

République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
جامعة أبو بكر بلقايد – تلمسان
Université ABOUBEKR BELKAID – TLEMEN
كلية علوم الطبيعة والحياة، وعلوم الأرض والكون
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, et Sciences de la Terre et de
l'Univers
Département de BIOLOGIE



MÉMOIRE

Présenté par

ARSLANE Kaouter

&

MEGHAGHI Amel

En vue de l'obtention du

Diplôme de MASTER

En Microbiologie Fondamentale

Thème

Culture du mycélium d'*Agaricus bisporus* sur les graines

Soutenu le 22/06/2023, devant le jury composé de :

| | | | |
|-----------|----------------------|-------|--------------------|
| Président | TEFIANI Choukri | M.C.A | Université Tlemcen |
| Examineur | BREKESI REGUIG Selma | M.C.B | Université Tlemcen |
| Encadrant | BEKHTI SARI Fadia | M.C.A | Université Tlemcen |

Année universitaire 2022/2023

Résumé

L'Agaricus bisporus plus connu sous le nom de champignon de Paris est l'un des champignons les plus cultivés au monde pour ses vertus nutritives et médicinales. Sa culture nécessite des étapes effectuées au laboratoire. Le champignon de Paris est d'abord purifié sur milieu PDA puis cultivé sur les graines. Le but de cette expérimentation consiste à comparer la vitesse de croissance du mycélium de l'*Agaricus bisporus* sur différentes graines (blé, alpiste, millet et moutarde). Dans ce travail la densité, des cendres, de pH des graines sont évaluées afin de mieux comprendre leur impact sur la vitesse de croissance du mycélium. Les résultats obtenus sont satisfaisants. Les graines d'alpiste ont donné les meilleurs résultats en termes de croissance et de densité, cela est dû à leur légèreté, leur pH optimal et leur richesse en cendres. En seconde position viennent les graines de blé et de millet. En revanche, les graines de moutarde n'ont pas permis de croissance du mycélium. Cela est probablement due à l'acidité de la graine. A la lumière de ce travail, l'utilisation des graines d'alpiste pour la croissance du mycélium de l'*Agaricus bisporus* présente des résultats très encourageants

Mots clés : *Agaricus bisporus*, substrat, graines, mycélium

ملخص:

فطر عيش الغراب المعروف أيضًا بفطر باريس، هو أحد أكثر أنواع الفطر المزروعة في العالم بسبب فوائده الغذائية والعلاجية. تتطلب زراعته عدة خطوات تتم في المختبر. يتم تنقيته أولاً على وسط PDA ثم يتم زراعته على حبوب مختلفة. تهدف هذه التجربة إلى مقارنة سرعة نمو الميسيليوم (الجدع الفطري) لفطر باريس على حبوب مختلفة (القمح وبذور الكناري والدخن والخردل). في هذه الدراسة، يتم تقييم كثافة ونسبة الرماد ودرجة الحموضة للبذور لفهم تأثيرها على سرعة نمو الميسيليوم. النتائج المتحصل عليها مرضية. أظهرت بذور الكناري أفضل النتائج من حيث النمو والكثافة، وذلك بسبب خفة الوزن والحموضة المتلى وارتفاع نسبة الرماد لديها. تأتي بذور القمح والدخن في المرتبة الثانية. في المقابل، لم تساعد بذور الخردل في نمو الميسيليوم، وذلك ربما بسبب حموضتها. في ضوء هذا العمل، فإن استخدام بذور الكناري لنمو الميسيليوم لفطر باريس يظهر نتائج مشجعة للغاية.

الكلمات المفتاحية: فطر باريس، ركيزة، بذور، فطر.

Abstract :

Agaricus bisporus, better known as the Paris mushroom, is one of the most cultivated mushrooms in the world due to its nutritional and medicinal properties. Its cultivation involves several laboratory steps. The button mushroom is first purified on a PDA medium and then grown on various seeds. The aim of this experiment is to compare the mycelium growth speed of *Agaricus bisporus* on different seeds (wheat, canary seed, millet, and mustard). In this study, the density, cindercontent and pH of the seeds are evaluated to better understand their impact on mycelium growth speed. The results obtained are satisfactory. Canary seeds yielded the best results in terms of growth and density, which can be attributed to their lightness, optimal pH and richness in cindercontent. Wheat and millet seeds rank second. However, mustard seeds did not allow for mycelium growth. This is probably due to the acidity of the seed. Based on this work, the use of canary seeds for *Agaricus bisporus* mycelium growth shows very promising results.

Keywords: *Agaricus bisporus*, substrate, seeds, mycelium.

Remerciements

Tout d'abord. Je loue **Allah** le seul et l'unique qui nous a permis et guidé de finaliser de ce travail.

Nous tenons à remercier très vivement ma directrice de recherche le madame **BEKHTI SARI Fadia**, tout d'abord parce qu'elle a bien voulu accepter de nous encadrer et de diriger cette modeste recherche ainsi que pour ces précieux conseils, c'est recommandations éclairées, ses encouragements, ses suggestions, ses explications, son assistance, son soutien indéfectible et sa générosité qu'elle nous a toujours apportée tout au long du parcours.

De la même façon, nous remercions particulièrement les deux autres membres du jury Mr **TEFIANI Choukri** et Madame **BREKESI REGUIG Selma** pour l'honneur qu'ils nous font en acceptant d'examiner ce travail.

Et enfin, nous remercions nos parents qui nous ont soutenus, encouragé et surtout supporté tout au long de ce travail. Sans eux tout aurait été beaucoup plus difficile.

Dédicaces

Nous dédions particulièrement ce travail :

À nos chers parents qui nous ont mis au monde et pour leurs accompagnements et soutiens
durant notre parcours.

À tous nos enseignants qui nous ont formés durant toutes ces années d'apprentissage.

À nos chères familles et amis pour leurs encouragements et leurs disponibilités.

