



جامعة عباس لغرور خنشلة  
ABBES LAGHROUR UNIVERSITY KHENCHELA



جامعة عباس لغرور خنشلة  
ABBES LAGHROUR UNIVERSITY KHENCHELA

*République Algérienne Démocratique et Populaire*

*Ministère De l'Enseignement Supérieur et De la Recherche Scientifique*

**UNIVERSITE ABBES LAGHROUR KHENCHELA**

**FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE**

**DEPARTEMENT DE BIOLOGIE MOLECULAIRE ET CELLULAIRE**

**MEMOIRE**

**Présenté pour l'obtention du diplôme de**

**MASTER ACADEMIQUE**

**FILIERE : Sciences Biologiques**

**OPTION: Microbiologie Appliquée**

**Thème**

**Analyse chimique et nutritionnelle et étude  
de valorisation des tourteaux de figes de  
barbarie dans l'industrie agroalimentaire**

**Présenté par :**

**CHIRMESSEL Chaima et CHEKAF Selma**

*Soutenu : 23 Juin 2024*

**Mémoire de Master académique soutenu devant le jury composé de :**

<b>Président</b>	<b>HAMIDECHI AbdelHafid (Pr)</b>	<b>Univ. Abbès Laghrou – Khenchela</b>
<b>Encadreur</b>	<b>KHEDDOUMA Asma (MCA)</b>	<b>Univ. Abbès Laghrou – Khenchela</b>
<b>Examineur</b>	<b>BENRDJEM Lamia (MCA)</b>	<b>Univ. Abbès Laghrou – Khenchela</b>
<b>Tuteur</b>	<b>BENTOUNSI Housseem Eddine</b>	<b>Univ. Abbès Laghrou – Khenchela</b>

**Année universitaire 2023/ 2024**

## **Remerciements**

*Nous voudrions exprimer notre gratitude envers الله pour la force et la guidance spirituelle qui nous ont soutenus tout au long de cette entreprise académique. La patience et la persévérance nécessaires pour mener à bien la réalisation de ce mémoire ont été renforcées par Sa présence constante.*

*Nos sincères remerciements aux membres de jury qui ont accepté d'examiner notre modeste travail : **Pr. HAMIDECHEI Abdelhafid** et **Dr. BENRDJEM Lamia**. Nous leur sommes profondément reconnaissants pour leur rigueur, leur bienveillance et leur engagement à soutenir et à évaluer notre recherche.*

*Ensuite, nous souhaitons exprimer notre profonde gratitude et nos sincères remerciements à notre tuteur, **M. BENTOUNSI Houssam Eddine**, pour son encadrement exceptionnel et ses précieux conseils. Sa disponibilité, son expertise et son engagement constant ont été des éléments déterminants pour la réussite de notre mémoire. Son accompagnement attentif et ses recommandations avisées nous ont permis de surmonter les défis rencontrés et de progresser de manière significative.*

*Ainsi, nous souhaitons également remercier notre directrice de mémoire, **Dr. KHEDDOUMA Asma**, pour son soutien tout au long de ce travail. Ses orientations et son expertise ont été d'une aide inestimable dans l'accomplissement de cette étude.*

*Nous tenons à exprimer notre sincère gratitude envers les ingénieurs de laboratoire **M<sup>me</sup>. Sarah** pour leur assistance précieuse et leur dévouement constant tout au long de nos expériences. Un grand merci également au responsable de laboratoires pédagogiques **Mme. CHORFI Rafika** pour leur guidance experte et leur soutien inestimable dans la réalisation de ce projet.*

## *Dédicaces*

*Nous ne saurions oublier de remercier **notre famille**, en particulier **nos parents**, pour leur amour inconditionnel, leur soutien moral et financier, ainsi que pour leurs encouragements qui nous ont permis de surmonter les moments difficiles et de mener à bien nos études.*

*Enfin, nous remercions tous **nos amis** et toutes les personnes qui, de près ou de loin, ont contribué à l'aboutissement de ce travail.*

*À tous, un grand merci*

# *Résumés*

## **Analyse chimique et nutritionnelle et étude de valorisation des tourteaux de figes de barbarie dans l'industrie agroalimentaire**

### **Résumé**

La figue de Barbarie, aussi connue sous le nom *d'Opuntia ficus-indica*, est un cactus originaire du Mexique, qui s'est répandu dans diverses régions du monde. Outre son lien symbolique entre l'Algérie et le Mexique, cette plante revêt une importance significative en raison de ses multiples applications dans l'industrie alimentaire. Ses graines produisent une huile riche en acide linoléique, similaire à d'autres huiles végétales telles que celles de soja ou de tournesol.

Dans le cadre de ce travail, l'accent a été mis sur la valorisation des tourteaux de graines de figue de Barbarie dans l'industrie agroalimentaire, avec un intérêt particulier pour l'optimisation du rendement et de la qualité des champignons. Ces champignons comestibles, comme les pleurotes, offrent une source précieuse de nutriments et constituent une alternative protéique importante dans l'alimentation humaine. Les résultats de cette étude ont montré que l'incorporation de tourteaux de figue de Barbarie dans la culture de champignons, notamment avec les souches de *Pleurotus djamor* on a trouvé que le taux de croissance est élevé avec la proportion 80% et concernant *Pleurotus florida* le taux de croissance est élevé avec la proportion 20%, a conduit à des résultats prometteurs en termes de production de mycélium.

Cette approche ouvre ainsi la voie à une valorisation efficace des sous-produits agricoles en les intégrant dans le processus de production de champignons. En résumé, l'utilisation des tourteaux de figue de Barbarie dans l'industrie agroalimentaire présente un potentiel intéressant tant du point de vue nutritionnel que de celui de la valorisation des ressources agricoles.

**Mots clés :** *Opuntia ficus-indica*, Les tourteaux, *Pleurotus florida*, *Pleurotus djamor*, valorisation,

## **Chemical and nutritional analysis and valorization study of prickly pear cakes in the food industry**

### **Abstract**

Prickly pear, also known as *Opuntia ficus-indica*, is a cactus native to Mexico, which has spread to various parts of the world. In addition to its symbolic link between Algeria and Mexico, this plant is of significant importance because of its multiple applications in the food industry. Its seeds produce an oil rich in linoleic acid, similar to other vegetable oils such as soybean or sunflower.

In this work, emphasis was placed on the valorization of prickly pear seed cakes in the food industry, with particular interest in optimizing the yield and quality of mushrooms. These edible mushrooms, such as oyster mushrooms, provide a valuable source of nutrients and constitute an important protein alternative in human nutrition. The results of this study showed that incorporating prickly pear seed cakes into mushroom cultivation, particularly with *Pleurotus djamor* strains, resulted in high growth rates at a proportion of 80%, and with *Pleurotus florida*, high growth rates were observed at a proportion of 20%. This led to promising results in terms of mycelium production.

This approach thus paves the way for an efficient valorization of agricultural by-products by integrating them into the mushroom production process. In summary, the use of prickly pear cakes in the food industry has an interesting potential from both the nutritional point of view and that of the valorization of agricultural resources.

**Key words:** *Opuntia ficus indica*, *Pleurotus florida*, *Pleurotus djamor*, valorization, seed cakes,

## التحليل الكيميائي والغذائي ودراسة تقييم بذور التين الشوكي في صناعة الأغذية

### ملخص

التين الشوكي، المعروف أيضًا باسم *Opuntia ficus-indica*، صبار من أصل مكسيكي، وقد انتشر في مناطق مختلفة من العالم. إلى جانب رمزيته كصلة بين الجزائر والمكسيك، فإن لهذه النبتة أهمية كبيرة نظرًا لتطبيقاتها المتعددة في صناعة الأغذية. تُنتج بذورها زيتًا غنيًا بحمض linoléique، مشابهًا لزيت نباتية أخرى مثل زيت الصويا أو عباد الشمس

. في إطار هذا العمل، تم التركيز على تقييم استخدام بقايا بذور التين الشوكي في صناعة الأغذية، مع اهتمام خاص بتحسين العائد وجودة الفطر. يعتبر هذا الفطر القابل للأكل، مثل الفطر المحاري، مصدرًا ثمينًا للعناصر الغذائية ويشكل بديلاً بروتينيًا مهمًا في التغذية البشرية. أظهرت نتائج هذه الدراسة أن إدماج بقايا بذور التين الشوكي في زراعة الفطر، خصوصًا مع سلالات *Pleurotus djamor* بنسبة 80% وسلالة *Pleurotus florida* بنسبة 20%، أدى إلى نتائج واعدة من حيث إنتاج الميسيليوم. تفتح هذه المقاربة الطريق نحو استغلال فعال للمنتجات الثانوية الزراعية من خلال دمجها في عملية إنتاج الفطر. باختصار، توفر استخدام بقايا بذور التين الشوكي في صناعة الأغذية إمكانيات واعدة من حيث القيمة الغذائية وكذلك من حيث استغلال الموارد الزراعية.

**الكلمات المفتاحية:** التين الشوكي، كُسب بذور التين الشوكي، فطر المَحَار

# Table de matières

## Introduction

## Chapitre I. Etude Bibliographique

I. 1. Historique et origines de figues de barbarie .....	3
I.2. Taxinomie de la figue de barbarie.....	3
I.3.1. Classification .....	4
I.3. Caractéristiques morphologiques .....	5
I.3.3. Le fruit .....	5
I.3.2. Les feuilles.....	6
I.3.3. Les cladodes .....	6
I.3.5. Les fleurs .....	6
I.3.6. La graine.....	8
I.4. Répartition géographique en Algérie .....	9
I.5. Importance économique et écologique.....	9
II.1. Définition .....	10
II.2. Systématique.....	11
II.3. Cycle de vie .....	11
II.4. Besoins nutritifs .....	12
II.4.1. Carbone .....	13
II.4.2. Azote.....	13
II.4.3. Eléments minéraux .....	13
II.5. Les substrats utilisés dans la production de mycélium .....	13
II.4.1. La paille de blé .....	14
II.4.2. Marc de café.....	14
II.4.3. Grignon d'olive .....	14

## Chapitre II. Matériel et Méthode

I. Matériel biologique .....	16
I.1.Source.....	16
I.2.Purification.....	16
II. Préparation de substrats.....	16
II.1.Tourteaux de figue de barbarie .....	17
II.2.Graines d'orge.....	17
II.3.Graines de sorgho .....	17
III. Humidification du substrat.....	17
IV. Stérilisation .....	18
V. Inoculation et incubation.....	18
VI. Evaluation de la croissance du mycélium.....	19
VII. Préparation de cultures en sacs avec du blanc .....	19
VII.1.La paille de blé.....	20
VIII.Élaboration de substrat pour la culture en sac des Pleurotes.....	20
VIII.1.Broyage de la paille de blé.....	20
VIII.2.Humidification de la paille de blé.....	20
VIII.3.Thermothérapie de la paille .....	21
VIII.4.Formulation de matrice de croissance .....	21
VIII.5.Lardage des sacs de culture .....	22
VIII.6.Induction de la Fructification.....	23

## Chapitre III. Résultats et Discussion

I. Purification.....	24
II. Culture du mycélium dans les différents substrats.....	24
II.1. Cas de la souche <i>P. florida</i> .....	25
II.2. Cas de la souche <i>P. djamor</i> .....	29
III. Observation des caractéristiques morphologiques du mycélium cultivé.....	31

IV. La colonisation du substrat par le mycélium.....	35
<b>Conclusion.....</b>	<b>33</b>
<b>Références bibliographiques.....</b>	<b>35</b>

