréales est une bonne source d'azote (Belletini et al., 2019). La paille peut être mouillée dans un mélangeur à trois vis (servant au mélange et à la distribution d'aliments de bétail) en ajoutant 3 à 4 litres d'eau par kilogramme

de paille ainsi que les autres additifs ; on peut également utiliser une bétonnière (Laborde et al., 1984) .

Il est important que les différents composants soient mélangés de manière homogène. Une zone où la concentration en éléments nutritifs ou en humidité est trop élevée devient un point de départ idéal pour les contaminants (Olivier et al., 1991).

2.1.3. Désinfection du substrat de culture

Les résidus agricoles et agro-industriels utilisés dans la culture des champignons comestibles nécessitent un degré variable de prétraitement pour favoriser la croissance du mycélium du champignon d'intérêt en excluant d'autres micro-organismes concurrents. Les traitements thermiques utilisant de l'eau chaude ou de la vapeur d'eau ou des traitements chimiques (bavistine, formaldéhyde, carbendazime) sont utilisés pour désinfecter le substrat ; cependant, la stérilisation n'est pas une méthode de désinfection idéale car elle tue à la fois les organismes bénéfiques et nuisibles du substrat ; la pasteurisation du substrat semble être la meilleure alternative qui permet la repousse des organismes bénéfiques pendant la période de refroidissement (Gowda & Manvi, 2019).

Le traitement du substrat de culture dépend également de la quantité de ce dernier ; en effet, pour des raisons pratiques et économiques, pour une culture à grande échelle, destinée à la commercialisation des champignons récoltés, la pasteurisation est favorisée. Toutefois le mode de pasteurisation est discuté par les professionnels; pour certains, la pasteurisation doit être légère avec une température dans le substrat ne dépassant pas 58°C, d'autres par contre, optent pour une pasteurisation à 70°C. Souvent, la durée de pasteurisation est de 24 heures à 60°C, mais la température peut être augmentée à 65°C à cause des risques de développement des moisissures en particulier *Trichoderma* (Olivier, 1991). Parfois, les substrats sont traités à 70-75°C pendant une durée de 48 à 72h. Mais, quel que soit le choix, la pasteurisation doit, toujours, être homogène (Laborde, 1987).

Laborde (1989), a distingué deux techniques de désinfection thermique :

- ❖ technique de pasteurisation rapide : le substrat est maintenu à 60°C pendant 12 à 18 heures ensuite, il est refroidi lentement à la température d'inoculation (25-30°C).
- ❖ technique de fermentation contrôlée : le palier de 60°C n'est maintenu dans le substrat que 6 à 8 heures, il est suivi d'un abaissement de la température à 48-52°C ensuite, il est maintenu pendant 3 à 4 jours en aérobie constante.

Il était conseillé, pour éviter le développement des moisissures en particulier *Trichoderma*, d'ajouter régulièrement avant la pasteurisation un fongicide, le benlate (nom commercial du bénomyl) à la dose de 150g de produit par tonne de substrat humide (Laborde, 1987). Aujourd'hui ce produit chimique est interdit en raison de sa toxicité.

Pour une culture à petite échelle, un traitement thermique à la vapeur d'eau en utilisant un système de couscoussier donne de très bons résultats (Mansour Benamar et al., 2010).

2.1.4. Lardage

Le lardage est l'opération qui consiste à inoculer le blanc de champignon (produit ou acheté) dans le substrat désinfecté. Pour cela, il faut mélanger, aseptiquement, au substrat une certaine quantité de blanc de champignon, on parle de taux de lardage, exprimé en pourcentage du poids frais du substrat (Olivier et al., 1991). Plus le taux de lardage est élevé, moins il y a de risque de contamination, plus l'entrée en fructification est rapide et plus les rendements sont améliorés. En revanche, le métabolisme est plus actif et les risques de surchauffe sont plus grands. Si le taux de lardage standard est de 2% du poids frais du substrat pasteurisé, 5% améliore la précocité et la productivité et 8% assure un rendement très élevé en un temps minimum (Laborde, 1987).

2.1.5. Choix de la technologie de production des carpophores

Une fois le substrat de culture lardé, il faut choisir un mode de conditionnement ou technologie de production des champignons. Il en existe plusieurs (Laborde, 1989 ; Olivier et al., 1991) :

- ❖ Culture en gros sacs : les sacs sont en polyéthylène noir ou transparent, perforés de trous, avec un poids unitaire de 20 à 25 kg. Ils peuvent être disposés individuellement ou empilés. En fin d'incubation, l'enveloppe plastique est enlevée, ce type de culture est le seul pour lequel l'emballage plastique est retiré au moment de la fructification.
- ❖ Culture en boudins cylindriques noirs : les boudins noirs ont 32 cm de diamètre sur 65 à 70 cm de longueur et contiennent 18 à 22 kg de substrat. Ils sont perforés avant remplissage. Ils peuvent être placés à plat sur des étagères, superposés ou suspendus. Le film plastique n'est jamais retiré, les champignons apparaissent au niveau des trous.

- ❖ Culture en blocs rectangulaire : ce sont des blocs parallélépipédiques de substrat comprimé et enroulé dans un film noir de polyéthylène perforé de trous. Ils peuvent être disposés sur « rolls » métalliques ou sur de simples étagères,
- ❖ Culture en tuyaux ou gaines cylindriques : cette technique est extrapolée de la technique de culture en boudins, seulement le diamètre des gaines plastique est plus faible (15 à 21cm).
- ❖ Culture en murs d'aluminium : les murs sont des caisses en bois ou en métal avec des parois en grillage, en feuilles de plastique rigide ou en aluminium. Les caisses-murs ont habituellement, 2,4 m de hauteur ; 1,2 à 1,5 m de largeur et 15 à 20 cm d'épaisseur ayant deux faces perforées de trous.

2.2. Incubation

L'incubation correspond à la période d'envahissement du substrat par le mycélium mis en culture. Pendant cette phase, l'éclairage n'est pas nécessaire et la température optimale pour la croissance mycélienne doit être de 25-28°C dans le substrat. L'hygrométrie est maintenue autour de 80-85% pour éviter le dessèchement du substrat au niveau des trous percés dans le film plastique et un apport extérieur d'air léger au cours de l'incubation est suffisant (Delpech & Olivier, 1990).

2.3. Mise en fructification

Pour le Pleurote, l'induction fructifère se fait par abaissement de la température, une forte aération après élimination des sacs plastiques (quand cela est nécessaire) et un éclairage type « lumière du jour » (Olivier, 1991).