« À tous ce qui nous aime et ceux que nous aimons »

Liste des Figures

| | |
|--|----|
| Figure 1: Morphologie de l'Agaricus bisporus | 6 |
| Figure 2: Les étapes de la culture..... | 7 |
| Figure 3: Les étapes de la culture d'Agaricus Bisporus | 9 |
| Figure 4: Cycle de vie d'Agaricus bisporus..... | 11 |
| Figure 5: Les cycles génétiques d'Agaricus bisporus | 12 |
| Figure 6: La production du blanc sur les cereals..... | 14 |
| Figure 7: La croissance de mycelium d'Agaricus bisporus sur les grains..... | 15 |
| Figure 8: Photographie des différentes grains pour la culture du mycelium champignon de Paris. | 16 |
| Figure 9: Photo de champignon de Paris | 19 |
| Figure 10: Tamisage des grains | 20 |
| Figure 11: Les étapes de détermination de la densité des grains..... | 21 |
| Figure 12: Détermination de la teneur en cendres des grains | 22 |
| Figure 13: Mesure de PH des grains avec le PH mètre..... | 22 |
| Figure 14: Différentes étapes de préparation du milieu glucose..... | 23 |
| Figure 15: Différentes étapes de préparation du PDA..... | 24 |
| Figure 16: Stérilisation des flacons dans un autoclave..... | 24 |
| Figure 17: Les étapes permettant l'obtention des spores de champignon de Paris | 25 |
| Figure 18: L'ensemencement des spores sur milieu PDA | 26 |
| Figure 19: Etiquetage et l'incubation des boîtes ensemencées dans l'étuve | 27 |
| Figure 20: Humidification des graines par l'eau distillée..... | 27 |
| Figure 21: Remplissage des graines dans des boîtes de Pétri après ajustement de pH. | 28 |
| Figure 22: La stérilisation des graines dans l'autoclave..... | 28 |
| Figure 23: Les étapes de l'inoculation des graines à partir de la culture de mycélium sur PDA sur les boîtes..... | 29 |
| Figure 24: Les étapes de l'inoculation des graines à partir de la culture de mycélium sur PDA sur les tubes..... | 30 |
| Figure 25: Granulométrie des graines. | 34 |
| Figure 26: Densité des différentes graines..... | 34 |
| Figure 27: Teneur en cendre des différentes graines. | 35 |
| Figure 28: pH des différentes graines..... | 35 |

Liste des tableaux

| | |
|---|----|
| Tableau 1: Position taxonomique d'Agaricus bisporus | 6 |
| Tableau 2: Apport nutritive pour 100 g du champignon de paris..... | 10 |
| Tableau 3: Composition des grains utilisées dans cette etude (pour 100g)..... | 17 |
| Tableau 4: La croissance de mycélium sur le PDA et milieu glucosé..... | 36 |
| Tableau 5: Le taux d'humidité des graines..... | 36 |
| Tableau 6: Développement du mycélium de champignon de Paris sur les graines pendant 15 jours. | 37 |
| Tableau 7: Diamètre du mycélium "Agaricus bisporus" pendant les 15 jours d'incubation.... | 38 |
| Tableau 8: Le développement du mycélium de champignon de Paris sur le mélange des graines pendant 15 jours. | 38 |

Liste des abréviations

- PDA : Potato dextrose agar
- UE : Union européenne
- PH : Potentiel hydrogène
- % : Le pourcentage
- C°: Degré Celsius
- jr: Jour
- h : Heure
- min: Minute
- Kcal: Kilocalorie
- KJ: Kilojoule
- mg: Milligramme
- g : Gramme
- mm : Millimètre
- µm : Micromètre
- ml : Millilitre
- µl : Microlitre
- mm/g : Millimètre sur gramme
- M :La masse
- Dr : Densité relative
- CO₂ : Le dioxyde de carbone
- O₂ : L'oxygène

Table des matières

| | |
|--|----|
| Introduction générale | 1 |
| Le champignon de paris « <i>Agaricus bisporus</i> » | 3 |
| 1.1. Historique | 4 |
| 1.2. Morphologie du champignon de paris | 5 |
| 1.3. Classification du champignon de paris | 6 |
| 1.4. Culture de champignon d' <i>Agaricus bisporus</i> | 7 |
| 1.4.1. Production de blanc de champignon | 7 |
| 1.4.2. Le compostage : (durée de 3 semaines) | 7 |
| 1.4.3. Pasteurisation..... | 8 |
| 1.4.4. Inoculation (Lardage, l'ensemencement)..... | 8 |
| 1.4.5. Incubation..... | 8 |
| 1.4.6. Gobetage | 8 |
| 1.4.7. Fructification | 8 |
| 1.4.8. Récolte | 8 |
| 1.5. Valeur nutritionnelle..... | 9 |
| 1.6. Cycle de vie du champignon de paris | 10 |
| 1.7. Cycle génétique du champignon de paris..... | 11 |
| Les graines | 13 |
| 2.1. Généralité | 14 |
| 2.2. Le rôle des graines dans la culture du champignon de Paris..... | 15 |
| 2.3. Les besoins nutritionnels pour la croissance de mycélium | 15 |
| 2.4. Les graines utilisées pour la culture du champignon de Paris..... | 16 |
| Matériel et Méthodes | 18 |
| 3.1. Matériel | 19 |
| 3.1.1. Matériel de laboratoire | 19 |
| 3.1.2. Matériel fongique..... | 19 |
| 3.1.3. Matériel agricole..... | 19 |
| 3.2. Méthodes | 20 |
| 3.2.1. La granulométrie des graines | 20 |
| 3.2.2. Mesurer la densité des graines..... | 20 |
| 3.2.3. Détermination de la teneur en cendres | 21 |
| 3.2.4. La détermination et la régulation de pH des graines | 22 |

| | | |
|--|--|-----------|
| 3.2.5. | Préparation du milieu glucosé | 23 |
| 3.2.6. | Préparation du milieu PDA (Potato Dextrose Agar) | 23 |
| 3.2.7. | L'obtention des spores de champignon (<i>Agaricus bisporus</i>) | 24 |
| 3.2.8. | L'ensemencement des spores sur milieu PDA et milieu glucosé | 25 |
| 3.2.9. | Hydratation des graines et ajustement de pH | 27 |
| 3.2.10. | Inoculation des graines à partir de la culture de mycélium sur PDA | 28 |
| Résultats et interprétation | | 31 |
| 4.1. | Résultats | 32 |
| 4.1.1. | La granulométrie des différentes graines | 32 |
| 4.1.2. | La densité des différentes graines | 32 |
| 4.1.3. | Teneur en cendre des différentes graines | 32 |
| 4.1.4. | Le pH des différentes graines | 32 |
| 4.1.5. | Culture du mycélium sur le PDA et milieu glucosé | 32 |
| 4.1.6. | Le taux d'humidité des graines..... | 33 |
| 4.1.7. | Vitesse de croissance de mycélium sur les graines..... | 33 |
| 4.1.7.1. | Dans les boîtes de pétri | 33 |
| 4.1.7.2. | Dans les tubes à vis | 33 |
| 4.1.7.3. | Dans un bocal | 33 |
| Discussion | | 39 |
| Conclusion générale | | 42 |
| Références bibliographiques | | 44 |

Introduction générale

Introduction générale

Introduction générale

Les champignons font partie intégrante de la plupart des écosystèmes naturels, et contribuent à la redistribution des ressources alimentaires utilisées par l'ensemble des organismes du milieu. Le nombre de champignons présents dans le monde entier est estimé à environ 140 000, mais seulement 10%, soit environ 14 000 espèces sont connues aujourd'hui. Il existe plus de 2000 espèces comestibles dont certaines sont produites à l'échelle industrielle, comme le shiitake (*Lentinula edodes*), les pleurotes (*Pleurotus spp*) et le champignon de couche (*Agaricus bisporus*) (**Largeteau, 2007 ; Régulo, 2013**).