## Liste des tableaux

<b>Tableau 01.</b> Classification de figue de barbarie	<b>04</b>
<b>Tableau 02.</b> Classification de <i>Pleurotus ostreatus</i>	<b>14</b>
<b>Tableau 03.</b> Les combinaisons de substrats	<b>18</b>
<b>Tableau 04.</b> La croissance du mycélium des deux pleurotes ( <i>Florida / Djamor</i> ) pendant les 16 jours cultivés avec la forme poudre du substrat et avec différentes proportions	<b>27</b>
<b>Tableau 05.</b> Les caractéristiques morphologiques de <i>P. florida</i> et <i>P. djamor</i> après leur croissance	<b>30</b>

## Liste de figures

<b>Figure 01.</b> Le figuier de barbarie : (a) la plante, (b) les cladodes, (c) les fleurs, (d) le fruit	<b>5</b>
<b>Figure 02.</b> Exploration approfondie de <i>l'Opuntia ficus-indica</i> : Caractéristiques, Utilisations et Propriétés	<b>7</b>
<b>Figure 03.</b> Schéma descriptif des fleurs	<b>7</b>
<b>Figure 04.</b> Une coupe transversale des graines de figuier de barbarie de l'endosperme de la graine d' <i>opuntia</i>	<b>8</b>
<b>Figure 05.</b> Champignon <i>Pleurotus ostreatus</i>	<b>10</b>
<b>Figure 06.</b> Exploration du Cycle de Vie des Champignons dans leur Habitat Naturel	<b>12</b>
<b>Figure 07.</b> Culture de <i>Pleurotus</i> sur différents déchets végétaux	<b>13</b>
<b>Figure 08.</b> La purification des souches de <i>Pleurotus spp</i>	<b>15</b>
<b>Figure 09.</b> Préparation de tourteaux de figue de barbarie	<b>16</b>
<b>Figure 10.</b> Préparation de graines d'orge et graine de sorgho	<b>17</b>
<b>Figure 11.</b> Humidification de substrats	<b>18</b>
<b>Figure 12.</b> Inoculation des bocaux par les deux souches de <i>Pleurotus</i>	<b>19</b>
<b>Figure 13.</b> Broyage de la paille de blé	<b>20</b>
<b>Figure 14.</b> L'imprégnation de la paille d'humidité	<b>21</b>
<b>Figure 15.</b> La pasteurisation de la paille	<b>21</b>
<b>Figure 16.</b> Préparation de substrat dans des sacs spéciaux	<b>22</b>
<b>Figure 17.</b> Lardage des sacs de culture	<b>22</b>
<b>Figure 18.</b> Révélation du mycélium de <i>Florida</i> et <i>Djamor</i>	<b>24</b>
<b>Figure 19.</b> La colonisation de la paille de blé par le mycélium avec l'apparition des carpophores	<b>32</b>

## Liste des abréviations

**O:** orge

**O-20:** une proportion de tourteaux de 20% avec de l'orge

**O-60:** une proportion de tourteaux de 60% avec de l'orge

**O-80:** une proportion de tourteaux de 80% avec de l'orge

**P:** *pleurotus*

**S:** sorgho

**S-20:** une proportion de tourteaux de 20% avec de sorgho

**S-60:** une proportion de tourteaux de 60% avec de sorgho

**S-80:** une proportion de tourteaux de 80% avec de sorgho

**T:** témoin

**TM:** température moyenne

**TO:** témoin d'orge

**TS:** témoin de sorgho

**UV:** ultra-violet

# *Introduction*

En Algérie, les activités agricoles se déroulent souvent dans des conditions naturelles difficiles, particulièrement dans les régions arides et semi-arides. L'agriculture dans ces zones est confrontée à des défis majeurs liés aux conditions géographiques et climatiques défavorables. Le figuier de Barbarie, qui s'adapte bien à l'aridité, a été introduit dans le pays par les Espagnols en 1880. Au début de la colonisation française, également connu sous le nom scientifique *Opuntia ficus indica*, est membre de la famille des cactacées (**Chougui et al., 2015**).

Originaire du Mexique, cette plante est aujourd'hui cultivée dans de nombreuses régions à travers le monde. La figue de Barbarie connaît en Algérie depuis une dizaine d'années, un regain d'intérêt pour l'augmentation de sa production et la diversification de ses utilisations (**Boumali, 2022**).

Les produits de cette culture sont principalement utilisés en alimentation humaine pour ses fruits frais et en alimentation animale pour ses parties végétatives (cladodes). Ce dernier usage est en progression dans le sud du pays comme aliment des petits ruminants. Malgré son fort potentiel, marqué par les progrès technologiques et scientifiques ayant permis d'explorer ses autres modes de valorisation notamment l'extraction de l'huile des graines (**Boumali, 2022**), il sera intéressant d'étudier d'autres applications dans le domaine agro-industriel, telles que l'évaluation de la culture de champignons sur les sous-produits des figues de Barbarie.

Les champignons ont toujours été une délectation gastronomique à travers les âges pour leur saveur distinctive et leurs nuances subtiles. Ils sont également considérés comme des trésors nutritionnels, fournissant une gamme d'éléments essentiels tels que les fibres alimentaires, les minéraux et les vitamines, en particulier la vitamine D. Bien que la nature abrite plus de 2 000 espèces de champignons, seules environ 25 sont universellement acceptées comme comestibles, et peu d'entre elles sont cultivées à des fins commerciales en raison de leurs possibles bienfaits pour la santé humaine, donc l'industrie alimentaire s'intéresse particulièrement aux champignons comestibles cultivés et sauvages. Le champignon le plus cultivé dans le monde est *Agaricus bisporus* suivi par *Lentinula Edodes* et *Pleurotus Ostreatus*. (**Boulfefel, 2022**).

L'objectif de ce travail est l'évaluation de la culture et la production de champignons pleurotes sur un sous-produit de la figue de barbarie. Pour cela, nous tenterons de répondre à la question microbiologique suivante :

**Comment intégrer efficacement les sous-produits de figue de Barbarie dans la production de champignons pour maximiser le rendement et la qualité des champignons dans un contexte agro-industriel ?**

Ce travail est donc, composé de trois parties principales et d'une conclusion générale. Le premier chapitre est l'étude bibliographique consacrée à la présentation de généralités sur le figuier de barbarie en Algérie suivie par une description essentielles sur le genre *Pleurotus ostreatus*.

Le deuxième chapitre est une présentation des moyens et les méthodes spécifiques utilisés lors de l'expérimentation.

Le dernier chapitre regroupe l'ensemble des résultats obtenus avec différentes séries d'expériences.

*Chapitre I.*  
*Etude*  
*Bibliographique*

**I. Le figuier de barbarie****I. 1. Historique et origines de figues de barbarie**

Le figuier de barbarie, appelé aussi figuier d'Inde, Nopal (nom Mexicain), oponce, cactus raquette (**Scheinvar, 1995**) et plus communément en Algérie « Hindi », est originaire du Mexique (**Le Houérou, 1996 ; Borchani et Rouhou, 2022**).

Le cactus de barbarie trouve ses racines dans les régions arides et semi-arides du Mexique, mais il a été importé en Afrique du Nord au cours du 16<sup>ème</sup> siècle. Ses fruits sont appréciés crus, cuits, en conserve, ajoutés aux salades, aux sirops, aux jus de fruits et même dans la fabrication de fromage (**Sáenz et al., 2013**).

La figue de Barbarie a été introduite en Afrique du Nord au XVI<sup>e</sup> et XVII<sup>e</sup> siècle grâce à l'expansion espagnole et au retour des Maures après leur expulsion d'Espagne en 1610. Les Maures ont apporté avec eux " l'arbre à figue indien" et l'ont planté autour de leurs villages, favorisant ainsi l'implantation de cette plante succulente dans la région (**Diguet, 1928**).

Elle est connue en Algérie depuis une dizaine d'années, un regain d'intérêt pour l'augmentation de sa production et la diversification de ses utilisations. Une étendue de terre dépassant les 150 000 hectares, dont 60 % se trouve dans la région de Sidi-Fredj, localisée dans la Wilaya de Souk Ahras, au Nord-Est de l'Algérie (**Boumali et al., 2022**).

Cette étendue importante de plantations a été établie dans le cadre d'une initiative stratégique visant à lutter contre la désertification.

**I.2. Taxinomie de la figue de barbarie**

La poire figue de cactus, membre de la famille des *Cactaceae*, présente une taxonomie complexe en raison de la variabilité phénotypique liée à l'environnement, la fréquente polyploïdie, la reproduction sexuée ou asexuée, et la présence d'hybrides interspécifiques (**Britton et Rose, 2019**)

Les classifications varient entre auteurs, mais ce texte adopte la classification du Germplasm Resources Information Network (GRIN) du département de l'Agriculture des États-Unis, situant la poire figue de cactus dans le genre *Opuntia*. Le nom *Opuntia* en 1700 en raison de sa ressemblance avec des plantes épineuses près d'Opus en Grèce.

Les caractéristiques physiques des plantes varient significativement en fonction des conditions écologiques.

La polypléidie est fréquemment observée parmi de nombreuses populations qui se reproduisent à la fois de manière végétative et sexuelle.

D'après (Salehi, 2018), dans les populations sauvages d'opuntias, une observation intéressante est que les plantes au centre présentent une faible variabilité phénotypique, tandis que ceux en périphérie affichent une variabilité plus élevée. Ce phénomène est probablement lié à la possibilité d'échanges génétiques. Les cactacées démontrent une diversité taxonomique considérable, avec environ 2260 taxa acceptés, répartis de manière variée.

Le genre *Opuntia* regroupe environ 300 espèces de cactus, dont certaines sont hétérotypiques et hybrides, et comprend les espèces les plus anciennes et les plus récentes du groupe est celle de (Britton et Rose, 1963).

### I.3.1. Classification

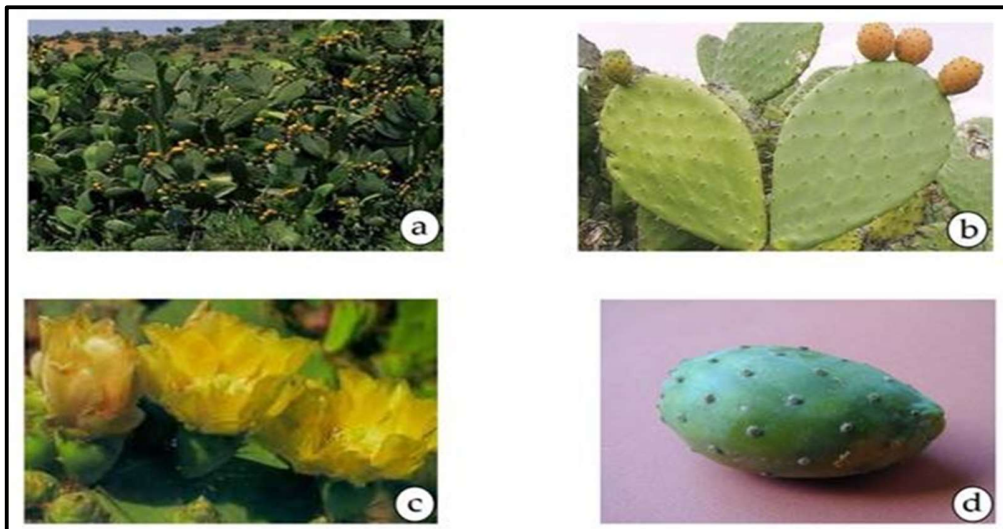
**Tableau 1.** Classification de figue de barbarie

<b>Règne</b>	<i>Plantae</i>
<b>Sous-règne</b>	<i>Tracheobionta</i>
<b>Division</b>	<i>Magnoliophyta</i>
<b>Classe</b>	<i>Magnoliopsida</i>
<b>Ordre</b>	<i>Caryophyllales</i>
<b>Sous-classe</b>	<i>Caryophyllidae</i>
<b>Famille</b>	<i>Cactaceae</i>
<b>Sous-famille</b>	<i>Opuntioïdées</i>
<b>Groupe</b>	<i>Opuntiaeeae</i>
<b>Genre</b>	<i>Opuntia</i>
<b>Sous-genre</b>	<i>Platyopuntia</i>

Certaines espèces notables sont *Opuntia ficus-indica* et *Opuntia megacantha*, qui est parmi les cactus les plus importants sur le plan agronomique (Griffiths, 1914), que ce soit pour leurs fruits comestibles, leur utilisation comme fourrage ou légume et selon (Hollis et Sánchez, 1991), La domestication des cactus a commencé il y a environ 8000 ans.