2.3.1. Humidité

Pendant l'incubation, l'ambiance doit seulement compenser l'évaporation issue du substrat et éviter le dessèchement trop important au niveau des trous percés dans le plastique des sacs. L'hygrométrie en cours de fructification est par contre un facteur capital, : elle doit être de 85-90% au cours de l'initiation fructifère ou entre les volées, et au-dessous de 85% (75-80%) pendant la phase de grossissement des champignons (Laborde, 1989).

2.3.2. Eclairage

L'initiation fructifère peut parfois se produire dans l'obscurité totale mais la lumière devient indispensable dès le début de cette phase. En effet, d'après Olivier (1991), même si le rôle de la lumière est connu de façon très empirique, il est certain que les éclairages insuffisants agissent fortement sur la qualité des champignons (déformation en chou-fleur, allongement des pieds, chapeaux réduits). Olivier (1988), a analysé les effets de la lumière à travers trois éléments :

- ❖ l'intensité reçue par la culture ;
- ❖ la durée quotidienne de l'éclairage (photopériode) ;
- ❖ la qualité de la lumière (spectre réellement reçu par le champignon).

Il conclut que ces trois caractéristiques agissent sur le nombre de champignons induits, le nombre de champignons qui arrivent à maturité et surtout sur la qualité des carpophores.

2.3.3. Température

Il existe deux types de Pleurotes, ceux de saison froide, dont la température optimale de fructification est de 10-20°C et ceux de saison chaude, qui forment leurs fructifications à 15-25°C. *Pleurotus ostreatus* est un champignon de saison froide.

Le choc physique ou choc froid est une technique utilisée dans tous les types de culture afin de favoriser l'initiation fructifère. Olivier et al. (1991), proposent de tremper les substrats incubés dans une eau refroidie à 8-12°C ou de les lessiver en surface par un arrosage copieux lorsque le sac plastique a été ôté ou encore de refroidir l'ambiance de la salle de culture pendant quelques jours à 8°C. Les meilleurs résultats ont été obtenus pour des temps de trempage de 24 heures (Anonyme, 1994).

2.3.4. Aération

Zadrazil (1978) définit, suivant les exigences en oxygène du Pleurote, deux phases de développement : une phase semi-anaérobie où il y a croissance mycélienne (incubation), et une phase en aérobie, indispensable pour le développement des carpophores (fructification).

Durant l'incubation un taux de CO₂ élevé, de 20 à 25%, souvent enregistré à l'intérieur de sacs plastiques, n'est pas gênant pour le mycélium du Pleurote. Pendant l'induction fructifère, ces champignons peuvent encore supporter des taux de CO₂ importants. Par contre,

au cours de la fructification l'aération joue un rôle considérable. L'apport d'air frais permet de réduire les taux de CO₂ accumulés. Houdeau et al. (1991), soulignent qu'il est indispensable d'abaisser le taux de CO₂ à 1% durant le développement des carpophores.

2.4. Récolte des carpophores

Avec le Pleurote en forme d'huitre, les primordia apparaissent 7 à 10 jours après avoir placé les cultures en conditions de fructification, et 7 à 12 jours supplémentaires sont nécessaires pour le développement complet des basidiocarpes (Cailleux & Joly, 1993). La récolte peut se poursuivre pendant des mois cependant, il est économiquement nécessaire de limiter la cueillette des Pleurotes à 3 - 5 volées (Delmas, 1989).

Chapitre IV

Quelques résultats et discussion

1- Croissance mycélienne de *Pleurotus ostreatus* sur milieux gélosés

En 2007, Mansour Benamar et *al.*, ont utilisé le milieu PDA et le milieu Oddoux pour la multiplication des mycelia de deux souches de Pleurote en huitre, une d'origine commerciale, en provenance la Société Royale Champignon de France, appelée POC, l'autre isolé à Oued-Aissi (wilaya de Tizi-Ouzou, Algérie) appelée POL. Sur le milieu Oddoux, les deux souches ont présenté la même vitesse de croissance avec un diamètre des colonies mycéliennes de $5,64 \pm 1,53$ cm pour POC et $5,76 \pm 1,78$ cm pour POL après 10 jours d'incubation à 25 °C. Par contre la vitesse de croissance est meilleure pour les deux souches sur le milieu PDA, avec un diamètre de $7,31 \pm 0,73$ cm pour POC et $6,36 \pm 0,85$ cm pour POL. La croissance est significativement meilleure pour la souche commerciale. C'est sur le milieu RC (Raper complet) Rapper et *al.* (1972) que la croissance mycélienne a été significativement supérieure par rapport à celle obtenue sur Oddoux et PDA, avec un diamètre de colonie de $7,80 \pm 1,03$ cm pour POL et POC (Mansour Benamar, 2016).

De nombreux chercheurs, Mansour Benamar et *al.* (2014), Dlamini et *al.* (2012), Oei (2005) et bien d'autres ont opté pour l'utilisation du milieu PDA car c'est un milieu peu onéreux.

2. Production de blanc de *Pleurotus ostreatus*

Comme nous l'avons précisé au chapitre 2, le blanc peut être fabriqué à base de grains de céréales ou de tout substrat de culture comme la sciure de bois par exemple (Oei, 2005).

Selon Oei (2005), le blanc sur sciure présente l'avantage d'une meilleure et plus longue conservation avec également une plus grande résistance aux températures élevées alors que le blanc sur grains de céréales présente l'avantage d'une meilleure vigueur et une plus grande facilité de dispersion dans le substrat de culture mais, malheureusement, s'abime beaucoup plus rapidement.

Après de nombreux essais effectués sur différentes céréales, blé, orge, alpiste roseau et millet, Hallalèle & Lattad (1996) ont recommandé l'utilisation de l'orge qui est plus riche en lignocellulose. Pour rappel *Pleurotus ostreatus* fait partie des quelques rares organismes aptes à dégrader la lignine. Pour éviter tout développement de bactéries, un taux maximal d'humidité de 45 à 50 % est recommandé dans le substrat du blanc (orge, blé ou sciure) (Oei, 2005). Le temps d'incubation est variable et dure entre 1 à 4 semaines selon les chercheurs et les besoins de l'expérience.