Ces dernières années, la multiplication ou la culture des champignons comestibles est devenue une alternative économique intéressante, principalement en raison de l'augmentation de la demande et de leur valeur sur le marché. En 2009, la production mondiale de champignons comestibles cultivés était de 24 000 milliers de tonnes et elle est en constante augmentation depuis une vingtaine d'années (**Nouar et Becila, 2021**). La principale raison de l'augmentation de la consommation est sa valeur nutritionnelle et ses propriétés médicinales ainsi que son utilisation comme complément alimentaire. Les projets d'amélioration des champignons s'adressent d'abord aux demandes des producteurs, pour lesquels des critères comme le rendement, la conservation après récolte et la résistance aux maladies sont parmi les plus importants (**Régulo, 2013**).

L'*Agaricus bisporus* est le champignon le plus célèbre et le plus cultivé au monde. Il représente plus du tiers des 3,2 millions de tonnes produites annuellement. En 2004, la production française se place en troisième position dans l'union européenne (UE) et au cinquième rang mondial après celle de la Chine et des Etats-Unis. La Pologne est le principal producteur parmi les nouveaux membres de l'UE, et se place en deuxième position pour la production européenne en 2004 et 2005 (**Largeteau, 2007**).

Le champignon de paris fait partie du phylum Basidiomycota, un champignon saprophyte humique qui peut être cultivé à l'échelle du laboratoire sur des boîtes de Pétri contenant du milieu PDA (Potato Dextrose Agar) ou sur culture des hyphes fongiques en utilisant une variété de graines de plantes comme substrats (grains de blé, grains de moutarde...etc) pour la production du blanc (**Del Pilar et Rodrigues, 2014**).

Le blanc est une culture pure de mycélium végétatif par lequel le compost est uniformément inoculé. Il est comparable à la graine des plantes cultivées. Le succès et la

Introduction générale

productivité de la culture des champignons dépendent dans une large mesure de la qualité du blanc utilisé (**Sinden, 1932**).

La plupart du temps, le blanc de céréales est utilisé pour la culture des champignons. Les grains favorisent un développement rapide et vigoureux du mycélium (**Yang et Jong, 1987**) car ils sont rapides et faciles à manipuler. Répartis uniformément sur le compost, ils fournissant plus de points d'inoculum initiaux (**Vodder, 1978**).

Ce travail a pour objectif principal l'obtention d'un blanc de qualité de *l'Agaricus bisporus* par des essais sur plusieurs graines dont la biométrie est différente.

Le travail réalisé est décrit en deux parties (bibliographique et pratique) :

- ✓ La recherche bibliographique traite est un rappel théorique du champignon de paris « *Agaricus bisporus* » et sa culture sur graines
- ✓ La partie pratique est consacrée à la culture du champignon de paris « *Agaricus bisporus* » sur du blé, de l'alpiste, du millet et de la moutarde .Ceci afin d'apprécier la vitesse de croissance de chaque graine.

Recherche bibliographique

**Le champignon de paris « *Agaricus
bisporus* »**

1.1. Historique

Les **Agarics**, aussi appelés **Psalliotés**, sont des champignons à lames basidiomycètes du genre *Agaricus*, appartenant à la famille des agaricacées. Il en existe de très nombreuses espèces, qui, pour la plupart, se ressemblent fortement. Certaines espèces sont comestibles, mais d'autres sont toxiques, comme l'agaric jaunissant (*Agaricus xanthodermus*). L'espèce la plus consommée est *Agaricus bisporus*, cultivé de façon industrielle en champignonnière sous le nom de champignon de Paris (**Malloch et al., 1987**).

L'*Agaricus bisporus* (champignon avec deux spores), mieux connu sous le nom français de champignon de Paris. Rare à l'état sauvage, ce champignon est cultivé sous le nom de champignon de Paris ou champignon de couche très apprécié et largement commercialisé dans le monde entier (**Callac, P. 1994**). Les plus anciennes traces du champignon de couche remonteraient à l'Égypte antique, des archéologues auraient assimilé un *Agaricus* peints sur les murs du caveau d'un Pharaon datant de 1450 av. J.-C (**Savoie et Mata, 2015**).

En France, Vers 1670, Jean-Baptiste la Quintinie agronome et jardinier du roi Louis XIV en débute la culture sur couches en plein air à Versailles. La technique de culture en plein air du champignon de Paris est mentionnée pour la première fois en 1707 dans un traité de Joseph Pitton de Tournefort, celle-ci n'étant cependant pas encore au point (**Francis, 2014**).

A la fin du XVIII^{ème} siècle, sous l'époque de Napoléon I^{er}, la culture du champignon se montre dans les carrières souterraines de Paris. L'une d'entre elles expliquent qu'un agriculteur « Chambry » du village de Passy, après des essais infructueux de cultures dans son jardin, jeta le fumier qu'il utilisait dans des carrières abandonnées. Il revint quelques mois plus tard et découvrit que les champignons s'étaient développés. Cette culture en carrière se répandit en banlieue parisienne et le nom du « champignons de Paris » fit son apparition (**Pandin, 2018**).

En 1810, Chambry cultive des champignons dans des carrières au sud de la capitale. Pour le protéger des aléas climatiques. Il a l'idée de mouiller et d'aérer les marcottes en aérant les sites de plantation. En 1893, l'Institut Pasteur donne naissance à cette production en recommandant la stérilisation du milieu de production. Sa culture a été introduite dans le Val de Loire en 1895. Touraine et Saumurois représentent les trois quarts de la production française. La culture souterraine se pratiquait d'abord en couches, puis en sacs ou caisses. Le champignon de Paris est ainsi cultivé en France, à grande échelle depuis deux siècles sur du fumier de cheval recouvert d'une couche de terre (**Philippe et Fabien, 2013**). Actuellement on

Recherche bibliographique : Le champignon de Paris « *Agaricus bisporus* »

le trouve dans le commerce sous différentes formes, la plus courante étant de petite taille et de couleur blanche (Henning, 2005).

1.2. Morphologie du champignon de paris

La morphologie du champignon de couche se compose d'une partie invisible et d'une partie visible.