### I.3. Caractéristiques morphologiques

Cette plante robuste peut atteindre 5 mètres de hauteur (**figure 1a**), avec des cladodes verts en forme de raquettes mesurant de 30 à 50 cm (**figure 1b**). Les fleurs jaunes deviennent rougeâtres à la sénescence (**figure 1c**), et les fruits sont des baies charnues ovoïdes ou piriformes avec des épines (**figure 1d**), généralement verdâtres ou jaunes à maturité. La pulpe est juteuse, allant du jaune-orangé au rouge, parsemée de petites graines (**Habibi, 2004**).



**Figure 01.** Le figuier de barbarie (**Habibi, 2004**).

(a) : la plante, (b) : les cladodes, (c) : les fleurs, (d) : le fruit

#### I.3.3. Le fruit

Les fruits du figuier de barbarie sont de taille variable, pesant entre 30 et 150 g, et ont une forme bacciforme ou piriforme mesurant de 4 à 9 cm. Ils présentent une teinte verdâtre qui évolue vers le jaune à rouge à maturité. La pulpe est molle, juteuse, sucrée et renferme de nombreuses petites graines dans un mucilage (**Habibi, 2004**). Il prend la forme d'une baie charnue, pesant entre 150 et 400 g, avec une morphologie ovoïde, sphérique ou piriforme. La pulpe peut arborer des teintes allant du blanc crème au rouge ou pourpre, offrant une palette de couleurs comprenant le vert et le jaune orangé. Les variétés de fruits rouge, jaune et blanc sont plus fréquemment observées (**Borchani et Rouhou, 2022**).

**I.3.2. Les feuilles**

Les feuilles, éphémères, sont de forme conique et ont quelques millimètres de long, apparaissant sur les jeunes raquettes (Fried, 2012), à leur base, se trouvent les aréoles (environ 150 par cladode) qui sont des bourgeons axillaires modifiés (Neffar, 2012).

**I.3.3. Les cladodes**

Les raquettes (cladodes), en réalité des tiges modifiées, sont des structures aplaties qui remplacent les feuilles dans le processus de photosynthèse. Ces tiges aplaties, succulentes et articulées, jouent le rôle de la fonction chlorophyllienne. Leur forme varie entre ovoïde et allongée, mesurant de 30 à 80 cm de long, 18 à 25 cm de large et 1,5 à 3 cm d'épaisseur. La partie centrale, appelée parenchyme, assure la rétention et le stockage de l'eau (Anderson, 2001). Les raquettes du figuier de barbarie se distinguent par la présence d'un mucilage, représentant environ 0,07 % par rapport aux raquettes fraîches. (Borchani et Rouhou, 2022).

*O. ficus-indica*, résiste à la sécheresse en stockant de l'eau dans ses cladodes succulents. Ces organes, souvent oblongs, avec une anatomie comprenant la peau, le cortex, les faisceaux vasculaires circulaires et la moelle succulente. (Buxbaum, 1955), se caractérisent par des rameaux courts avec des aréoles portant poils et épines, tandis que chez *O. ficus-indica*, les cladodes remplissent cette fonction. (Hunt et Taylor, 1986). Les aréoles peuvent développer des glochides, des poils courts et piquants, en plus où la place des épines.

**I.3.4. Les épines**

Sont blanchâtres, sclérifiées, solidement implantées et longues de 1 à 2 cm.

**I.3.5. Les fleurs**

Les fleurs sont de couleur jaune clair ou orangé et deviennent rougeâtres à l'approche de la sénescence. Elles apparaissent sur le pourtour et se différencient en général sur des cladodes âgés d'un an. Elles sont régulières, hermaphrodites et sessiles, comprenant un style unique à stigmate digité et entouré de nombreux verticilles d'étamines et d'un nombre défini de pétales. Elles sont de grandeur variable, généralement nombreuses, insérées chacune à l'aisselle d'un faisceau d'épines (Borchani et Rouhou, 2022).

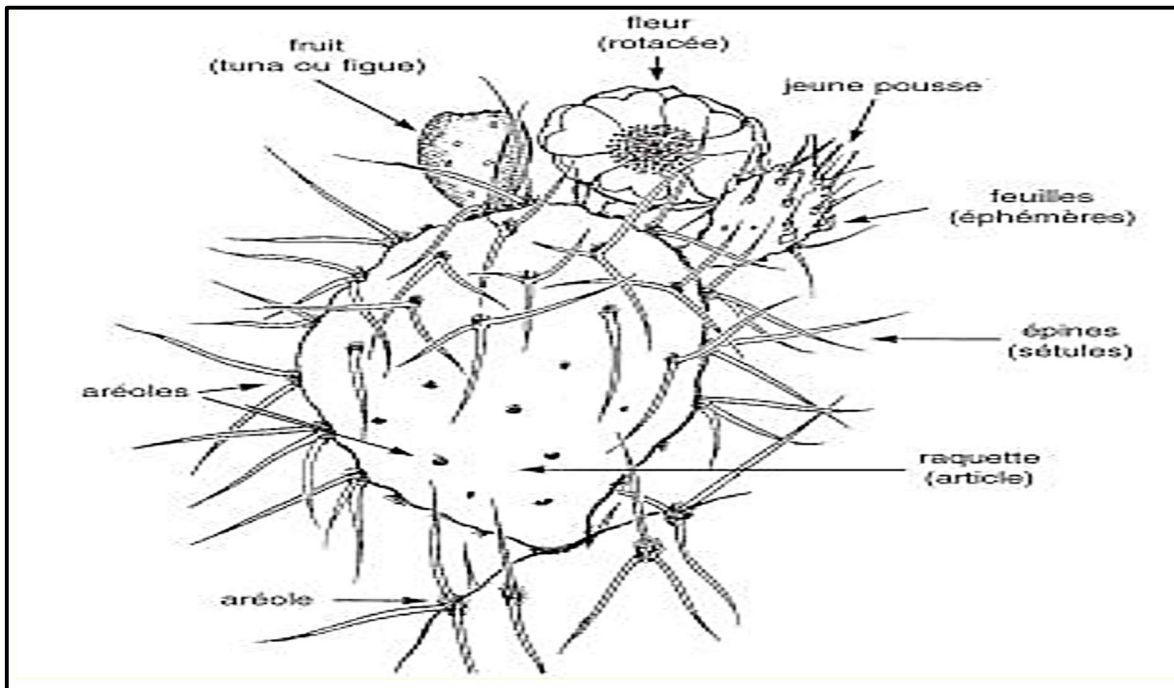


Figure 02. Exploration approfondie de l'*Opuntia ficus-indica* : Caractéristiques, Utilisations et Propriétés (Schweizer, 1997).

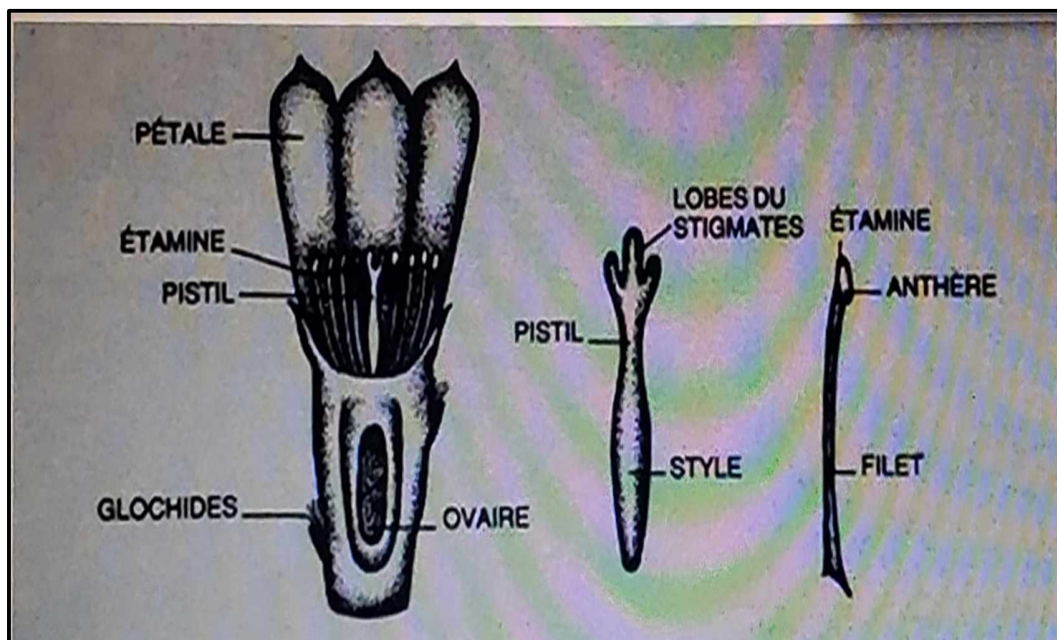


Figure 03. Schéma descriptif des fleurs.

### I.3.6. La graine

Les figues de Barbarie, riches en graines entourées d'une enveloppe constituant 10 à 15% du poids de la pulpe, affichent une faible teneur en huile, variant de 7 à 15% du poids total des graines. L'importance des acides gras essentiels, principalement l'acide linoléique, constitue environ 80% des acides gras insaturés dans l'extrait d'huile de graines (Ennouri et al., 2005). La composition lipidique, avec des variations notables en acide linoléique,  $\alpha$ -linoléique, et oléique, suggère des applications potentielles dans les secteurs pharmaceutique et cosmétique (La buschagne et Hugo, 2010). L'huile de graine destinée aux cosmétiques, notamment pour la production de produits anti-âge, est commercialisée à des prix élevés, tandis que des nouvelles applications émergent dans l'industrie cosmétique.

Les polysaccharides présents dans l'endosperme, riches en arabinane, et le composant principal de l'enveloppe, la D-xylane (Habibi et al., 2002), ouvrent des perspectives d'utilisation variées, allant d'adhésifs et épaississants dans les plastiques à des applications agro-alimentaires telles que les films d'emballage et les enrobages alimentaires. De nos jours, le xylane joue un rôle clé dans le développement de produits biomédicaux, notamment pour de nouveaux systèmes de diffusion des médicaments, avec un accent particulier sur la libération contrôlée.



**Figure 04.** Une coupe transversale des graines de figuier de barbarie de l'endosperme de la graine d'*Opuntia* (Habibi, 2004)

#### I.4. Répartition géographique en Algérie

Les plantations de figuiers de Barbarie en Algérie se répartissent à travers les hauts plateaux, notamment à Batna, Biskra, Bordj-Bou-Argeridj, Constantine, et sur les hauts plateaux Algérois à des altitudes allant jusqu'à 550 mètres, et environ 750 mètres à Msila, Laghouat, et même à 1100 mètres à Ain-Sefra. De la région centrale à l'ouest, les *Opuntia* couvrent une superficie dépassant les 25 000 hectares. Par exemple, on les trouve sur les hauteurs de Chréa et Bouarfa (wilaya de Blida), ainsi que dans les wilayas de Boumerdès, Tipaza, Tissemsilt, Chlef, Relizane, Mostaganem, Ain-Temouchent, Oran, Mascara, Sidi-bel Abbès, Tlemcen. La meilleure cueillette des figues de Barbarie se réalise sur les hauteurs des montagnes, en particulier dans les environnements rocaillieux, à l'exception des montagnes et des zones sahariennes. (Ahmed et Khodjadar, 2022).