La figure 12 montre l'aspect du blanc obtenu à base de millet (A) et d'orge (B)



Figure 12: Aspect du mycélium de POL sur millet (à gauche) et sur orge (à droite)
(Mansour Benamar, 2016)

3. Production de carpophores de *Pleurotus ostreatus*

En 2017, Amrane et Belkacemi, ont valorisé un mélange de grignon d'olive (GO) et de marc de café (MC), en augmentant MC au détriment de GO. Les trois mélanges de résidus agro-industriels réalisés ont été supplémentés, chacun par 10 % de paille de blé (PB) et 2% de CaCO_3 , comparativement à chacun de résidu pris séparément, additionnés chacun de 2% de CaCO_3 pour améliorer le pH. Le tableau 13, regroupe la composition des différents substrats valorisés par la culture de POL.

Girmay et *al.* ont réalisé en 2016, la valorisation de déchets de papier (DP), de graines de coton (GC), de paille de blé (PBg) et de sciure de bois (SB).

En 2014, Mansour Benamar et *al.*, ont cultivé la même souche (POL) (que celle utilisée par Amrane & Belkacemi en 2017) sur du marc de café supplémenté avec 2% de CaCO_3 et 10% de paille de blé pour MC-PB10 et 50% de paille de blé pour MC-PB50 (tableau 13).

Tableau 13 : Composition des substrats formulés pour la culture de *Pleurotus ostreatus*

(Source : Amrane & Belkacemi (2017) ; Girmay et al. (2016) ; Mansour Benamar et al. (2014))

Composant							
Substrat	CaCO ₃	Grignon d'olive	Marc de café	Paille de blé	Déchets de papier	Graines de coton	Sciure de bois
Grignon d'olive (GO)	2%	98%	0%	0%	/	/	/
Marc de café (MC)	2%	0%	98%	0%	/	/	/
Paille (PB)	2%	0%	0%	98%	/	/	/
PBg	/	/	/	100%	/	/	/
Mélange 1(M1)	2%	44%	44%	10%	/	/	/
Mélange 2(M2)	2%	29%	59%	10%	/	/	/
Mélange 3(M3)	2%	19%	79%	10%	/	/	/
MC-PB10	2%	0%	88%	10%	/	/	/
MC-PB50	2%	0%	48%	50%	/	/	/
DP	/	/	/	/	100%	/	/
GC	/	/	/	/	/	100%	/
SB	/	/	/	/	/	/	100%

(/) : Absent

PBg : paille de blé utilisée par (Girmay et al . en 2016.

Les résultats obtenus par ces chercheurs sont regroupé dans le tableau14 .

Les paramètres (Para) mesurés sont :

Poids du substrat (Sub) de culture utilisé (exprimé en kilogrammes : kg) ;

Durée d'Incubation (DI) (exprimée en jours : j) ;

Durée de la Culture (DC) (exprimée en jours : j) ;

Nombre Total de Carpophores obtenus (NTC) ;

Poids Total des Carpophores (PTC) (exprimé en grammes : g) ;

Poids Moyen par Carpophore (PMC) (g) ;

Diamètre Moyen des Chapeaux (DMCh) (exprimé en centimètre : cm).

Girmay et al. (2016) ont utilisé un taux d'inoculation de 8% sur des sacs de substrats de 1kg alors que Amrane & Belkacemi (2017) et Mansour Benamar et al. (2014) ont utilisé

un taux de 7% avec des sacs de 1kg pour les premiers chercheurs et des sacs de 2kg pour les derniers.

Tableau14 : Mesure des différents paramètres de la culture des deux souches de *Pleurotus ostreatus*

(Source : Amrane & Belkacemi, 2017 ; Girmay et al, 2016 ; Mansour Benamar et al, 2014).

Sub	GO	MC	PB	PBg	M1	M2	M3	MC- PB10	MC- PB50	DP	GC	SB
Para												
PTS (kg)	4	4	4	2	4	4	4	2	2	2	2	2
DI (j)	7- 28	7-28	7-28	16	7-28	7-28	7-28	23	23	14	14	20
DC (j)	60	60	60	41	60	60	60	51	51	39	27	37
NTC	51	73	67	19	166	94	75	62	110	19	32	12
PTC (g)	298	552	588	206	1032	705	486	502	569	236	316	79
PMC (g)	5,84 ± 3,90	7,57 ± 7,06	8,65 ± 8,95	10,83	6,22 ± 3,80	7,50 ± 5,58	6,55 ± 5,31	8,18 ± 3,61	5,17 ± 1,70	12,41	9,87	6,58
DMCh (cm)	5,11 ± 1,08	7,11 ± 4,29	5,43 ± 1,94	7,07	5,20 ± 2,38	5,53 ± 1,82	4,97 ± 1,76	4,88 ± 0,61	4,99 ± 0,72	8,31	6,95	7,73
LoMP (cm)	2,26 ± 1,04	2,73 ± 1,55	3,32 ± 1,85	2,81	2,85 ± 1,27	2,81 ± 1,27	3,81 ± 3,58	2 ± 0,40	2,22 ± 0,52	3,81	2,95	3,29
LaMP (cm)	0,70 ± 0,27	0,97 ± 1,17	0,92 ± 0,45	3,21	0,81 ± 0,33	0,97 ± 0,61	0,84 ± 0,48	0,87 ± 0,14	0,90 ± 0,12	4,85	3,11	4,74
Rdt (%)	7,45	13,81	14,70	10,29	25,80	17,63	12,15	25,10	28,45	11,79	15,79	3,95
EB (%)	/	/	/	35,88	/	/	/	83,84	102,78	34,22	74,17	9,73

(/) : Non calculé

Il ressort du tableau 14, que les durées d'incubation et de culture, ainsi que la qualité des champignons estimée à l'aide des paramètres mesurés à savoir le diamètre moyen des chapeaux, la longueur et la largeur moyennes des pieds, les rendements et les efficacités biologiques sont variables.

Beaucoup de facteurs interviennent dans cette variabilité ; tout d'abord, la souche de champignon elle-même ; elle doit être performante et adaptée au climat, il existe des espèces de Pleurotes de pays chaud et des espèces de pays froids ; ensuite les conditions de culture comme la température, l'humidité dans le substrat, le pH et l'aération du local de culture, au moment de la fructification, ainsi que les conditions sanitaires de la salle de culture et bien entendu le substrat de culture. En effet, sachant que les champignons ne sont pas capables de réaliser la photosynthèse, le substrat de culture doit leur fournir tous les éléments nutritifs dont ils ont besoin pour croître et se développer (Olivier, 1991).