La partie invisible comporte :

- **le mycélium** : qui est l'appareil végétatif des champignons. Il est formé par un amalgame de filaments ramifiés.
- a. Spore** : Cacao coloré dans la masse, ovoïde, lisse, 4-6,5 x 6-9 microns.
- b. Basides** : Seulement deux spores au lieu de quatre.
 - En une partie visible « le carpophore » qui est en fait la fructification du mycélium qui comporte :
- c. Chapeau** : Long jusqu'à 12 cm, légèrement bombé, parfois même plus qu'avant ovoïde, puis hémisphérique, enfin convexe ; très charnue et blanc (brun dans certaines variétés, connues dans les pays anglophones tels que champignons marronniers), sec ou légèrement gras, parfois fibreux, Il présente souvent des échelles brunâtres roux.
- d. Lamelle** : Couleur rose candide, ils deviennent de couleur chocolat dans un court laps de temps et enfin brun foncé. Des bords blanchâtres, qui se situent sur la face inférieure du chapeau.
- e. Pied** : 1,5-2 x 3-5 cm, ferme, plein, court, cylindrique trapue, à plus grande échelle à la base, blanc. Il peut être orné d'un anneau descendant, ascendant ou mixte, à roue dentée.
- f. Anneau** : membraneux assez bas, tourné vers le haut, en entonnoir, Blanc, parchemin, facilement démontable.
- g. Le voile** : qui relie le pied et le chapeau lorsque le champignon est encore jeune puis se déchire lors de la croissance du champignon (**Figure 1**).

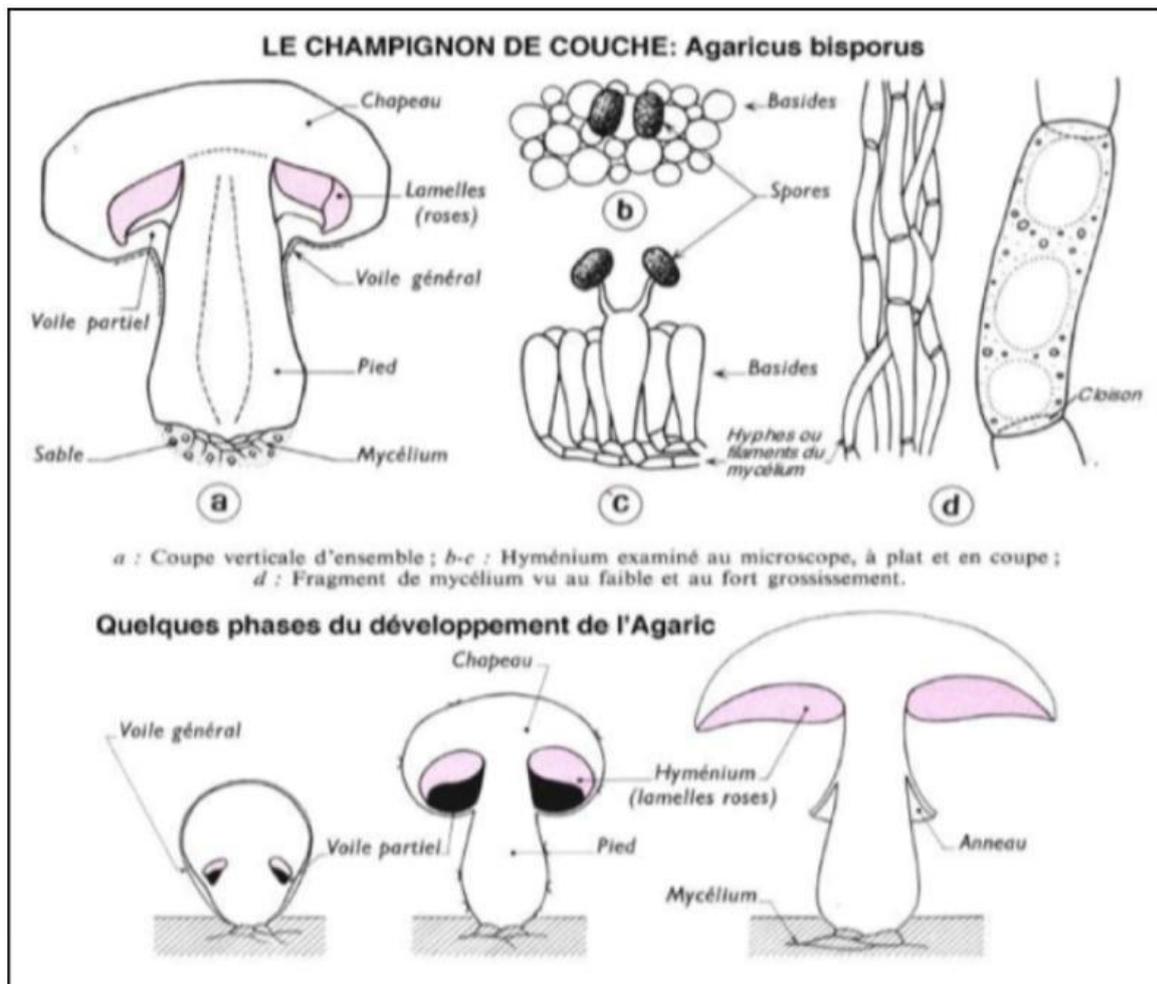


Figure 1: Morphologie de l'*Agaricus bisporus* (Feedrochinko, 2004).

1.3. Classification du champignon de paris

Le champignon de paris fait partie de la famille des Agaricaceae du groupe des basidiomycètes que l'on reconnaît par des lamelles sous un chapeau rond (Islam , 2013).

Tableau 1: Position taxonomique d'*Agaricus bisporus* (Islam, 2013).

| <i>RègneFungi</i> | |
|-------------------|--------------------|
| Division | : Basidiomycota |
| Classe | : Agaricomycètes |
| Sous-classe | : Agaricomycetidae |
| Ordre | : Agaricales |
| Famille | : Agaricaceae |
| Genre | : Agaricus |
| Espèce | : Agaricusbisporus |

1.4. Culture de champignon d'*Agaricus bisporus*

L'*Agaricus bisporus* est l'un des espèces de champignons les plus cultivées au monde, en Europe, en Amérique et Australie, mais est également largement cultivé en La Chine, qui produit plus de la moitié de l'*Agaricus* mondial (**Shamugam et Kertesz, 2022**).

Au départ, les champignons étaient cultivées à l'extérieur, tout comme les plantes. Cependant, en raison de résultats de rendement supérieurs, les champignons ont ensuite été cultivés dans des grottes. Ces grottes ont fourni l'environnement frais et cohérent nécessaire. Actuellement le champignon de Paris est cultivé dans des fermes modernes qui garantissent un environnement optimal de croissance de ce champignon (**Singhal et al. 2019**).



Figure 2: Les étapes de la culture.