Au cours des années 1990, cette importante plantation a été mise en œuvre dans le cadre du programme de lutte contre la désertification, sous l'égide du Haut-Commissariat pour le Développement de la Steppe (HCDS) en collaboration avec la Direction des Services Agricoles (DSA) (Nefzaoui et Ben Salem, 2006 ; Inglese et al., 2018). Ont conduit à la création de vastes étendues de plantations. Ces dernières sont principalement réparties dans les hauts plateaux, mais également dans les zones montagneuses telliennes, soulignant ainsi une stratégie étendue de reforestation pour contrer la désertification (Boumali et al., 2022).

Aujourd'hui, d'après les données de la Direction des Services Agricoles (DSA), la superficie agricole totale en Algérie atteint aujourd'hui plus de 150 000 hectares de figue de barbarie, dont une proportion significative, soit 60%, se trouve dans la zone de Sidi-Fredj, localisée dans la wilaya de Souk Ahras au Nord-Est du pays.

#### I.5. Importance économique et écologique

En Algérie précisément Au nord, le figuier de barbarie sert de clôture et de source de fruits, tandis qu'au sud, les cladodes d'*Opuntia* nourrissent petits ruminants et dromadaires. En Algérie, la première unité de transformation de figues de Barbarie à Sidi-Fredj (5000m<sup>2</sup>) joue un rôle crucial dans la production d'huiles essentielles, de produits pharmaceutiques, de jus, de confitures et d'aliments pour le bétail, améliorant ainsi les revenus des habitants de la wilaya de Souk Ahras. Et récemment (Aissaoui et al., 2021) ont décrit que ; depuis des temps immémoriaux, la médecine conventionnelle est adoptée par la majorité de la population

algérienne. Avec la pandémie de la Covid-19, on a appris à considérer davantage les traitements naturels, à rechercher les plantes médicinales pour renforcer le système immunitaire et assurer une protection, et que chaque partie du figuier de Barbarie offre un potentiel de transformation en produits de grande valeur, constituant un créneau d'investissement à part entière. Cette plante polyvalente trouve des applications dans les secteurs médical, industriel, cosmétique et environnemental.

L'huile de figue de Barbarie, la plus coûteuse au monde, joue un rôle prépondérant dans l'économie en raison de ses nombreuses vertus pour la santé, suscitant une forte demande sur le marché de l'exportation.

## **II. Le genre *pleurotus ostreatus***

### **II.1. Définition**

*Pleurotus ostreatus* couramment appelé champignon pleurote, peut se développer sur une large plage de températures en utilisant divers matériaux lignocellulosiques disponibles. Il occupe la deuxième place en termes de production commerciale de champignons à l'échelle mondiale. L'évaluation du contenu nutritif des pleurotes pourrait accroître leur valeur thérapeutique. Il est établi que la composition et la valeur nutritionnelle des champignons sont largement influencées par le type et la composition nutritionnelle du substrat. En conséquence, la valeur nutritionnelle des pleurotes varie selon les substrats de culture utilisés (Sassine et al., 2021).



**Figure 05.** Champignon *Pleurotus ostreatus*.

Pleurote se classe au deuxième rang des champignons les plus cultivés dans le monde en raison de ses caractéristiques gastronomiques, nutritionnelles et médicinales très appréciées. Cette étude a porté sur la croissance verticale du mycélium et l'efficacité biologique. (Da silva et al., 2020).

## II.2. Systématique

Le *Pleurotus ostreatus* connu sous les noms vernaculaires de Pleurote en huître ou Pleurote en forme d'huître (Cassar, 2016), peut être classé taxonomiquement selon le **tableau 2**.

**Tableau 2.** Classification de *Pleurotus ostreatus*

<b>Règne</b>	<i>Fungi</i>
<b>Division</b>	<i>Basidiomycota</i>
<b>Classe</b>	<i>Homobasidiomycètes</i>
<b>Sous-classe</b>	<i>Agaricomycetideae</i>
<b>Ordre</b>	<i>Tricholomatales</i>
<b>Famille</b>	<i>Pleurotaceae</i>
<b>Genre</b>	<i>Pleurotus</i>
<b>Espèce</b>	<i>Pleurotus ostreatus</i>

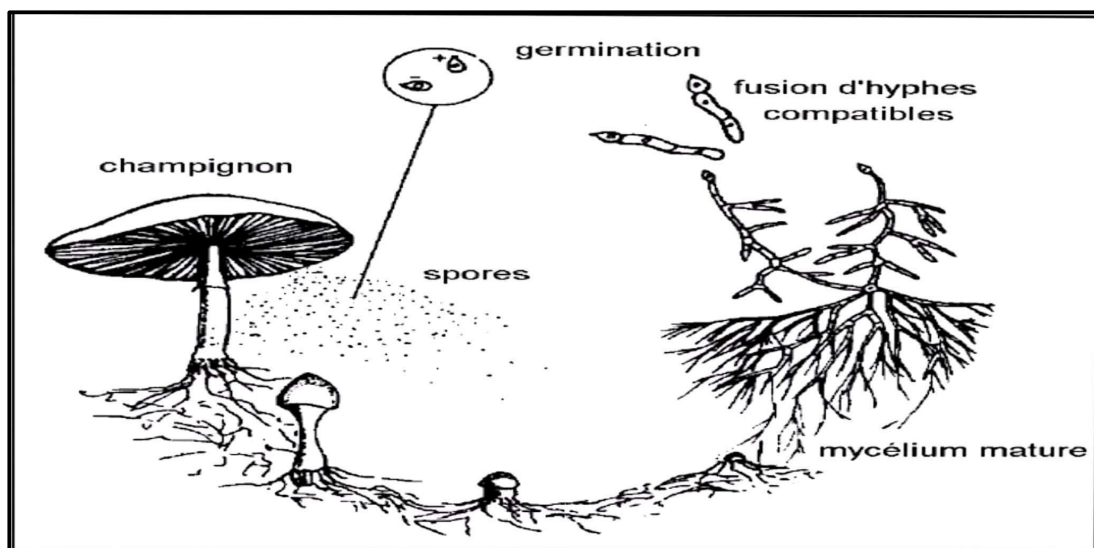
Cette classification offre une perspective holistique de la position systématique de *Pleurotes ostreatus* dans la hiérarchie taxonomique.

## II.3. Cycle de vie

La vie du Pleurote, *P. ostreatus*, suit un cycle biologique divisé en deux phases distinctes : La première phase, appelée la phase végétative, se concentre sur la croissance du mycélium monocaryotique issu de la germination d'une basidiospore. Ensuite, la phase fructifère démarre avec la fusion (plasmogamie) de deux mycéliums compatibles, formant un mycélium dicaryotique.

Cette phase est marquée par la croissance du mycélium secondaire et la formation de boucles d'anastomoses (Benamar, 2016).

Le champignon se reproduit par la libération de spores ou par la croissance du mycélium (Agrodok, 2007). Lorsqu'une spore trouve un environnement propice, elle germe et donne naissance à un mycélium primaire. Ce dernier se développe dans le sol, étendant ses ramifications jusqu'à rencontrer un autre mycélium (Klorane, 2018). En cas de compatibilité sexuelle, la fusion de ces deux mycéliums primaires engendre un "mycélium secondaire". Ce mycélium est responsable du développement du sporophore, la partie visible du champignon, sous des conditions climatiques spécifiques à chaque espèce. En d'autres termes, la rencontre et la compatibilité entre les mycéliums sont essentielles pour déclencher la formation du sporophore.



**Figure 06.** Exploration du Cycle de Vie des Champignons dans leur Habitat Naturel (Peter et Bram, 2005)

#### II.4. Besoins nutritifs

(TAHIR I., 2021) à montrer que Quel que soit le mode de culture, le champignon nécessite de l'eau, des sels minéraux, des oligoéléments, une source de carbone organique et de l'azote minéral pour se développer

**II.4.1. Carbone**

Le carbone est essentiel comme source d'énergie pour le développement et la croissance des champignons. Il est présent principalement dans les sucres simples tels que le glucose, le fructose et le maltose, ainsi que dans les sucres complexes comme l'amidon et la cellulose. *Pleurotus ostreatus* est un champignon lignocellulolytique, ce qui signifie qu'il sécrète des enzymes comme les laccases et les cellulases pour dégrader la lignine et la cellulose.

**II.4.2. Azote**

L'azote est un élément fondamental pour de nombreux champignons, étant un composant clé de leur paroi cellulaire et nécessaire à la synthèse des protéines, des acides nucléiques, ainsi que des purines, des pyrimidines et des polysaccharides. Certains champignons peuvent se développer sur des substrats avec une faible teneur en azote, généralement entre 0,03 % et 1,0 %. Le son de céréales est l'un des compléments de substrat les plus couramment utilisés pour fournir de l'azote organique (N<sub>2</sub>), ce qui est crucial pour le développement du mycélium et peut améliorer la productivité et l'efficacité biologique du champignon (TAHIR I., 2021).

**II.4.3. Eléments minéraux**

Les champignons ont besoin de plusieurs éléments minéraux pour leur développement, incluant le phosphore, le potassium, le magnésium, le calcium, et des oligo-éléments comme le zinc, le cuivre, le fer et le manganèse (TAHIR I., 2021).

**II.5. Les substrats utilisés dans la production de mycélium**

Sur une variété de substrats végétaux, tels que la sciure de bois, la paille de riz, la bagasse, les résidus de maïs, le coton dégradé, ainsi que les feuilles et les tiges de bananier, les champignons peuvent prospérer sans nécessiter des méthodes coûteuses de traitement ou d'enrichissement (Figure 7).

De nombreux déchets agricoles tels que des copeaux ou de la sciure de bois, de la bagasse de canne à sucre et différents types de paille peuvent servir de matériaux de base du substrat pour cultiver le Pleurote (Arzani et Boussioud, 2018).



**Figure 07.** Culture de *Pleurotus* sur différents déchets végétaux (Arzani et Boussioud, 2018).

(a) le déchet de coton ; (b) le composé de paille mélangée de riz ;(c) le marc de café (d) la sciure de bois.

#### II.4.1. La paille de blé

La composition de la paille de blé est principalement constituée de parois végétales, représentant de 60 à 85% de la matière séchée. Ces parois sont principalement composées de cellulose (45- 55%), d'hémicelluloses (20-25%), et de lignine (8-12%) (Almi et al., 2017).

#### II.4.2. Marc de café

Pasteurisé par l'eau bouillante lors du processus de préparation du café, se distingue par sa propre nature, ce qui en fait un substrat idéal pour la culture de *Pleurotus*. Le marc de café présente un intérêt significatif en raison de sa richesse en magnésium et en potassium, avec 0,6% immédiatement assimilable, ainsi qu'une quantité de cuivre phosphoreux de 0,06 %. Il contient également une quantité appréciable d'azote (2,28 %), et est particulièrement riche en acides aminés, en cellulose et en hémicellulose (Almi et al., 2017).

#### II.4.3. Grignon d'olive

Le résidu solide généré lors de l'extraction de l'huile d'olive est appelé grignon ou tourteau

d'olives (**Sansoucy, 1984**). La composition chimique du grignon d'olive est fortement influencée par plusieurs facteurs, notamment la variété d'olive utilisée, le degré de maturité des fruits au moment de la récolte, ainsi que les méthodes et technologies employées lors de l'extraction de l'huile d'olive (**Nefzaoui, 1991**).