La durée d'incubation a varié de 7 jours à 28 jours selon les substrats de culture. La durée totale de la culture a varié, elle aussi, de 27 jours à 60 jours. Nous avons constaté que plus le substrat est riche en lignine (cas de la sciure de bois), plus les durées d'incubation et de culture seront longues : 20j d'incubation sur la sciure de bois contre 16jours sur la paille de blé qui renferme environ 15% de lignine selon Février & Willequet (2011) et 14 jours sur les déchets de papiers, constitués, essentiellement, de cellulose ; et les graines de coton, selon les travaux de Girmay et *al.* (2016). La cellulose est plus facile à dégrader que la lignine.

Le tableau 14 révèle également que le temps de fructification est variable, il a varié, dans le travail de Girmay et *al.* (2016) de 13 jours, sur les graines de coton, à 25 jours sur la paille de blé et les déchets de papier. Ce temps est plus long dans les travaux de Mansour et *al.* (2014) avec 28 jours consacrés à la récolte de champignon sur le marc de café supplémenté avec la paille de blé et ceux de Amrane & Belkacemi.(2017) avec 32 jours de récolte.

Les rendements sont variables en fonction de la nature des substrats. Les substrats les plus riches en lignine sont les moins productifs en carpophores, il s'agit de la sciure de bois et du grignon d'olive avec respectivement des rendements de 3,93 % et 7,45%.

Les rendements varient également pour un même substrat. Sur la paille de blé supplémenté avec du carbonate de calcium, Amrane & Belkacemi (2017) ont obtenu un rendement meilleur que celui obtenu par Girmay et *al.* (2016) (14,70% *versus* 10,29%) ! Mansour Benamar et *al.* (2013) avaient constaté que l'addition de 2% de CaCO₃ au grignon

d'olive favorisait le développement des champignons et améliorait les rendements ; Philipoussis avait recommandé, en 2009, l'amélioration du pH du substrat de culture de *Pleurotus ostreatus* jusqu'à atteindre la valeur de 9.

En plus de l'addition de CaCO₃, l'addition de la paille de blé a été bénéfique sur la production de POL sur le marc de café ; en effet les rendements ont été croissants avec l'addition croissante de la paille et sont passés de 13,81% sur MC à 25,10% sur MC additionnée de 10% de paille et enfin, à 28,45% sur MC en présence de 50% de paille de blé.

Le mélange de résidus agricoles et agroindustriels a également permis une amélioration des rendements. Cependant, un travail de recherche préalable sur les quantités de chaque résidu à mélanger doit être mené pour permettre une optimisation des rendements. Le tableau 14 montre que l'augmentation de la quantité de marc de café dans le mélange MC-GO-PB a entraîné une diminution de moitié dans les rendements en passant de 25,80% dans le mélange M1, dans lequel il y'a autant de marc de café que de grignon d'olive, à 12,15% dans le mélange M3 dans lequel la quantité de MC (79%) a été quadruplé par rapport à celle de GO (19%).

Concernant la qualité des champignons, les carpophores obtenus par Girmay et al. (2016) sont plus gros par rapport à ceux obtenus par Amrane & Belkacemi (2017) et Mansour Benamar et al. (2014). Selon Mansour Benamar et al. (2013), le poids des champignons est en général, proportionnellement inverse au nombre de carpophores formés, en d'autre termes plus le nombre de champignons est grand, plus ils seront petits et inversement plus les champignons seront gros, moins ils seront nombreux.

La largeur du pied est relativement homogène ; chez *Pleurotus ostreatus*, c'est la longueur du pied qui inquiète les cultivateurs de champignons. En effet le pied a tendance à être coriace et non comestible et un pied long va donc diminuer la valeur du champignon. Le pied doit être court (1-2cm) ou absent.

Concernant l'efficacité biologique, il s'agit d'une autre forme d'expression des rendements en tenant compte de la matière sèche du substrat de culture et non de sa matière fraîche. Son intérêt réside dans le fait que les résidus agricoles ou agroindustriels ont des capacités de rétention d'eau différentes ; la paille de blé, par exemple, peut retenir jusqu'à 75% de son poids en eau, alors que le grignon d'olive en retient nettement moins. La figure 13 montre des carpophores obtenus par Benamar et al. (2013).