1.4.1. Production de blanc de champignon

La première étape de la production du blanc est réalisée dans un milieu de culture artificiel. Il doit contenir suffisamment des nutriments pour la croissance des Champignons. Il est possible d'obtenir un mycélium jeune et vigoureux à partir d'une jeune fructification (par clonage d'un tissu) ou bien l'ensemencement des spores (**Bram et Janna, 2007**).

Après cette étape, le mycélium est transféré sur un substrat stérile à base des graines comme le blé ou le seigle. Le produit final de cette opération est appelé : Blanc (**Kerfez et Brik, 2015**).

1.4.2. Le compostage : (durée de 3 semaines)

Le support de la culture de champignons est le compost, qui sert de substrat nourricier aux champignons. Le compost préparé à partir d'un mélange de fumier de cheval, paille de blé, fientes de volailles et gypse. (**Del Pilar et Rodriguez, 2014**).

1.4.3. Pasteurisation

Après la préparation du Compost, il faut la pasteuriser. Ce processus a pour objectif de supprimer tous les organismes pathogènes mais aussi garder en vie ceux qui sont utiles. Pour atteindre ce but, la température doit être maintenue de 60°C à 70°C pendant 4h (**Boussaidi et al., 2022**).

1.4.4. Inoculation (Lardage, l'ensemencement)

Lorsque la température du compost est maintenue à 25°C, l'inoculation du blanc avec le compost peut commencer. L'inoculation est faite automatiquement par des machines d'inoculation.

1.4.5. Incubation

La température idéale pour l'incubation est 25°C, de préférence, elle ne dépasse pas 30°C pendant deux à trois semaines afin que la colonisation du mycélium soit complète (**Boussaidi et al., 2022**).

1.4.6. Gobetage

Le compost colonisé est alors recouvert d'une couche de terre de gobetage pour la phase de fructification. Cette terre de gobetage est composée de tourbe mélangée avec du calcaire et contient une microflore naturelle nécessaire à la fructification. (**Del Pilar et Rodriguez, 2014**).

Elle est étalonnée en une couche de 3 cm d'épaisseur. Lorsqu'elle commence à dessécher, Il convient de l'arroser pour la maintenir humide

La température de l'air devrait se maintenir entre 22°C et 23°C et la température du compost devrait se maintenir entre 25°C et 27°C. Dans ces conditions, la fructification intervient au terme de 14 jours (**Boussaidi et al., 2022**).

1.4.7. Fructification

Lorsque le mycélium s'est bien développé dans la tourbe. La température est abaissée entre 16°C et 18°C. L'action du CO₂ dans l'air sur la morphogenèse des champignons est soit inhibitrice soit stimulante. L'humidité relative doit être très élevée (**Boussaidi et al., 2022**).

1.4.8. Récolte

La cueillette manuelle des champignons est réalisée quotidiennement. Au cours de cette phase la surface de compost est arrosée (**Boussaidi et al., 2022**).

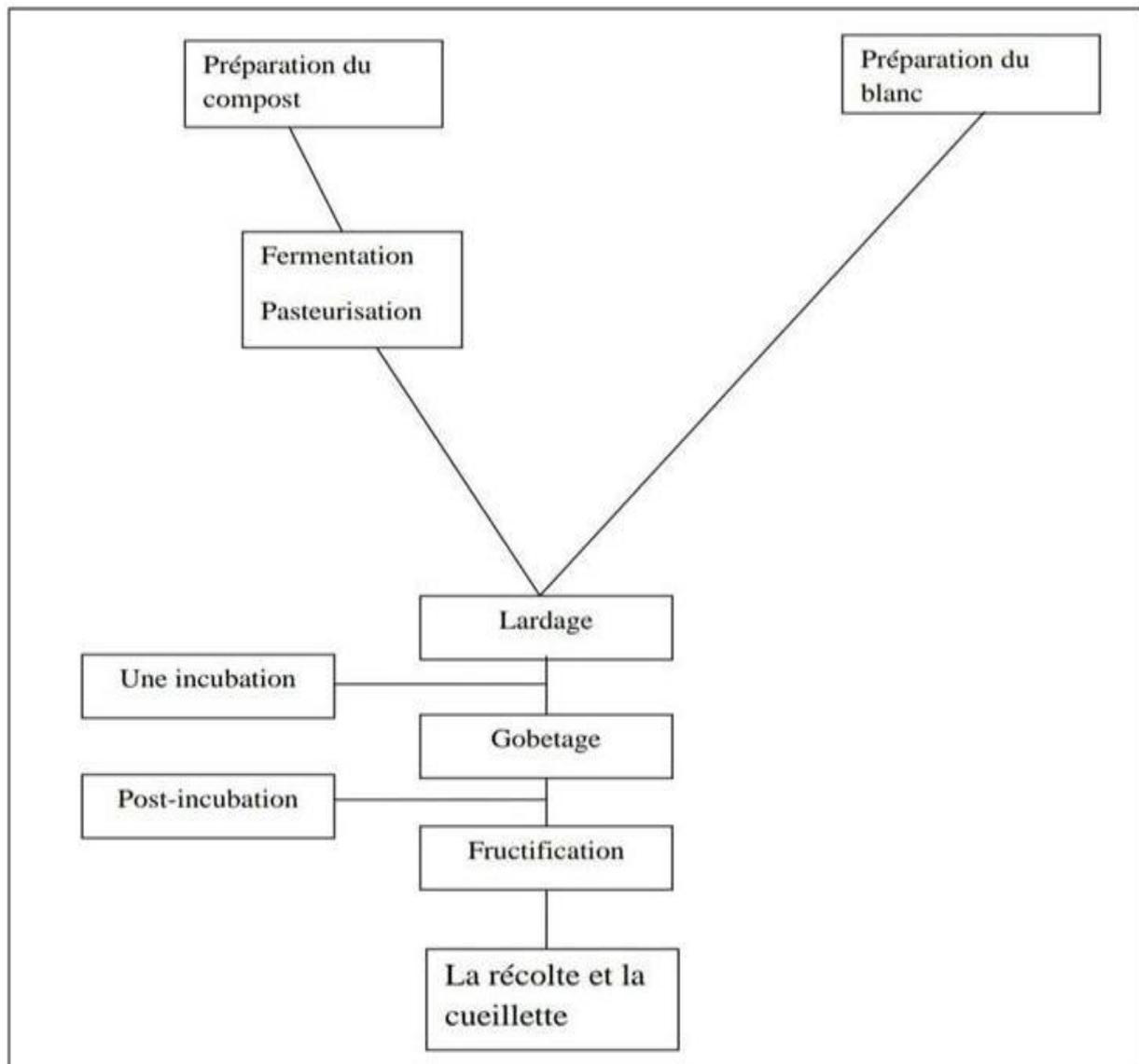


Figure 3: Les étapes de la culture d'Agaricus Bisporus(Largeteau, 2007).