*Chapitre II.*  
*Matériel et*  
*Méthodes*

## I. Matériel biologique

### I.1. Source

Deux souches fongiques commerciales ont été utilisées dans cette étude :

*Pleurotus florida* : la souche commerciale de *Pleurotus florida* ME P-16 a été obtenue auprès du fournisseur *Mycelia. Shop de Sidi Djilali en Algérie* et initialement importée des Etats Unis auprès du groupe The mycélium emporium, cette culture mère a été produite dans un milieu PDA (TM Media) Les boîtes ont été conservées à 04°C jusqu'à utilisation ultérieure.

*Pleurotus djamor* : la souche *Pleurotus djamor* a été fournie par un producteur local à Batna qu'il a importé d'Italie auprès de l'entreprise *Mycelia* sous le code de référence M2708.

### I.2. Purification

Les cultures de *Pleurotus spp.* (*P. florida*, *P. djamor*) ont été purifiées et entretenus. À cette fin, la culture a été cultivée dans des boîtes de Pétri stériles (**figure 08**) sur un milieu de culture de pomme de terre dextrose agar (PDA) (**Annexe 1**) pendant 8 à 10 jours.



**Figure 08.** La purification des souches de *Pleurotus spp.*

## II. Préparation de substrats

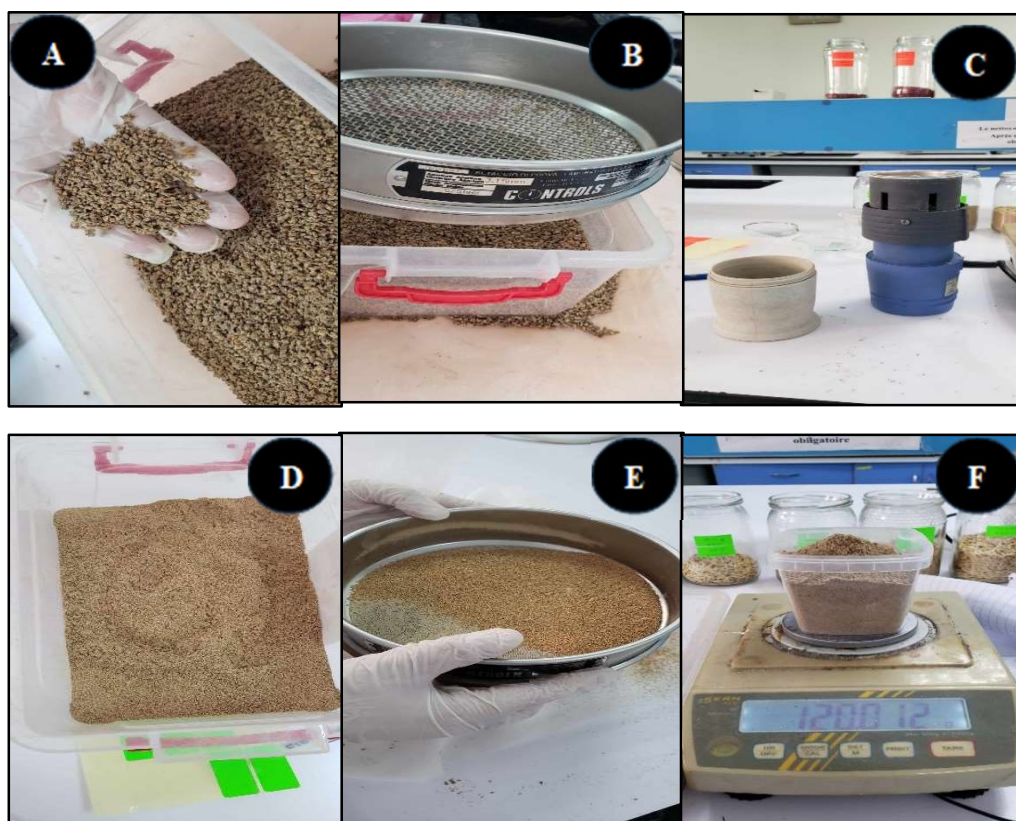
Trois substrats différents ont été testés dans cette étude :

### II.1. Tourteaux de figue de barbarie

Les tourteaux de figue de barbarie provenant de la récolte 2022-2023 de la coopérative NOPALTEC à Souk Ahras, située dans la commune de Sidi Fredj (wilaya de Souk Ahras, Algérie). Les tourteaux, issus de la presse à froid des graines de la saison précédente, étaient déjà secs et stockés pour une utilisation ultérieure.

Les tourteaux ont subi un concassage manuel au pilon, le tout a été tamisé pour séparer les plus gros morceaux des plus petits, ces dernières sont broyées dans un moulin à café jusqu'à obtention d'une poudre fine d'une taille de (0.5mm) (**Figure 09**).

La partie grossière des tourteaux a été broyée une deuxième fois puis tamisée à l'aide d'un tamis de taille connue pour obtenir des granules de taille spécifique .



**Figure 09.** Préparation de tourteaux de figue de barbarie

A : Tourteaux de figue de barbarie, B : Premier tamisage, C : Broyage ; D : Tourteaux après tamisage, E : Deuxième tamisage, F : Poids final de tourteaux

## II.2. Graines d'orge

L'orge provient du marché local d'une récolte de l'année dernière les graines sont pleines et ont une couleur dorée sans présence de moisissures, elles ont été soigneusement stockées dans un sac noir à l'abri de l'humidité au laboratoire

## II.3. Graines de sorgho

Les graines de sorgho proviennent d'une boutique spécialisée dans la vente de semences agricoles, les graines n'étaient pas traitées par des antifongiques.

Le sorgho et l'orge ont subi un lavage à l'eau courante par immersion afin de se débarrasser des impuretés et des grains cassés, cette étape est répétée jusqu'à ce que l'eau devienne claire (**Figure 10**).

Ensuite, les graines ont été égouttées et séchées pendant 12 heures en les disposant sur du papier absorbant (**Jesús-Rivera et al., 2022**).



**Figure 10. Préparation de graines d'orge et graine de sorgho**

(A) : *Lavage* ; (B) : *Séchage*

## III. Humidification du substrat

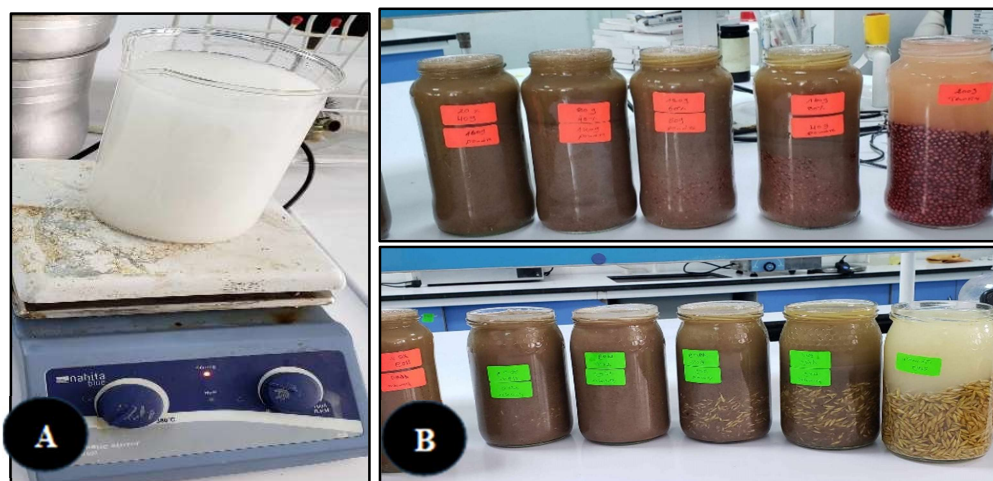
Les graines sont immergées dans la solution alcaline pendant une nuit pour absorber le maximum d'humidité puis filtre dans un tissu d'organza pour éliminer l'excédent d'eau (**Figure 10**). La solution alcaline une solution alcaline a été préparée en mélangeant 1% (10 g) de bicarbonate de soude et 1.8% (18g) d'hydroxyde de calcium dans de l'eau distillée.

Une fois l'hydratation terminée les substrats sont pesés et homogénéisés avant d'être mis dans les bocaux au 2/3 de leurs capacités.

#### IV. Stérilisation

Les substrats sont stérilisés par autoclavage à 121° C pendant 1 heure.

Avant stérilisation ; les couvercles de bocaux ont été préalablement munis d'un trou de 1 cm pour les échanges gazeux et le trou est chargé de Coton stérile. Après ils ont été recouverts de papier aluminium pour éviter que de l'eau ne s'infilte à l'intérieur (**Annexe2**).



**Figure 11. Humidification de substrats**

A : Préparation de la solution alcaline ; B : humidification

#### V. Inoculation et incubation

Avant l'inoculation ; les bocaux sont préparés avec différentes proportions de substrats (orge/tourteaux et sorgho/tourteaux) selon la méthode proposée par (**Jesús-Rivera et al., 2022**). Avec des modifications. 200 g d'orge et de sorgho sont utilisés dans des flacons séparés comme des témoins.

**Tableau 3.** Les combinaisons de substrats

Tourteaux de figue de barbarie (%)	Orge (%)	Sorgho (%)
80	20	20
60	40	40
40	60	60
20	80	80
0	100	100

L'inoculation des bocaux par les deux souches fongiques consiste à découper des disques d'inoculum de mycélium vigoureux âgé d'au moins quatre jours d'un diamètre de 05 mm et de les mettre sur le substrat dans les bocaux (Mishra *et al.*, 2017) (Figure 12).

Les bocaux inoculés sont incubés à 25° C, la période d'incubation dure 14 à 16 jours le temps nécessaire au mycélium de coloniser la totalité du substrat.

#### VI. Evaluation de la croissance du mycélium

La mesure du taux de croissance du mycélium s'est faite le 4<sup>ème</sup>, le 8<sup>ème</sup>; le 16<sup>ème</sup> et 20<sup>ème</sup> jour jusqu'à ce que les bocaux soient tous colonisés complètement Selon (Mishra *et al.*, 2017). A l'aide d'une règle millimétrée.



**Figure 12.** Inoculation des bocaux par les deux souches de *Pleurotus*.

Les caractéristiques du mycélium ont été évaluées selon la densité du mycélium, sa texture, sa couleur, la présence d'hyphes aériens et la présence éventuelle d'exsudats. Selon (Sobal *et al.*, 2007) les principaux caractères de la morphologie du mycélium comprennent la texture (cotonneuse, veloutée ou floconneuse), la densité (élevée, régulière ou faible), la couleur (blanc cassé, blanc ou rose pâle), la croissance de la colonie (faible, régulière ou abondante) et la période de croissance en jours.

#### VII. Préparation de cultures en sacs avec du blanc

Le principe général de cette méthode, consiste à transférer un tissu du mycélium des bocaux vers des sacs préalablement stérilisé.

Il existe plusieurs substrats celluloseux à savoir : la paille le marc de café, la coque d'arachide et la coque du tournesol, mais on a choisi d'utiliser la paille de blé.

### VII.1. La paille de blé

La paille de blé provient d'une ferme locale de la région de Oum El Bouaghi, elle a été récoltée en 2023 et entreposée dans un local sec à l'abri des intempéries, on s'est assurée qu'elle soit dorée et exempte de moisissures.

Nous avons broyé la paille à l'aide d'une broyeuse de confection locale jusqu'à obtenir une taille adéquate de moins de 8 cm comme le montre la **figure 13** ci-dessous.