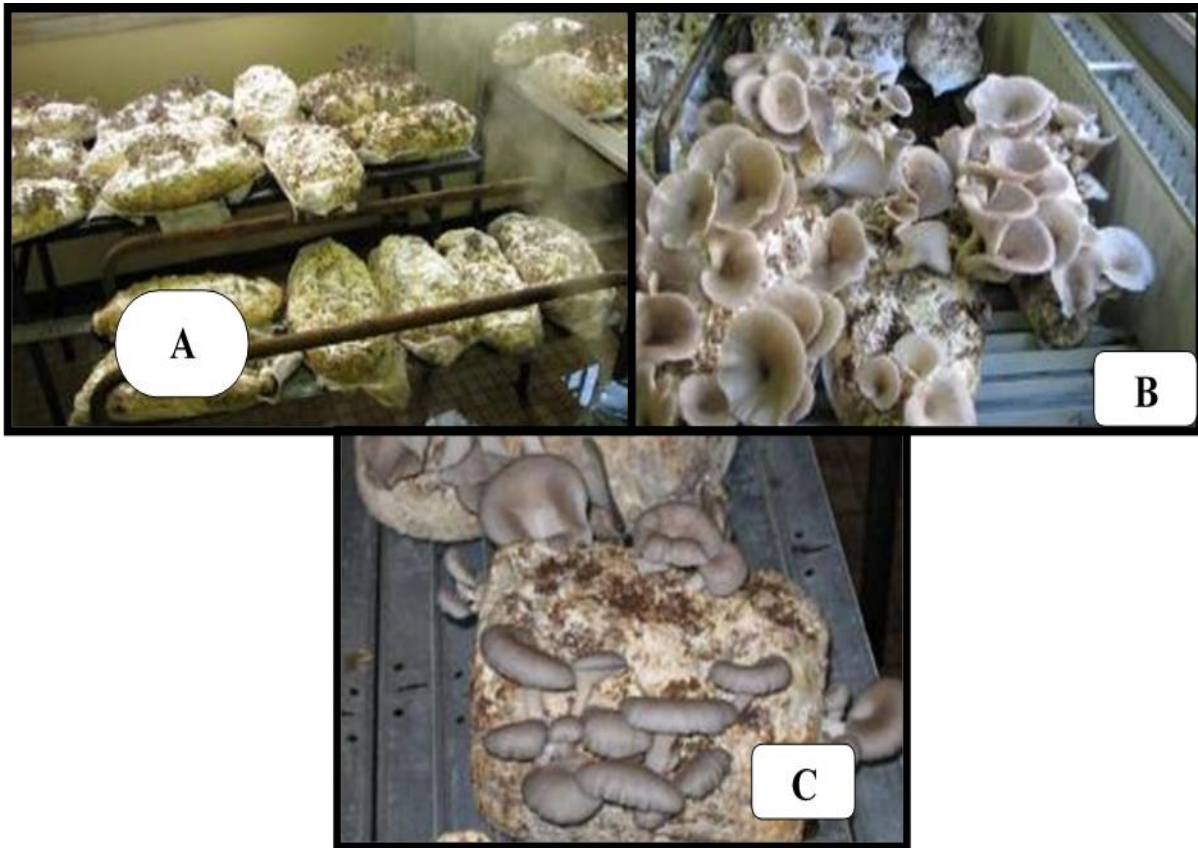


Figure 13 : Culture de POL sur grignon d'olive supplémenté ou non par 10% de paille de blé.
Mansour-Benamar et *al.* (2013).

Légende :

Blocs de culture de *Pleurotus ostreatus* sur GO-PB10 (A).

Fructification de POL sur GO-PB10 (B).

Fructifications de POL à bords encore enroulés formés sur GO (C).

Conclusion

Nous pouvons conclure cette synthèse bibliographique en soulignant que la valorisation de résidus agricoles ou agroindustriels, produits en très grandes quantités, souvent source de pollutions et de nuisances pour les riverains, est une nécessité, voir une obligation.

La culture de champignons comestibles dont celle de *Pleurotus ostreatus*, offre cette possibilité. En effet, le Pleurote est un champignon saprophyte très compétitif s'implantant facilement sur un substrat rudimentaire.

La culture de *Pleurotus ostreatus* est un procédé biotechnologique simple qui permet de faire la bioconversion de déchets organiques en carpophores, aliments délicats et savoureux, dotés, pour la plupart des espèces de champignons comestibles, de vertus thérapeutiques en plus de leur bonne valeur alimentaire. En effet, les champignons comestibles ont été recommandés par la FAO (Food and Agriculture Organization of the United Nations) comme source protéique supplémentaire dans les pays en développement tributaires de céréales. Ils fournissent un «légume» de haute qualité, riche en protéines avec une teneur en acides aminés essentiels élevée, proche des besoins du corps humain, riche en minéraux et vitamines et pauvre en graisses et en sucre

Cette culture s'inscrit dans une démarche de développement durable. Les résidus à utiliser comme substrat de culture pour *Pleurotus ostreatus* sont très nombreux, cependant, il faut tenir compte de la disponibilité des ressources locales, les plus accessibles et les moins coûteuses.

Les résidus à valoriser peuvent être utilisés seul ou en mélange, dans des proportions à définir, pour une optimisation des rendements en carpophores mais aussi et également pour améliorer la qualité des champignons.

En outre, la culture des champignons ouvre beaucoup de perspectives, hormis l'alimentation humaine, le résidu pourrait être introduit dans l'alimentation animale. Dans ce sens, Lelley (1984) avait signalé que la fabrication industrielle de fourrages à base de champignons encore insignifiante, gagnerait en importance avec des procédés de culture appropriés sur sous-produits. Toujours dans le même esprit de valorisation des résidus de cultures de *Pleurotus ostreatus* Locale (POL) sur grignon d'olive ont déjà faits l'objet de deux valorisations, l'une en les incorporant dans l'aliment de lapines de population locale (Akkache, 2010), l'autre en tant que fertilisant du sol, sur la germination et la croissance du haricot dolique et du maïs (Kara Ali & Khendriche, 2013). Les résultats obtenus dans les deux cas sont prometteurs.

1. **Akkache S.**, 2010. Effet de deux aliments granulés sur les performances de reproduction de lapins. Mémoire de magister en Sciences Agronomiques, option Alimentation Animale et Produits Animaux, Département d'Agronomie, Faculté des Sciences Biologiques et Agronomiques, Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou (Algérie), 60p.
2. **Amrane T. & Belkacemi T.**, 2017. Valorisation de résidus agricoles par la culture d'une souche locale d'un champignon comestible. Mémoire de master 2 en Sciences Biologiques, spécialité Protection de l'Environnement, Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques, Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou, 42p.
3. **Anonyme.**, 1994. L'homme et les champignons. Documents du Centre Wallon de Culture des Champignons (C.W.C.C) et de l'Office National des Débouchés Agricoles et Horticoles (O.N.D.A.H) Belgique, 5p
4. **Ballesteros L.F., Teixeira J.A. & Mussatto S.I.**, 2010. Chemical, functional and structural properties of spent coffee grounds and coffee silver skin Food Bioprocess Technol, (7) : 3493-3503.
5. **Bellettini M.B., Fiorda F.A., Maievas H.A., Teixeira G.L., Ávila S., Hornung P.S., Júnior A.M. & Ribani, R.H.**, 2019. Factors affecting mushroom *Pleurotus* spp. Saudi Journal of Biological Sciences, 26 (4): 633-646.
6. **Benyahia N. & Zein K.**, 2003. Analyse des problèmes de l'industrie de l'huile d'olive et solutions récemment développées. 2ème Conférence Internationale Swiss Environnemental Solutions for Emerging Countries (SESEC II) du 28-29 janvier à Lausanne, Suisse 8 p.
7. **Bon M.**, 2004. Champignons de France et d'Europe occidentale. Un guide illustré. Paris : Flammarion, 368 p.
8. **Cailleux R. & Joly P.**, 1993. *Pleurotus ostreatus* (Jacq : Fr) Kummer et *Pleurotus pulmonarius*(Fr) Quel : Etudes préliminaires. Bull. Soc. Mycol. France, t. 109, fasc.1, pp 27-41.
9. **Cannon P.F. & Kirk P.M.**, 2007. Fungal families of the world. CABI Publishing Series, 456p.
10. **Chang S.T. & Miles P. G.**, 1984. A new-look at cultivated mushrooms. Bioscience 34, 358362.
11. **Chang S.T. & Miles P.G.**, 1992. Recent trends in world production of cultivated edible mushrooms. Mushroom J. Internat. Scie, 15-18 p.
12. **Chang T.S. & Miles P.G.**, 2004. Mushrooms cultivation, nutritional value; medicinal effect and environmental impact. Second edition, CRC Press, 477 p.
13. **Chaves M.B., Karnop P., Soares H.M. & Furlan S.A.**, 2004. Evaluation of *Pleurotus ostreatus* and *Pleurotus sajor-cajun* utricional characteristics when cultivated in different lignocellulosic wastes. Food Chemistry, 88 (3): 425-428.
14. **Chaya L. & Hadjem M.**, 2019. Valorisation d'un mélange de résidus agricoles par la culture de *Pleurotus ostreatus* (Jacq. ex Fr.) Kummer local : Effet de l'addition du son de blé. Mémoire de Master Académique en Sciences Biologiques Spécialité : Biodiversité et Environnement. Département de Biologie Animale et Végétale, Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques, Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou, 51p.