1.5. Valeur nutritionnelle

Le champignon de Paris possède une valeur nutritionnelle élevée représenté dans le tableau ci-dessous.

Tableau 2: Apport nutritionnelle pour 100 g du champignon de Paris (Département de l'Agriculture des Etats-Unis , 2019).

| | |
|-----------------------------------|---------------------------|
| Apport énergétique | Joules : 93 Kj |
| | Calories : 22Kcal |
| Principaux composants | Glucides:1,98 g |
| | Amidon : 00 g |
| | Sucres : 1,98 g |
| | Fibres alimentaire : 1 g |
| | Protéines : 3,09 g |
| | Lipides : 0,34 g |
| | Eau : 92,45 g |
| Minéraux et oligo-éléments | Fer : 0,5 mg |
| | Magnésium : 9 mg |
| | Phosphore : 86 mg |
| | Potassium : 318 mg |
| | Sodium : 3 mg |
| | Zinc 0,52 mg |
| Vitamines | Vit B1 : 0,081 mg |
| | Vit B2 : 0,402 mg |
| | Vit B3 (ou PP) : 3,607 mg |
| | Vit B5 : 1,497 mg |
| | Vit B6 : 0,00104 mg |
| | Vit B9 : 0,0017 mg |
| | Vit B12 : 0,00004 mg |
| | Vit C : 2,1 mg |
| | Vit D : 0,0002 mg |

1.6. Cycle de vie du champignon de paris

Le champignon de Paris présente un cycle de reproduction différent des autres basidiomycètes. Il représente un système d'incompatibilité sexuelle uni factoriel multi-allélique (Miller et Kananen, 1972). L'espèce *Agaricus bisporus* a trois variétés distinguent par le mode de reproduction : *A. bisporus var. bisporus*, *A. bisporus var. brunattii* et *A. bisporus var. eurotetrasporus*. Ces modes de reproduction ont une influence majeure sur la structure génétique des populations (Banafshch, 2014).

Ces variétés diffèrent par leur cycle de vie, la taille des spores et le nombre moyen de spores par baside (Callac et al., 2002). En fait, tous les trois processus de reproduction sexuée des basidiomycètes (hétéromixis, intramixis et homomixis) existent chez *A. bisporus*.

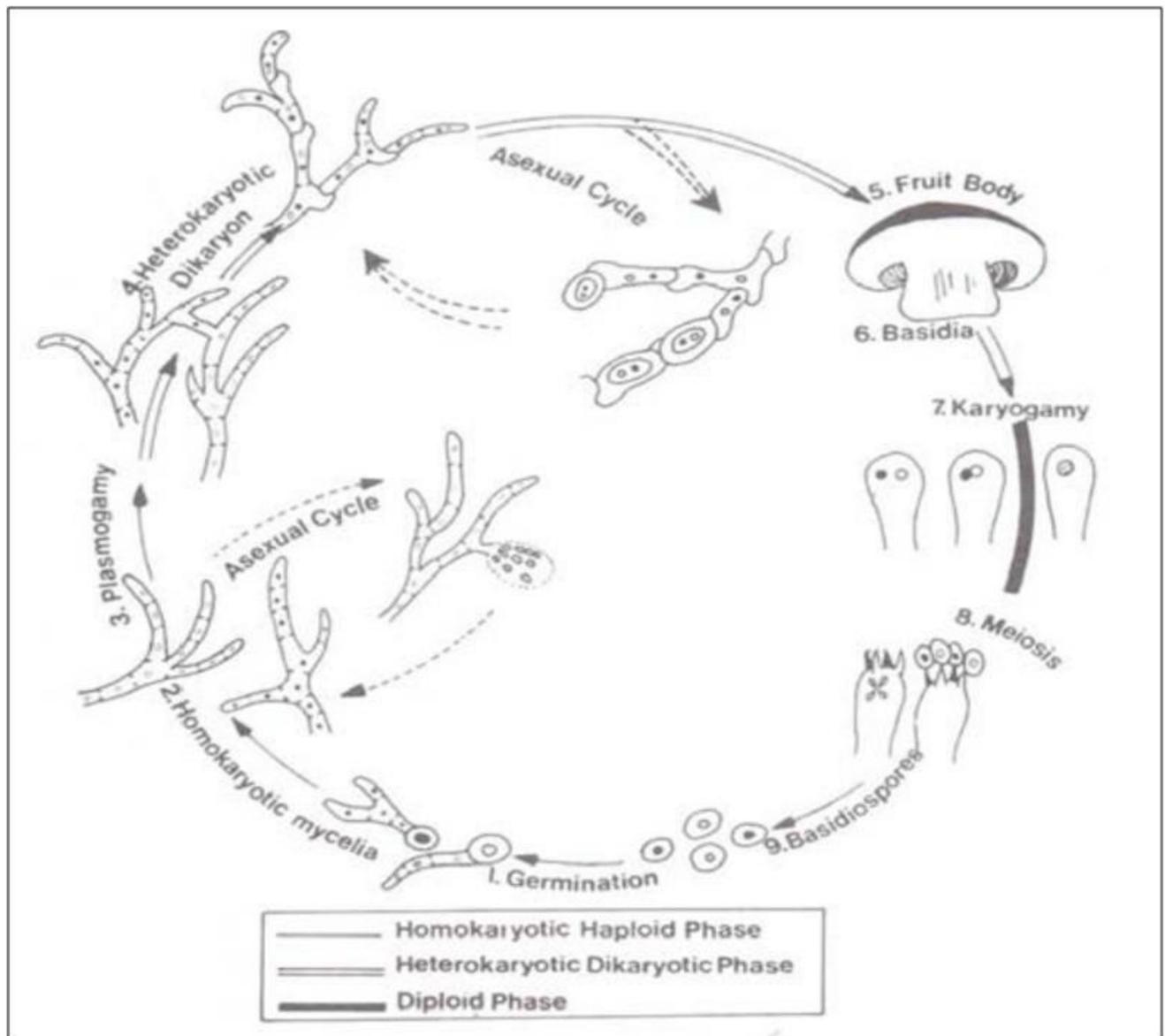


Figure 4: Cycle de vie d'*Agaricus bisporus* (Kamal et al .2019).

1.7. Cycle génétique du champignon de paris

Les espèces d'*Agaricus* ont un système reproducteur bipolaire (Miller et Kananen, 1972), Bien que *A. bisporus* était *Bispora* (81%), certains pourraient être *Trispora* (18%) et *Tetraspora* (1%). Les basidiomycètes sont également présents dans des proportions variables (Elliott, 1972 ; Raper et al., 1972). Dans les spores bisporées, toutes les spores ne donnent pas naissance à un mycélium fertile et à des fructifications. Les spores peuvent contenir des allèles de type sexuel identiques en raison de la migration aléatoire des noyaux après la méiose (Morin et al., 2012).