**Figure 13.** Broyage de la paille de blé

## VIII. Élaboration de substrat pour la culture en sac des Pleurotes

### VIII.1. Broyage de la paille de blé

Après avoir broyé et découpé la paille on a enveloppé cette dernière dans un morceau de tissu qu'on a ensuite compacté en un ballot.

### VIII.2. Humidification de la paille de blé

On a plongé le ballot contenant la paille de blé dans un bassin d'eau du robinet et laissé absorber l'humidité en mettant une pierre dessus pendant 24 heures (**figure 14**). Le jour suivant, on l'a égoutté pendant 4 heures pour éliminer l'excédent d'eau.

Après l'égouttage on a étalé la paille sur un linge propre et on a mélangé 5% de carbonate de calcium ( $\text{CaCO}_3$ ) au substrat selon la méthode de (**Fufa et al., 2021**).



Figure 14. L'imprégnation de la paille d'humidité

### VIII.3. Thermothérapie de la paille

La pasteurisation des sacs a été faite dans des couscoussières pendant 1h pour éliminer les potentielles contaminations. Nous avons aussi exposé les échantillons aux rayons UV pendant 20 minutes (figure 15) pour assurer un environnement stérile optimal. (Mansour-Benamar, 2016).



Figure 15. La pasteurisation de la paille

### VIII.4. Formulation de matrice de croissance

Une fois refroidi, on a réparti la paille dans 04 sacs de culture prévu à cet effet, chacun pesant 500g par sac de culture.



Figure 16. Préparation de substrat dans des sacs spéciaux

### VIII.5. Lardage des sacs de culture

On a nettoyé à l'éthanol 70% la balance avant de la placer à l'intérieur du flux laminaire et le plan de travail puis on a inoculé les sacs de culture en utilisant le mycélium cultivé ultérieurement dans les bocaux, on a utilisé 03 sacs de substrat pour chaque proportion des deux souches.

On a mis des gants en latex avant de commencer la manipulation de la paille pour éviter d'éventuelles contaminations.

Après cela, on aensemencé la paille (**figure 17**), où nous plaçons d'abord la paille à l'intérieur d'un sac de polyéthylène ouvert au préalable, puis on a ajouté du blanc de champignons et de la paille en alternant les strates tout en respectant le taux de lardage recommandé par (**Gupta et al., 2013**) qui est de 10 %.

Ensuite, nous avons placé les sacs dans un local du laboratoire à température ambiante et à l'abri de la lumière jusqu'à ce que les sacs aient été totalement colonisés.



Figure 17. Lardage des sacs de culture

**VIII.6. Induction de la Fructification**

Pour la fructification des champignons nous avons placé les sacs dans une tente munis d'un système automatisé qui génère de l'humidité, afin de maintenir l'humidité pendant plusieurs semaines pour permettre au mycélium de se développer et former les corps fructifères. Il est à noter que les sacs utilisés sont munis de micro filtres qui permettent les échanges gazeux et donc la respiration du mycélium.

*Chapitre III.*  
*Résultats et*  
*Discussion*

*L'objectif de notre travail est d'explorer des méthodes efficaces pour intégrer les sous-produits de figue de Barbarie dans le processus de production de champignons, dans le but de maximiser à la fois le rendement et la qualité des champignons dans un contexte agro-industriel.*

### I. Purification

Après avoir repiqué les deux souches de *Pleurotus ostreatus* sur gélose PDA, on a observé un développement vigoureux et rapide dans la boîte de Pétri. Après 8 jours d'incubation à 25°C, le mycélium a complètement colonisé le milieu de culture. L'examen macroscopique a révélé un mycélium blanc et cotonneux (**Figure 18**). Les résultats obtenus suite à la culture de *P. ostreatus* sur PDA, ont montré un bon développement du champignon sur la gélose (**Hernandez-Cruz et al., 2024**) ce qui le rend particulièrement adapté pour être utilisé dans le protocole expérimental.



**Figure 18.** Révélation du mycélium de *Florida* et *Djamor*

## II. Culture du mycélium dans les différents substrats

L'évaluation du mycélium a été faite sur plusieurs formulation de substrat qui sont à base d'orge ou de sorgho avec différents pourcentages de tourteaux, le résultat obtenu après 20 jours d'incubation à 25 C, le mycélium forme une enveloppe blanchâtre et se comporte de façon différente suivant le type de substrat et la proportion de tourteaux contenu dans ce dernier.

- La colonisation du mycélium de la souche *P. florida* a commencé dès le troisième jour de l'inoculation dans le sorgho, alors qu'il a pris un jour de plus pour le substrat à base d'orge.
- Au bout du 10<sup>ème</sup> jour on a remarqué un bon développement du mycélium de *P. florida* sur les deux formulations, les bocaux ont presque atteint une colonisation totale, une bonne texture et une bonne couleur du mycélium ont été également observés au fur et à mesure que le mycélium progresse sur le substrat.

Pour le cas de la souche *P. djamor* pour les deux formulations de substrat on a observé un retard de développement durant les trois premiers jours de l'inoculation, au bout du 10<sup>ème</sup> jour le mycélium de *P. djamor* affiche un bon taux de croissance.

Afin d'évaluer l'effet des différentes formulations sur la croissance du mycélium on a mesuré sa progression à l'aide d'une règle millimétrée à intervalle régulier, on a remarqué que le temps nécessaire à la colonisation totale du substrat est de 16 jours.

Le **tableau 4** montre le résultat du taux de croissance des souches *P. florida* et *P. djamor* sur la formulation de substrat à base d'orge et de sorgho.

**Tableau 4.** La croissance du mycélium des deux pleurotes (*Florida / Djamor*) pendant les 16 jours cultivés avec la forme poudre du substrat et avec différentes proportions.

*S* : sorgho, *O* : orge \* : faible croissance \*\* : Croissance au centre du substrat

### II.1. Cas de la souche *P. florida*

Le taux de croissance maximal a été observé dans le groupe O-60 (*une proportion de tourteaux de 60% avec de l'orge*) avec une moyenne de 6,56 mm/jour, ce qui indique une croissance rapide dans cette proportion.

Ensuite, le groupe O-20 (*une proportion de tourteaux de 20% avec de l'orge*) présente le deuxième taux de croissance le plus élevé avec une moyenne de 5,93 mm/jour, bien qu'il soit inférieur à celui du groupe O-60.

Le taux de croissance minimal a été enregistré dans le groupe TO (témoin d'orge) avec une moyenne de 4,37 mm/jour, suivi par le groupe O-80 (*une proportion de tourteaux de 80% avec de l'orge*) avec une moyenne de 5,43 mm/jour, ce dernier étant supérieur au taux de croissance du groupe TO. Les signes indiquant une bonne croissance du mycélium incluent la présence d'orge, les travaux de **(Boulfefel et al., 2022)**, ont mentionné que l'orge c'est le milieu le plus favorable au développement du mycélium. Ils ont également démontré que la bonne croissance du mycélium inclut la présence d'orge combinée avec les tourteaux, ce qui permet un développement significatif et qui augmente proportionnellement avec l'augmentation de la quantité de ce substrat.

Dans la proportion à base de sorgho, le taux de croissance maximal a été observé dans le groupe S-20 (*une proportion de tourteaux de 20% avec du sorgho*) avec une moyenne de 7,19 mm/jour, ce qui en fait le groupe avec la croissance la plus rapide.

Ensuite, le groupe S-40 (*une proportion de tourteaux de 40% avec du sorgho*) présente le deuxième taux de croissance le plus élevé avec une moyenne de 6,88 mm/jour, bien qu'il soit inférieur à celui du groupe S-20.

Les travaux de **(Karpagavalli et al., 2024)** ont également montré que le milieu PDA enrichi en poudre de grains de sorgho a enregistré la plus forte croissance de *P. florida*, allant de 86,25 mm à 90,00 mm au huitième jour. Ces grains sont utilisés pour la préparation de semences dans la production de champignons.

Le taux de croissance minimal a été observé dans le groupe TS (témoin de sorgho) avec une moyenne de 5,62 mm/jour, suivi par le groupe S-80 avec une moyenne de 5,62 mm/jour, ce qui est pratiquement similaire à celui du groupe TS.

En comparant ces deux cas, on remarque que :

- Le taux de croissance maximal du sorgho (7,19 mm/jour) est plus élevé que celui de l'orge (6,56 mm/jour).
- Le taux de croissance minimal du sorgho (5,62 mm/jour) est également plus élevé que celui de l'orge (4,37 mm/jour).
- On peut conclure par cette analyse que la formulation à base de sorgho est plus adaptée à la croissance de cette souche.

Dans les conditions expérimentales données, le substrat O-60 offre la meilleure croissance pour l'orge, tandis que le substrat S-20 présente la meilleure croissance pour le sorgho. En revanche, les faibles croissances sont observées dans les témoins TO pour l'orge et TS pour le sorgho. Les résultats montrent que la quantité de poudre des tourteaux augmentait. Cette augmentation de l'humidité permettait une meilleure croissance du mycélium et les mauvais résultats observés avec les témoins ont confirmé cette observation. Et selon (Dahoun, 2017) le *Pleurotus ostreatus* local est composé de 85 % d'eau. 20 % à 30 % de la biomasse sec de son mycélium. Donc ce champignon est riche en matières solubles en milieu alcalin et la poudre des tourteaux lui procure cela.

## II.2. Cas de la souche *P. djamor*

Pour le substrat à base d'orge, la meilleure croissance a été observée dans la proportion O-80, avec une moyenne de 7,18 mm par jour. En revanche, la plus faible croissance a été enregistrée dans le témoin TO, avec une moyenne de 5,25 mm par jour.

Pour le substrat à base de sorgho, la meilleure croissance a été observée dans la proportion S-80, avec une moyenne de 8,43 mm par jour. En revanche, la faible croissance a été observée dans le témoin TS, avec une moyenne de 5,25 mm par jour. Il est apparu que la croissance était meilleure à une proportion de 80 %, dans les deux cas, sorgho et orge que les témoins. Cela est dû au fait que, lorsque nous les avons laissés dans une solution alcaline pour augmenter l'humidité, nous avons observé que la poudre avait absorbé une quantité considérable d'humidité, mieux que les deux substrats seuls. On remarque qu'elle est proche aux résultats obtenus de (Dahoun, 2017), qu'elle a attesté que le résultat de taux d'humidité a montré que le *Pleurotus ostreatus* local est composé de 85 % d'eau. 20 % à 30 % de la biomasse sec de son mycélium, donc ce champignon est riche en matières solubles en milieu alcalin.

En comparant ces deux substrats, on observe que la croissance maximale est plus élevée dans la proportion S-80 pour le sorgho que dans la proportion O-80 pour l'orge. De plus, la croissance

minimale est la même pour les deux substrats, observée dans les témoins TO et TS. Cependant, la croissance maximale dans la proportion S-80 pour le sorgho est légèrement plus élevée que dans la proportion O-80 pour l'orge.

Le sorgho présente généralement des taux de croissance plus élevés que l'orge, avec une moyenne maximale de 8,43 mm par jour pour le sorgho (S-80) contre 7,18 mm par jour pour l'orge (O-80).

Les taux de croissance les plus bas sont identiques pour les deux substrats, avec une moyenne de 5,25 mm par jour dans les témoins TO et TS.

Cette comparaison met en évidence les différences dans les taux de croissance entre l'orge et le sorgho, avec des performances généralement meilleures pour le sorgho dans les conditions expérimentales données. Car le mycélium agglomère avec le sorgho, facilitant ainsi leur pénétration et leur désintégration. Les pleurotes dégradent des substrats lignocellulosiques qui est le même cas avec le sorgho (**Ghezal et Chemam, 2017**).