15. **Chemani H.**, 2013. Valorisation des déchets solides d'huilerie et leur adjonction dans les masses pour fabrication des tuiles de terre cuite, en vue d'améliorer leurs propriétés physico-mécaniques. 21ème Congrès Français de Mécanique, Bordeaux, 26 au 30 Août. Pp 56-89.
16. **Chiu S.W., Law S.C., Ching M.L., Cheung K.W. & Ming J.C.** 2000. Themes for mushroom exploitation in the 21st century: sustainability, waste management and conservation .J. Gen. Appl. Microbiol. 46:269-282.
17. **Courtecuisse R. & Duhem B.**, 2011. Guide des champignons de France et d'Europe. De lachaux et Nestlé Editeurs, Paris, 544p.
18. **Delmas J.**, 1989. Les champignons et leur culture. Culture actuelle et potentielle des champignons supérieurs. La Maison Rustique, 940p.
19. **Delpech P. & Olivier M.**, 1990. Champignon parfumé : une méthode française pour sa culture. P.H.M. Rev. Horticole- N°305, 25-30.
20. **Dlamini B., Earnshaw D. & Masarirambi M.**, 2012. Growth and yield response of Oyster Mushroom (*Pleurotus ostreatus*) grown on different locally available substrates. J. Biol. Sci. 4: 623-629.
21. **Durrieu G.**, 1993. Ecologie des champignons. Collection d'écologie, édition Masson, Paris Milan Barcelone Bonn, 207 p.
22. **Eynard M.**, 1975. Influence de quelques facteurs physiques sur la fructification des champignons supérieurs Basidiomycètes (Etude bibliographique). In : Bulletin mensuel de la Société Linéenne de Lyon, 44 (9) : 330-336.
23. **Feillet P. & Dexter J.E.**, 1996. Quality requirements of durum wheat for Semolina milling and pasta production. In "Monograph on Pasta and Noodle Technology", Matsuo R. R .Minnesota, A.A.C.C.N°95. p132.
24. **Feretti G. & Scalabre J.L.**, 1978. Perspectives offertes pour une meilleure valorisation des grignons. In Séminaire sur l'Olivier et autres plantes oléagineuses cultivées en Tunisie. Mahdia. 3-7 juillet 1978. Tunisie.
25. **Février C.A. & Willequet F.**, 2009. Valorisation par l'alimentation animale in Moletta René. Le traitement des déchets. Editions TEC & DOC, Lavoisier.
26. **Gevry M.F.**, 2009. Distribution des champignons forestiers comestibles en Gaspésie ; de la recherche au développement d'initiatives locales. Québec, presse universitaire. Pp 30-67.
27. **Girmay Z., Goremz W. & Zewdie S.**, 2016. Growth and yield performance of *Pleurotus ostreatus*. AMB Express, 87 (6).
28. **Givelet P.H.**, 2011. Compléments alimentaires à base de champignons. Diplôme d'études spécialisées de Docteur en Pharmacie. Faculté des Sciences Pharmaceutiques et Biologiques de Lille. Université de Lille 2. 92p.
29. **Gowda N.N. & Manvi D.**, 2019. Agro-residues disinfection methods for Mushroom cultivation. Agricultural Reviews, 40 (2) : 93 – 104.

30. **Guimberteau J.**, 1990. Définition et position taxonomique du genre *Pleurotus* dans la classification des champignons. Document I.N.R.A., 9-12.
31. **Hallalèle A. & Lattad S.**, 1996. Production de la « semence » de certains champignons comestibles des genres *Pleurotus*, *Lentinus*, *Flammulina* et *Agaricus*. Mémoire de DES en Biologie et Physiologie Végétales. Institut de Biologie, Département de Biologie végétale, Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou, 65p.
32. **Hibbet D.S., Bauer R., Binder M., Giachini A., Hosaka K., Justo A., Larsson E., Larwary D., Miettinen L. & Nagy G.**, 2014. Agaromycetes . In Systematics and Evolution, 2 Edition, The Mycota Part A.D.J.Mc Laughlin and J.W. Spatafora (Eds). Springer-Verlag Berlin Heidelberg, p 373-429.
33. **Hollmann J. & Lindhauer M. G.**, 2005."Pilot-scale isolation of glucurono arabinoxylans from wheat bran." Carbohydrate Polymers, Vol 59 No 2, pp: 225-230.
34. **Houdeau G., Olivier M., Libmond S. & Bawadikji.**, 1991. Improvement of *Pleurotus* cultivation. Science and Cultivation of Edible Fungi, Maher (Ed) Balkema, Rotterdam, (549-554).
35. **Howard R.L., Abotsi E., Jansen E.L. & Howard S.**, 2003. Lignocellulose biotechnology: issues of bioconversion and enzyme production. African Journal of Biotechnology. Vol. 2 No12, pp. 602-619.
36. **INRA (Institut National de Recherche Agronomique).**, 1995. Dossier Pleurote. 11ème édition. INRA- Centre de recherche de Bordeaux, Station de recherche sur les champignons. Villenave d'Ornon Cedex, 164p.
37. **Iqbal B., Khan H., Saifullah S., Shah B., Naeem A., Ullah W., Khan N., Adnan M. & Shah, Syed, Junaid K., Ahmed N. & Iqbal M.**, 2016.Substrates evaluation for the quality, production and growth of oyster mushroom (*Pleurotus florida*Cetto). J. Entomo. ZooStu. (4): 98-107.
38. **Jacq_P_Kumm.**, 1871. Effets des milieux de culture PDA SDA SPDA sur la productivité in vitro de la souche P969 du *Pleurotus ostreatus*.
39. **Jedinak A. & Sliva, D.**, 2008.*Pleurotus ostreatus* inhibits proliferation of human breast and colon cancer cells through p53-dependent as well as p53-independent pathway. Int. J. Oncol., 33(6): 1307–1313.
40. **Kakon A. J., Choudhury B. & Saha S.**, 2012. Mushroom is an Ideal Food Supplement. Journal of Dhaka National Medical College & Hospital. 18. 58-62.
41. **Kalmee K.**, 2007. Check-list of some *Pleurotus* fungi (Agaricomycetidae, Basidiomycetes) of Estonia Folia Cryptog. Estonica, Fasc.43:13-15(2007).
42. **Kara-Ali N. & Khendriche S.**, 2013. Essai d'amélioration de la germination et de la croissance de *Vignaunguiculata* (L.) Walp et *Zeamays* (L.) par un résidu de culture de champignon comestible. Mémoire de Master 2 en Biologie option : Génétique et Amélioration des Plantes. Département de Biologie, Faculté des Sciences Biologiques et Agronomiques, Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou (Algérie), 66p.
43. **Laborde J.**, 1987. Installation moderne de production des pleurotes. Muschroom Science 12 (part II), 135-155.