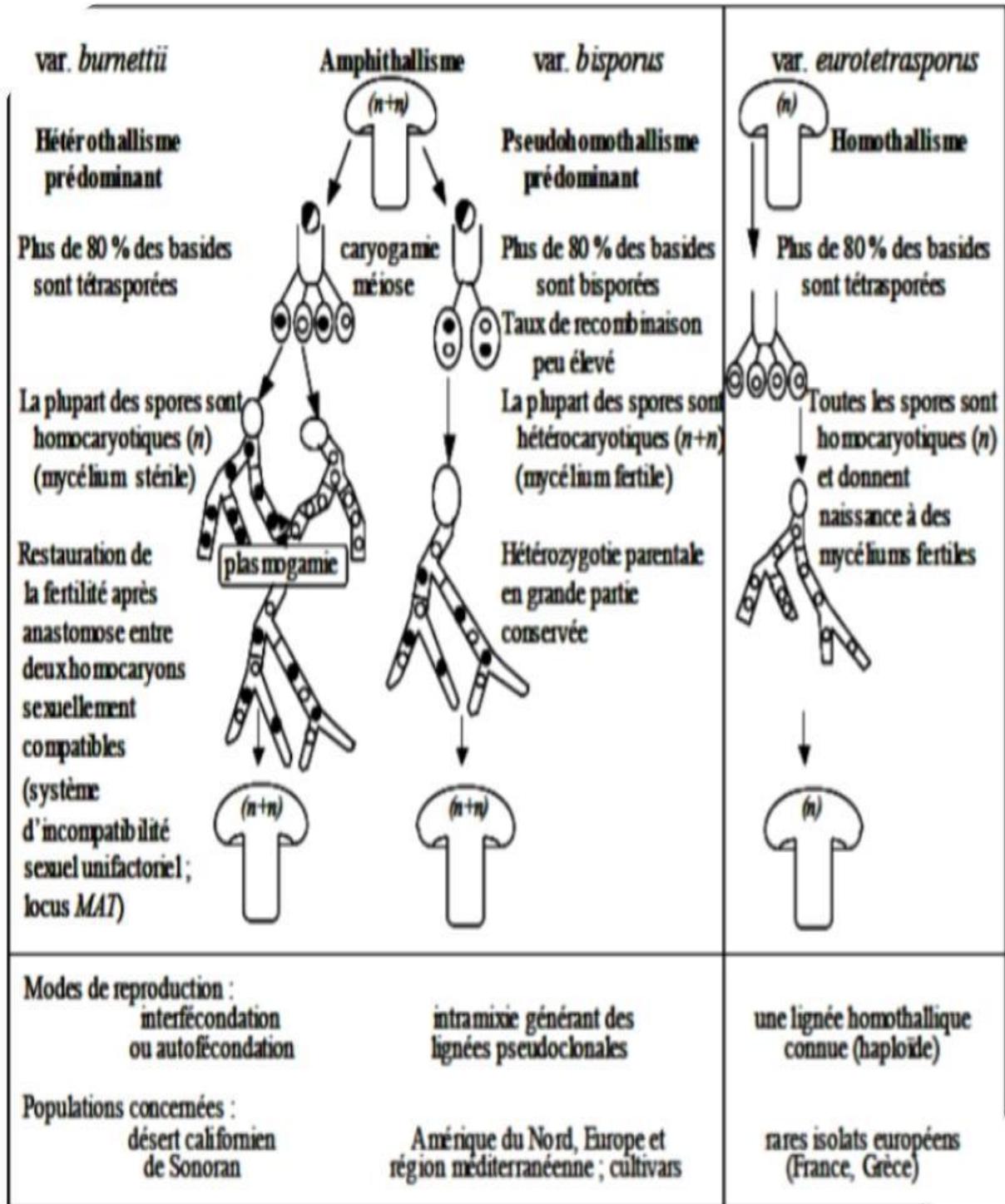


Figure 5: Les cycles génétiques d'*Agaricus bisporus* (Legendre, 1998).

Recherche bibliographique

Les graines

2.1. Généralité

La plupart des céréales sont bons substrats pour la production du blanc de champignon de Paris Ils agissent comme un réservoir de glucides qui fournissent une nutrition suffisante pour la croissance du mycélium et par la suite un véhicule d'inoculation pour la distribution éventuelle égale des champignons (Adebayo et al ,2014).

Plusieurs graines peuvent être utilisés pour la culture des champignons tant qu'ils sont sans fongicide. Le mycélium a besoin d'une source de sucre qu'il puisera dans l'amidon contenu dans les céréales. Le riz, le millet, le blé, l'orge, le quinoa fonctionnent pour cultiver des champignons, mais le seigle est la céréale la plus utilisée (Medjdoub,2021).