En comparant ces deux souches, on observe que la souche *P. djamor* présente généralement des taux de croissance plus élevés que la souche *P. florida*, que ce soit sur substrat à base d'orge ou de sorgho. De plus, la différence entre les taux de croissance maximal et minimal est plus importante pour la souche *P. djamor*, indiquant une plus grande adaptation pour le substrat utilisé. Lorsque on a comparé notre résultat avec autres résultats de (**Mishra et al, 2018**) en trouvé que *P. florida* non réagit bien avec l'orge comparant avec *djamor* qui a réagi bien avec la graine de pois chiche. Donc la croissance de *P.djamor* est mieux que celle de *P.florida* .

**Tableau 5.** Les caractéristiques morphologiques de *P.florida* et *P. djamor* après leur croissance (**Annexe 3**)

+++ : *Très dense* ; ++ : *densité régulière* ; + : *densité faible*

### III. Observation des caractéristiques morphologiques du mycélium cultivé

La croissance du mycélium a été observée visuellement après la colonisation complète dans des bocaux, conformément à (Sobal et al., 2007), les principales caractéristiques morphologiques du mycélium incluent la texture (cotonneuse, veloutée ou floconneuse), la densité (élevée, régulière ou faible), la couleur (blanc cassé, blanc ou rose pâle), la croissance de la colonie (rare, régulière ou abondante).

Une densité allant de dense à très dense a été observée sur la majorité des bocaux avec une couleur blanche à blanchâtre passant par le blanc cassé, les hyphes aériens ont été observés dans tous les bocaux sauf chez les témoins et la proportion S-60, pour la texture on remarque un mycélium cotonneux et veineux pour la plus grande majorité des bocaux sauf chez les témoins qui eux enregistrent une texture duveteuse légèrement cotonneuse comme le montre le **Tableau 5**. En contrastant notre résultat avec (Boulfefel et al., 2022), celui qui a trouvé en lui-même que le mycélium apparaît sous forme d'un tapis blanchâtre couvrant les graines formant le support de culture, ils ont divergé de nous en constatant que l'orge est meilleure que le blé pour la croissance du mycélium. Ceci nous amène à conclure que le grain bien enrobé permettra un bon envahissement ultérieur du substrat lors de la culture du champignon.

### IV. La colonisation du substrat par le mycélium

Un substrat issu de déchet agro-alimentaire (la paille de blé) a été employé pour l'étape de fructification. Après l'inoculation des substrats, les sachets de culture sont incubés dans l'obscurité, à une température ambiante et une humidité pendant 20 jours.

Les divers résultats correspondant aux différents stades de développement du fruit du champignon sont résumés dans **la figure 19**.

La croissance du mycélium de *P. florida* a commencé dès le **4<sup>ème</sup> jour** de l'inoculation dans tous les endroits où a été mis le mycélium, on remarque l'apparition de filaments blancs, tandis que au **7<sup>ème</sup> jour** on a observé un développement rapide du mycélium sur le substrat avec une croissance irrégulière avec différentes densités d'un point à l'autre du substrat et après le **19<sup>ème</sup> jour** le mycélium apparaît plus dense et enrobe la majorité du substrat, on remarque également l'apparition d'exsudats sur quelques parties du mycélium. A cette étape on observe la formation de primordiaux autour des trous d'aération qu'on a percée pour les échanges gazeux. Alors que pendant le **20<sup>ème</sup> jour**; les primordiaux se sont rapidement développés avec un accroissement du volume du corps fructifère. (Boulfefel et al., 2022) ont montré que la croissance du

mycélium au niveau de noix de dattes commence après **8 jours** jusqu'à **30 jours**, ce qui montre que l'interaction du mycélium avec le paille de blé est meilleure qu'avec les noix des dattes.

La souche *P. djamor* montre un retard de développement sur le substrat, néanmoins et une croissance de filaments mycéliens de faible densité a été bien remarquée, tandis qu'au 7<sup>ème</sup> jour le mycélium se densifiait sur quelques parties du substrat et l'apparition d'une pigmentation rose typique de cette souche et sur quelques sacs est observée.

Après le 14<sup>ème</sup> jour le mycélium devenu dense à plusieurs endroits et la pigmentation rose est devenue plus présente, les primordia se sont développés. Alors qu'au bout du 20<sup>ème</sup> jour les corps fructifères apparaissent avec un large chapeau et un pied court avec une couleur rose à rouge vif, plusieurs corps fructifères apparus depuis plusieurs trous d'aération percés au préalable.

Les résultats de (Boulfefel et al., 2022), montrent qu'après **16 jours** le développement de mycélium avec la sciure de bois commence et se termine après **28 jours**. Ce qui montre que le développement de mycélium a été élevé avec la paille de blé mieux que la sciure de bois.

En raison de la grande variété d'enzymes lignocellulosiques non spécifiques qu'ils produisent, les substrats traditionnels de paille de blé ont fortement favorisé la croissance de souches de *Pleurotes* (Gupta et al. 2013).



Figure 19. La colonisation de la paille de blé par le mycélium avec l'apparition des carpophores.

(A) : *P. florida*

(B) : *P. djamor*

# *Conclusion*

Cette étude s'est concentrée sur l'évaluation de différentes souches de *Pleurotus* et la détermination des proportions optimales de substrats enrichis pour maximiser la production de mycélium et de carpophores. L'objectif principal était d'identifier les meilleures combinaisons de souches et de substrats afin d'améliorer la productivité et la qualité des champignons produits, tout en explorant l'utilisation de sous-produits agricoles comme alternatives durables aux substrats traditionnels.

Concernant la production de mycélium et de carpophores chez les souches de *Pleurotus* :

*P. djamor* a montré les meilleurs résultats en termes de production de mycélium, avec des taux de croissance généralement plus élevés que ceux observés pour *P. florida*, quel que soit le substrat utilisé. Cette observation est cruciale, car un mycélium vigoureux est souvent corrélé à une meilleure colonisation du substrat et, par conséquent, à une production plus efficace de carpophores.

Cependant, en termes de production de carpophores, *P. florida* a démontré une meilleure adaptation. Les carpophores de cette souche se sont développés plus abondamment et de manière plus homogène sur les substrats testés. Cela suggère que, bien que *P. djamor* excelle en croissance mycélienne, *P. florida* peut offrir de meilleurs rendements en termes de récolte de champignons comestibles.

L'identification de la proportion optimale de substrat est essentielle pour maximiser le potentiel de croissance des souches de champignons. Chaque souche réagit différemment aux variations des proportions de substrat, ce qui souligne l'importance d'ajuster ces proportions en fonction des besoins spécifiques de chaque souche pour atteindre une croissance optimale. Les résultats de notre étude montrent des proportions distinctes pour les souches *P. florida* et *P. djamor*, démontrant ainsi l'importance de cette personnalisation.

Pour la souche *P. florida*, la proportion optimale est S-20, avec un taux de croissance maximal de 7,19 mm/jour. Cette proportion semble fournir les conditions nutritionnelles et physiques idéales pour cette souche. Tandis que pour la souche *P. djamor*, la proportion optimale est S-80, avec un taux de croissance maximal de 8,43 mm/jour. Cette différence dans les proportions optimales met en évidence la nécessité d'adapter les substrats spécifiquement à chaque souche pour maximiser leur potentiel de croissance.

Ainsi, la meilleure combinaison, en considérant à la fois la souche et la proportion de substrat, serait *P. djamor* cultivée dans la proportion S-80. Cette combinaison offre non seulement un

taux de croissance mycélienne élevé mais aussi une efficacité de colonisation qui pourrait être bénéfique pour la production de biomasse mycélienne à grande échelle.

Pour les caractéristiques morphologiques du mycélium ; nos résultats indiquent que la croissance du mycélium sur les différents mélanges était optimale pour toutes les proportions utilisées, dépassant même celles du témoin. Cela montre que le mélange du sous-produit avec le substrat traditionnel a favorisé une colonisation complète et homogène, avec un mycélium très dense et de texture cotonneuse. Cette texture est souvent associée à une robustesse accrue du mycélium et à une meilleure résistance aux contaminants.

On peut conclure que ce sous-produit peut être utilisé comme un améliorant de la production de mycélium, en augmentant la qualité et la quantité de la biomasse produite.

Ces résultats offrent des perspectives prometteuses pour la valorisation des sous-produits en les intégrant dans le processus de production de champignons, permettant ainsi une meilleure utilisation des ressources disponibles et une production plus durable. L'intégration de tels sous-produits peut réduire les coûts de production et améliorer la durabilité des pratiques agricoles en réutilisant les déchets agricoles de manière efficace.

Il serait bénéfique de poursuivre les recherches sur l'utilisation de divers sous-produits agricoles comme substrats pour d'autres espèces de champignons comestibles et médicinaux. Cette recherche pourrait contribuer à diversifier les sources de substrat et à améliorer la résilience des systèmes de production de champignons.

De plus, l'étude des interactions entre différents types de sous-produits et leurs impacts sur la qualité nutritionnelle des champignons produits pourrait offrir de nouvelles perspectives pour l'enrichissement des cultures de champignons.

*Références  
Bibliographiques*

## Références bibliographiques

---

Agrodok, 2007. La culture des champignons à petite échelle *Agaricus et Volvariella*.

Aissaoui, R., Bouras, A., Bouslama, Z., 2021. Enquête socio-économique sur l'*Opuntia ficus-indica* (figuier de barbarie) bio ressource naturelle au service de la santé. Laboratoire d'Ecologie des Systèmes Terrestres et Aquatiques, Université Badji Mokhtar - Annaba B.P. 12, 23000 Algérie.

Almi H., Laoufi O., Boulmarka A., Oufroukh A., Kacem chaouch N., Dehimat L., 2017. Multiplication and production of mushroom on laboratory scale on different substrates. European. Physical and Agricultural Sciences.

Ben Yahia A., 2022. Etude de la composition et Intérêt des Cladodes du figuier de barbarie dans l'industrie agroalimentaire. Mémoire en master, université Abou Beker Belkaid telemcen.

Borchani M., Cheikh R., 2022. Contribution à la valorisation de la pulpe, de la peau et du tourteau de graines de figue de barbarie (*opuntia spp*). Thèse de doctorat. Université de Sfax.

Boufelfel A, Baadeche M, Smati A., 2022. La multiplication de *pleurotus ostreatus* sur différents substrats cellulosiques issus de déchets agro-alimentaire. Mémoire de master en microbiologie. Université Frères Mentouri Constantine I.

Boumali, N., Mamine, F., Foued, C., amp Montaigne, E., 2023. Performances des coopératives agricoles innovantes : Le cas de la valorisation de la figue de Barbarie par Nopaltec en Algérie. Cahiers Agricultures, 32, 3.

## Références bibliographiques

---

Britton, N.L., Rose, N., 1919. The Cactaceae. Vol. 1. Washington, DC, Smithsonian Institution. Nopal verdura *Opuntia* spp. Cultivo alternativo para las zonas áridas y semiaáridas de México. CONAZA, Saltillo, Coahuila, Mexico.

Buxbaum F., 1955. The phylogenetic division of the subfamily Ceroideae, Cactaceae. Madrono, 14(6): 177–206.

Cassar Adrien, M., 2016. La culture des macromycètes entrant dans la composition des compléments alimentaires. Thèse de doctorat des Sciences Pharmaceutiques et Biologiques. Université de Montpellier.

Chougui, N., Djerroud, N., Naraoui, F., Hadjal, S., Aliane, K., Zeroual, B., Larbat, R., 2015. Physicochemical properties and storage stability of margarine containing *Opuntia ficus-indica* peel extract as antioxidant. Food chemistry 173, 382-390 pp.