44. **Laborde J.**, 1989. Installation pour la culture des pleurotes. Bull. F.N.S.A.C.C.N°42, 65-85.
45. **Laborde J., Clauzel P., Crabos O. & Delmas J.**, 1984. Aspect- pratique de la culture de *Pleurotus sp.* Bull. F.N.S.A.C.C.N°24, 703-739.
46. **Lelly J.**, 1984. Les champignons dans votre jardin. Culture- Récolte-Utilisation. Ed. Delachaux & Niestle. Neufchâtel. Paris. France, 134p.
47. **Loussert M. & Brousse G.**, 1978. L'olivier. Coll. des Techniques agricoles et Productions méditerranéennes, G. P. Ed. Moissonneuve et Larose, Paris. 404p.
48. **Magnier L.**, 1991. Utilisation des sous-produits de la vigne dans l'alimentation animale Zaragoza (ESP): CIHEAM-IAMZ-n (16) : p 89-99.
49. **Mansour M., Ammar-Khodja N. & Chavant L.**, 2010. Valorisation du grignon d'olive par la culture d'une souche de champignon comestible, *Pleurotus ostreatus* (Jacq. Ex Fries) Kummer, isolée à Oued Aissi (Tizi-Ouzou, Algérie). Communication affichée aux Journées Internationales de Biotechnologie 2010 de l'Association Tunisienne de Biotechnologie. 19-22 Décembre 2010, Yasmine Hammamet. Tunisie.
50. **Mansour-Benamar M. & Chavant L.**, 2010. Guide illustré de la culture d'un champignon comestible : le Pleurote en huître. Editions El-Amel. 95 p. Dépôt légal : 3911 – 2010 ISBN : 978-994-30-060-2.
51. **Mansour-Benamar M.**, 2016. Valorisation de résidus agricoles par la culture de deux Souches de champignons comestibles du genre *Pleurotus*. Thèse de doctorat en Sciences Biologiques, option Biologie Végétale, Département de Biologie, Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques, Université Mouloud Mammeri de Tizi- Ouzou, 257 p.
52. **Mansour-Benamar M., Aoudia S. & Ammar-Khodja N.**, 2014. Valorization of coffee-grounds supplemented with wheat straw by cultivation of a *Pleurotus ostreatus* local strain, Chapter 12 In Mushrooms: Cultivation, Antioxidant Properties and Health Benefits, Editor: Grégoire PESTI, Nova Science Publishers, Inc, 227-242.
53. **Mansour-Benamar M., Savoie J-M. & Chavant L.**, 2013. Valorization of a solid olive mill wastes by cultivation of a local strain of edible mushroom. Comptes Rendus Biologies, 336, 407- 415.
54. **Mansour-Benamar M., Savoie J-M., Chavant L. & Lebsir R.**, 2007. Valorisation du marc de café brut par la culture d'une souche locale de champignon comestible, *Pleurotus ostreatus*. Sciences, Technologies & Développement ANDRU (2):102 – 116.
55. **Manzi P., Gambelli L., Marconi S., Vivanti V. & Pizzoferrato L.**, 1999. Nutrients in edible mushrooms: an inter-species comparative study. Food Chemistry, 65 (4): 477-482.
56. **Marshall E & Nair G.**, 2009. Make money by growing mushrooms. Diversification booklet Rural Infrastructure and Agro-Industries Division, Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome, 64p.
57. **Maublanc A.**, 1976. Les champignons comestibles et vénéneux, 6eme Edition, Le Chevalier ; 107p.
58. **Monnier G. & Courtecuisse R.**, 1997. Guide de poche des champignons. Delachaux et Nieste, 88p.
59. **Moonmoon M., Uddin M.N., Ahmed S., Jahan Shelly N. & Khan M.A.**, 2010. Cultivation of different strains of king oyster mushroom (*Pleurotus eryngii*) on sawdust and rice straw in Bangladesh. Saudi J. Biol. Sci ,17 (4): 341–345.

60. **Mouellef A.**, 2010. Caractères physiologiques et biochimiques de tolérance du blé dur (*Triticum durum* Desf.) au stress hydrique, Mémoire de Magistère, Option : Biotechnologie végétale, Dep. Bio. Univ. Mentouri, Constantine, p8-9.
61. **Mshandete A.M. & Cuff, J.**, 2007. Proximate and nutritient composition of three types of indigenous edible wild mushrooms grown in Tanzania and their utilization prospects. *Afr. J. Food Agric.Nutr. Dev.*7:1-16.
62. **Nefzaoui A.**, 1991. Valorisation des sous-produits de l'olivier, In : Tisserand J-L (ed), Alibés X (ed) Fourrages et sous-produits méditerranéens Zaragoza : CIHEAM, 1991 p 101-108 (Options Méditerranéennes : Série A Séminaires Méditerranéens ; n 16).
63. **Obodai M., Cleland-Okine J. & VowoterK.**, 2003. Comparative study on the growth and yield of *Pleurotus ostreatus* mushroom on different lignocellulosic by-products. *J. Ind. Microbiol. Biotechnol.* 30:146-149.
64. **Oei P.**, 1993. La culture des champignons. Collection « le point sur » Guide technique. Traduction Christine Nédelec, Révision Jean Laborde. Ministère Français de la Coopération. Cta. Tool. Gret. 320 p.
65. **Oei P.**, 2005. La culture des champignons à petite échelle, Pleurotes, Shiitakes, Auriculaires. Série Agrodok n°40, 87 p.
66. **Oei P. & Nieuwenhuijzen B.v.**, 2005. La culture des champignons à petite échelle : pleurotes, shiitakes et auriculaires. Agromisa/CTA.
67. **Olivier J.M.**, 1988. Les besoins en lumière dans la culture des pleurotes. *Bull .F.N.S.A.C.C.N°40* (oct-nov-dec),(1433-1439).
68. **Olivier J.M.**, 1991. Champignons. *Tech. Agric.* 2170.
69. **Olivier J.M., Labore J., Guimberteau J., Poitou N. & Houdeau G.**, 1991. La culture des champignons .Ed. Armand Colin, 157p.
70. **Oseni T.O., Dube S.S., Wahome P.K., Masarirambi M. T. & Earnshaw D.M.**, 2012. Effect of wheat bran supplement on growth and yield of oyster mushroom (*Pleurotus ostreatus*) on fermented pine sawdust substrate. *Exp. Agric. Horticult.*, 12 : 30-40.
71. **Philippoussis A.N.**, 2009. Production of Mushrooms using agro-industrial residues as substrates: in P. Singh nee' Nigam, A. Pandey (eds), *Biotechnology for agro-industrial residues utilization*. Springer Sciences + Business Media B.V., p163-196.
72. **Raimbault M.**, 1981. Fermentation en milieu solide : croissance de champignons filamenteux sur substrat amylicé. Paris : ORSTOM, (127), 291 p.
73. **Rapper C.A., Rapper J. & Miller R.**, 1972. Genetic analysis of the life cycle of *Agaricus bisporus*. *Mycologia* 64 (5): 1088- 1117.
74. **Salem M., Salem K., Hanna E. & Nouh N. E.**, 2014. Effect of nutrient sources. Ironmental factors on the biomass production of Oyster Mushroom (*Pleurotus ostreatus*). *J. Chem. Bio. Phy. Sci. Sec. B*, 4 (4) : 3413 – 3420.

75. **Salhi-Mohand ou Saïd O.**, 2004. Valorisation de sous-produits et déchets lignocellulosiques par culture de micro-organismes cellulolytiques. Thèse de Doctorat d'état en Sci. Agron. Inst. Natl. Agron., El Harrach, Alger, 140 p.
76. **Salmones D., Mata G. & Waliszewski K. N.**, 2005. Comparative culturing of *Pleurotus spp.* on coffee pulp and wheat straw: biomass production and substrate biodegradation. *Bioresource Technology* 6 96, 537-544.
77. **Singer, R.**, 1986. The Agaricales in modern taxonomy. Fourth E. P 174-179. Koeltz Scientific Books. Germany.
78. **Soltner D.**, 1995. Les grandes productions végétales : céréales, plantes dites sarclées, prairies : Phytotechnie spéciale. Collection Sciences et Techniques Agricoles, 18^{ème} édition, Editeurs Sainte-Gemmes-Sur-Loire, 464p.
79. **Velázquez - Cedeño M.A., Mata G. & Savoie J.M.**, 2002. Waste-reducing cultivation of *Pleurotus ostreatus* and *Pleurotus pulmonarius* on coffee pulp: changes in the production of some lignolytic enzymes. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 18: 201- 207.
80. **Villas-Bôas S.G., Esposito E. & Mitchell D.A.**, 2002. Microbial conversion of lignocellulosic residues for production of animal feeds. *Animal Feed Sci. Technol.*, 98, 1-12.
81. **Wurth.**, 2016. Cultiver ses champignons, Manuel pour le jardin, le balcon, la cuisine et la cave. Rouergue : 144.
82. **Zadrazil F.**, 1978. Cultivation of pleurotus : the Biology and Cultivation of Edible Mushrooms . Academic Press, Chang et Hayes Ed., (521-557).
83. **Zadrazil F. & Kurtzman R.**, 1981. The Biology of *Pleurotus* cultivation in tropics. In : Chang, S. T., Quimio, T. H. (ed), Tropical mushroom, The Chinese University Press, Shatin, Hong Kong, pp. 493.
84. **Zeitoun R.**, 2011. Procédés de fractionnement de la matière végétale. Application à la production des polysaccharides du son et de la paille de blé. Thèse Doctorat de l'Université de Toulouse (France), Institut National Polytechnique de Toulouse, Sciences des Agro-ressources, 288 p.
85. **Zied D.C., Savoie J. & Pardo-Giménez A.**, 2011. Soybean the main nitrogen source in cultivation substrates of edible and medicinal mushrooms. *Soybean and Nutrition*, Prof. Hany El-Shemy (Ed.). p 433-452.

Résumé

Les activités humaines de production ou de consommation génèrent des déchets qui sont souvent associés à la détérioration de notre environnement et à de multiples risques pour la santé humaine. Les déchets issus des activités forestières, agricoles ou agro industriels sont nombreux et variés. Du fait de leur nature lignocellulosique, ils sont difficiles à dégrader. Une voie de valorisation judicieuse de ces résidus est la culture de champignons comestibles, particulièrement, le Pleurote en huître, *Pleurotus ostreatus* (Jacq. : Fries) Kummer, champignon décomposeur primaire, apte à coloniser et à dégrader une grande variété de substrats lignocellulosiques. Ce champignon, du fait de ses bonnes valeurs alimentaire et médicinale et de sa technologie relativement simple et peu couteuse suscite un intérêt de plus en plus croissant de la part des industriels et des scientifiques.

Les techniques de fabrication de blanc de Pleurote et de production de carpophores ainsi que quelques résidus agricoles et agroindustriels sont passées en revue. Quelques résultats concernant les rendements et la qualité des champignons produits sont présentés.

Summary

Human activities of production and consumption generate wastes which are often associated with deterioration of our environment and multiple human health risks. The wastes resulting from forestry, agricultural or agro-industrial activities is numerous and varied. Due to their lignocellulosic nature, they are difficult to degrade. A judicious way of valuing these residues is the cultivation of edible mushrooms, particularly, the Oyster Mushroom, *Pleurotus ostreatus* (Jacq . : Fries) Kummer, primary decomposer fungus, able to colonize and degrade a wide range of lignocellulosic substrates. This fungus, because of its good food and medicinal values and its relatively simple and inexpensive technology is arousing more and more interest from industrialists and scientists.

The techniques for making Oyster mushroom spawn and producing carpophores as well as some agricultural and agro-industrial residues are reviewed. Some results concerning the yields and the quality of the mushrooms produced are presented.