Da Silva, R., Do Carmo, C., De Oliveria, T., De Figueirêdo, V., Alves Duarte, E., Fermino Soares, A., 2020. Biological efficiency and nutritional value of *Pleurotus ostreatus* cultivated in agroindustrial wastes of Palm oil fruits and cocoa almonds. Eficiência biológica e valor nutricional de *Pleurotus ostreatus* cultivados em resíduos agroindustriais de dendê e amêndoa de cacau. 87:1-10.

Diguet, L., 1928. Les cactacées utiles du Mexique. Archives d'Histoire Naturelles, Soc. Nat. D'Acclimatation de France, Paris. 552 pp.

Fufa, B. K., Tadesse, B. A., Tulu, M., 2021. Cultivation of *Pleurotus ostreatus* on Agricultural Wastes and Their Combination. International Journal of Agronomy, 1465597. <https://doi.org/10.1155/2021/1465597>.

Griffiths D., 1914. Les cactus fourrage pour le bétail. Bulletin de la Direction Générale de l'Agriculture du Commerce et de la Colonisation de Tunisie, pp. 313–338.

Gupta A., Satyawati S., Supradip S., et Suresh W., 2013. Yield and Nutritional Content of *Pleurotus Sajor Caju* on Wheat Straw Supplemented with Raw and Detoxified Mahua Cake. Food Chemistry 141(4): 4231–39. <https://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/S0308814613009035>

Hernandez-Cruz, T. M. et al., 2024. Fungal Pellets of *Pleurotus Ostreatus* and *Rhizopus Stolonifer* for Biotechnological Applications : Characterization and Production Optimization Using Taguchi Methodology. Current Research in Biotechnology 7: 1–13.

Inglese, P., Mondragon, C., Nefzaoui, A., Sáenz, C., Taguchi, M., Makkar, H., Louhaichi, M., Duffy, R., Moretti, D., Cheriere, T., Ait Hamou, A., 2018. Écologie, Culture et Utilisations du Figuier de Barbarie. Rome: Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture, Centre International pour la Recherche Agricole dans les Zones Arides. 250 pp.

Jesús-Rivera, L., Álvarez-Sánchez, M. E., Ramírez-Pérez, F., Maldonado-Torres, R., Bandala-Muñoz, V. M., de Jesús-Rivera, L., Álvarez-Sánchez, M. E., Ramírez-Pérez, F., Maldonado-Torres, R., Bandala-Muñoz, V. M., 2022. Uso potencial de las glóquidas de tuna como sustrato para la producción de micelio de *Pleurotus* sp. Revista mexicana de ciencias agrícolas, 13(6), 991-1002. <https://doi.org/10.29312/remexca.v13i6.3310>.

Karpagavalli, S., R. Manisha, S. Mageshwari, and M. Sowbharnika. 2024., Influence of Growth Substrates on Bioactive Compounds and Yield of Oyster Mushroom (*Pleurotus Florida*). Scientia Horticulturae 329: 112959. <https://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/S0304423824001195>

Klorane, 2018. La reproduction des champignons [Internet]. Botanical Foundation. klorane botanical foundation/fr/la reproduction des champignons.

Le Houérou, H.N., 1996. The role of cacti (*Opuntia spp*) in erosion control, land reclamation, rehabilitation and agricultural development in the Mediterranean Basin. *J. Arid Environ.* 33: 135–159.

Mansour-Benamar M., 2016. Valorisation des résidus agricoles par la culture de deux souches de champignons comestibles de genre *Pleurotus*. Thèse. D.E.S. B en biologie végétale. Faculté des sciences biologiques et des sciences agronomiques.

Mansour–Benamar, M., Savoie, J.-M., Chavant, L., 2013. Valorization of solid olive mill wastes by cultivation of a local strain of edible mushrooms. *Comptes Rendus Biologies*, 336 (8) : 407-415. <https://doi.org/10.1016/j.crv.2013.07.004>

Mishra, A. K., Singh, G., Kumar, A., Yadav, A. K., Mohit, 2018. Comparative Studies of Span Growth on Different Grains Substrate in Three *Pleurotus spp.* *Pleurotus florida*, *Pleurotus*

Neffar, S., 2012. Etude de l'effet de l'âge des plantations de figuier de Barbarie (*Opuntia ficus indica* L. Miller) sur la variation des ressources naturelles (sol et végétation) des steppes algériennes de l'Est. Cas de Souk- ahras et Tébessa. Thèse de doctorat, faculté des sciences, laboratoire de biologie végétale et environnement : Université Badji Mokhtar. Annaba.

Nefzaoui A., 1991. Valorisation des sous-produits de l'olivier. In: Tisserand J.-L. (ed.) *Alibés X.* (ed.). *Fourrage et sous-produit méditerranéens.* Zaragoza: Cihem, P. 101-108.

Nefzaoui A., Ben Salem H., 2006. Cactus: UN banco de alimento para ganado en entornos áridos y semiáridos. *cactusnet* número Especial, 10: 41-57.

Salehi E, Emam-Djomeh Z, Askari G, Fathi M., 2018, *Opuntia ficus indica* fruit gum: Extraction, characterization, antioxidant activity and functional properties, *Carbohydrate Polymers*.  
<https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2018.11.035>.

Scheinvar L., 1995. Taxonomy of utilized *Opuntias*. In G. Barbera, P. Inglese et B.E. Pimienta, eds. *Agro- ecology, cultivation and uses of cactus pear*, pp. 20–27. FAO Plant Production and Protection Paper No. 132. Rome, FAO.

Sobal, M., Martínez-Carrera, D., Morales, P., Roussos, S., 2007. Classical characterization of mushroom genetic resources from temperate and tropical regions of Mexico.

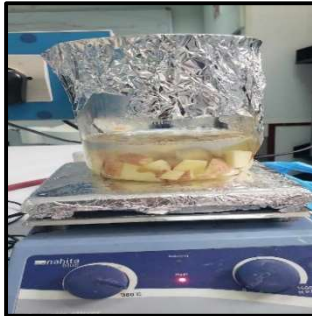
Tahir Imane, 2021. Production d'une souche de champignon comestible, *pleurotus ostreatus* (jacq.ex. Fries) Kumm. Sur résidus agricoles et agroindustriels. Mémoire de master II en sciences agronomiques. Université Mouloud mammeri de Tizi-ouzou.

Youssef, N., Sassine, Layla, N., Z. El Sebaaly, S., Abou Fayssal, Mohammed A., Alsanad et amp Milena Yordanova H., 2021. Nano urea effects on *Pleurotus ostreatus* nutritional value depending on the dose and timing of application. *Scientific Reports*. 11:55-88.

# *Annexes*

## Annexe 1: Préparation de milieux de culture

### Gélose au dextrose de pomme de terre (PDA)



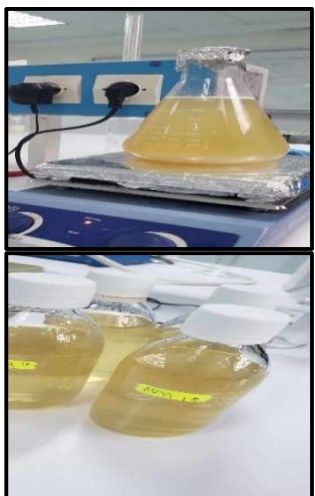
1) Les pommes de terre, après avoir été pelées et coupées en tranches, ont été bouillies dans de l'eau pendant 30 à 40 minutes jusqu'à ce qu'elles deviennent tendres.



2) L'extrait a été filtré à travers une mousseline.

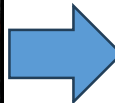
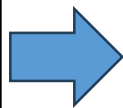
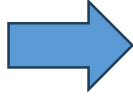


3) On a ajouté 20 g de glucose et 5 g de poudre d'agar au filtrat sur une plaque chauffante tout en agitant.



4) Le volume final du milieu a été ajusté à 1 litre en ajoutant la quantité nécessaire d'eau distillée. Le milieu a été versé dans des flacons de culture. Après, le milieu préparé a été stérilisé dans un autoclave à 121 °C (sous une pression de 15 livres par pouce carré) pendant 20 à 30 minutes. Le milieu contenu dans les flacons a été utilisé pour le verser dans des boîtes de Pétri.

Annexe 2 : Stérilisation des substrats



Annexe 3 : Les caractéristiques morphologiques après croissance



*P. florida*



*P. djamor*

ملخص:

التين الشوكي، المعروف أيضًا باسم *Opuntia ficus-indica*، صبار من أصل مكسيكي، وقد انتشر في مناطق مختلفة من العالم. إلى جانب رمزيته كصلة بين الجزائر والمكسيك، فإن لهذه النبتة أهمية كبيرة نظرًا لتطبيقاتها المتعددة في صناعة الأغذية. تُنتج بذورها زيتًا غنيًا بحمض linoléique، مشابهًا لزيت نباتية أخرى مثل زيت الصويا أو عباد الشمس. في إطار هذا العمل، تم التركيز على استغلال كُسب بذور التين الشوكي في صناعة الأغذية، مع اهتمام خاص بتحسين الإنتاجية وجودة الفطر. يوفر هذا الفطر الصالح للأكل، مثل فطر المَحَار، مصدرًا غنيًا بالمغذيات ويُعد بديلًا بروتينيًا مهمًا في التغذية البشرية.

أظهرت نتائج هذه الدراسة أن إضافة كُسب بذور التين الشوكي في زراعة الفطر، وخاصةً مع سلالات *Pleurotus djamor*، قد أسفرت عن معدلات نمو مرتفعة بنسبة 80%، أما بالنسبة لـ *Pleurotus florida* فقد كانت نسبة النمو مرتفعة بنسبة 20%، مما أدى إلى نتائج واعدة من حيث إنتاج الميسيليوم

. تفتح هذه المقاربة الطريق نحو استغلال فعال للمنتجات الثانوية الزراعية من خلال دمجها في عملية إنتاج الفطر. باختصار، توفر استخدام بقايا بذور التين الشوكي في صناعة الأغذية إمكانيات واعدة من حيث القيمة الغذائية وكذلك من حيث استغلال الموارد الزراعية.

الكلمات المفتاحية: التين الشوكي، كُسب بذور التين الشوكي، فطر المَحَار

**Thesis: Chemical and nutritional analysis and valorization study of prickly pear cakes in the food industry**

**First name and Name: CHIRMESSEL Chaima– CHEKAF Selma**

**Directed by: Dr. KHEDDOUMA Asma**

**Abstract:**

Prickly pear, also known as *Opuntia ficus-indica*, is a cactus native to Mexico, which has spread to various parts of the world. In addition to its symbolic link between Algeria and Mexico, this plant is of significant importance because of its multiple applications in the food industry. Its seeds produce an oil rich in linoleic acid, similar to other vegetable oils such as soybean or sunflower.

In this work, emphasis was placed on the valorization of prickly pear seed cakes in the food industry, with particular interest in optimizing the yield and quality of mushrooms. These edible mushrooms, such as oyster mushrooms, provide a valuable source of nutrients and constitute an important protein alternative in human nutrition. The results of this study showed that incorporating prickly pear seed cakes into mushroom cultivation, particularly with *Pleurotus djamor* strains, resulted in high growth rates at a proportion of 80%, and with *Pleurotus florida*, high growth rates were observed at a proportion of 20%. This led to promising results in terms of mycelium production.

This approach thus paves the way for an efficient valorization of agricultural by-products by integrating them into the mushroom production process. In summary, the use of prickly pear cakes in the food industry has an interesting potential from both the nutritional point of view and that of the valorization of agricultural resources.

**Key words:** *Opuntia ficus indica*, *Pleurotus florida*, *Pleurotus djamor*, valorization, seed cakes,