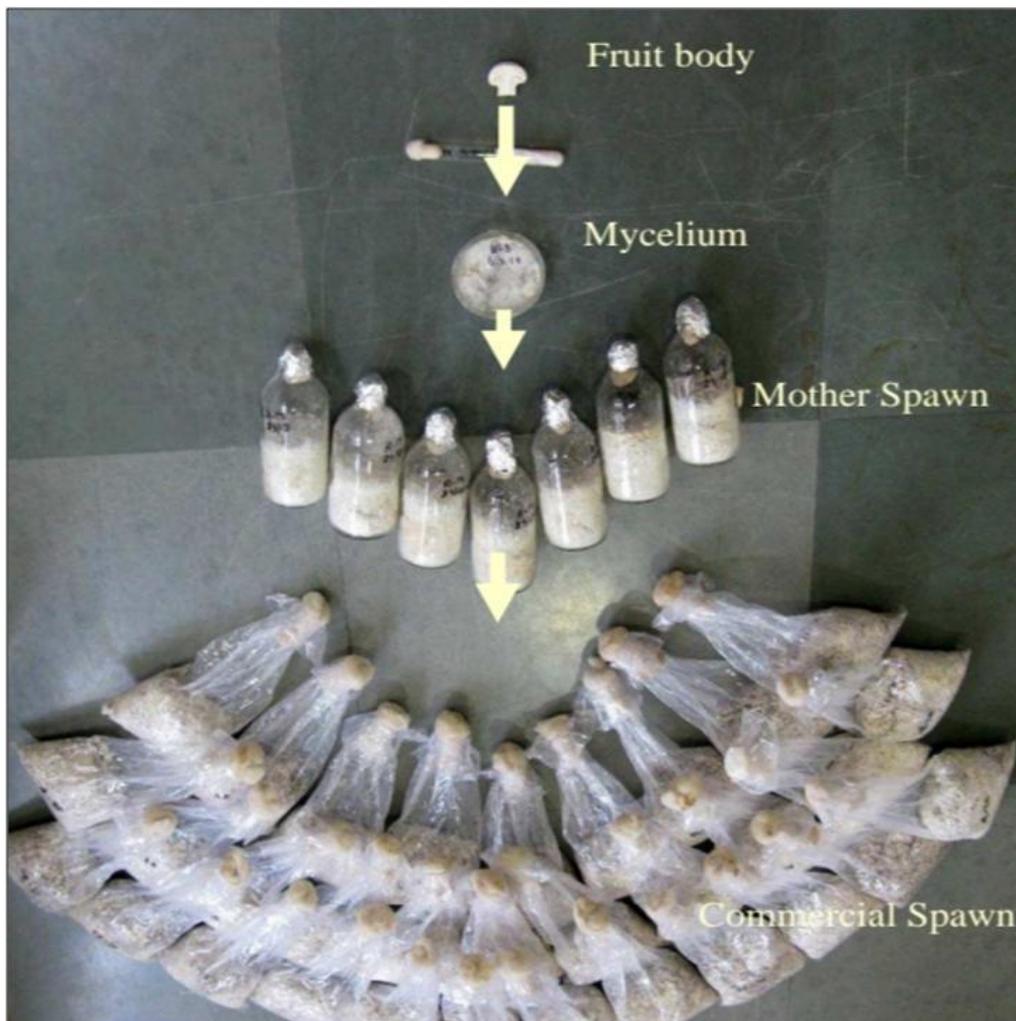


Figure 6: La production du blanc sur les cereals (Sharma et Kumar, 2011).

2.2. Le rôle des graines dans la culture du champignon de Paris

La structure physique des graines est efficace comme substrat pour la croissance des champignons, et c'est un élément favorable à la croissance du mycélium et développement comme source de lignocellulose. La plus part des nutriments nécessaires à la croissance et le développement du mycélium sont obtenus à base de lignine, cellulose, hémicellulose, etc... comme source de carbone. Les graines sont principalement composés de protéine (azote), des éléments chimiques et d'autres vitamines, pour favoriser le développement du mycélium (Leiva et al ,2015) (tableau 3).



Figure 7: La croissance de mycélium d'*Agaricus bisporus* sur les grains (Lee et al, 2014).

2.3. Les besoins nutritionnels pour la croissance de mycélium

Les champignons sont des êtres hétérotrophes: ils doivent se procurer leur nourriture sur d'autres organismes morts ou vivants. Le mycélium a besoin de plusieurs éléments pour sa croissance :

- de carbone: source d'énergie contenue principalement dans les sucres simples (glucose, fructose, etc.) ou les sucres complexes (amidon, cellulose, etc.)
- d'azote: base de la matière vivante (protéines) contenue dans les acides aminés et les peptides
- d'éléments minéraux: soufre, phosphore, potassium, magnésium, calcium
- d'oligo-éléments: fer, zinc, cuivre, manganèse, bore, molybdène (Delmas, 1989).

2.4. Les graines utilisées pour la culture du champignon de Paris

Divers grains céréaliers, comme : Le blé, le millet, l'orge, le sorgho, le seigle, l'avoine, le riz, moutarde, maïs, alpiste, quinoa , marc de café... peuvent être utilisés dans la production de blanc de champignon de Paris *Agaricus bisporus* (Lee et al ,2014).



Figure 8: Photographie de différentes graines pouvant servir pour la culture du mycelium champignon de Paris.

Recherche bibliographique : Les graines

Tableau 3: Composition des graines utilisées dans cette étude (pour 100g).

| Graines | Composition nutritive | Les figures |
|--|---|--|
| <p style="text-align: center;">Blé (<i>triticumaestivum</i>)</p> | <p>_ Protéine : 11.6 g _ Matières grasses : 2 g _ Fibre brute : 2 g _ Energie (kcal/100g) :348 _ Amidon : 71 g (Hulse et al ,1980)</p> |  |
| <p style="text-align: center;">Millet (<i>Panicum miliaceum</i>)</p> | <p>Protéine : 12.5 g Matières grasses : 3.5 g Fibre brute : 5.2 g Energie (kcal/100g) :364 Amidon : 63.8 g (Hulse et al ,1980)</p> |  |
| <p style="text-align: center;">Alpiste (<i>Phalaris canariensis</i>)</p> | <p>Protéines :19.1 g Lipides :7.4 g Concentration énergétique (en MJ) :1.78 fibres alimentaires :7 g (Cécile et al ,2009)</p> |  |
| <p style="text-align: center;">Moutarde (<i>Sinapis alba</i>)</p> | <p>Energie (kcal) :104 Protéines :6.2 g Lipides :6.2 g Glucides : 11.1 g (Ciutto et al ,2007)</p> |  |

Matériel et Méthodes

3.1. Matériel

Le travail a été effectué au laboratoire pédagogique de l'université Abou Bakr Belkaid Faculté SNV / STU.

Les échantillons ont été fournis en premier à partir de la champignonnière de Sidi Bel Abbès "le petit Paris". D'autres échantillons ont été récupérés de la grande distribution. Trois essais ont été réalisés afin d'isoler le champignon de Paris sur milieu PDA.

3.1.1. Matériel de laboratoire

Pour la réalisation de ce travail, nous avons utilisé le matériel habituel et indispensable d'un laboratoire de microbiologie : à savoir une hotte à flux laminaire, des boîtes de pétri, bec bunsen, une balance, un réfrigérateur, une étuve, un autoclave, des erlenmeyers, des béchers, des flacons en verre, un agitateur magnétique, un pH mètre, des éprouvettes graduées, Scalpel, pissette, entonnoir, papier wattman, tamiseuse d'analyse, four à moufle, dessiccateur, des pipettes pasteur en verre, micropipette (volume variable), des embouts de pipette (bleu ; jaune), parafilm, pycnomètre, pince, écouvillons stériles et des tubes à vis.

3.1.2. Matériel fongique

Nous avons utilisé une espèce de champignon de Paris appelée « *Agaricus bisporus* » qui est cultivée localement pour cette étude.



Figure 9: Photo de champignon de Paris (**originale**).

3.1.3. Matériel agricole

Les grains utilisés sont constitués de :

- Graine de moutarde.
- Graine de millet.

Matériel et Méthodes

- Graine de blé.
- Graine d'alpiste.

Les grains ont été obtenus chez l'herboriste.

3.2. Méthodes

3.2.1. La granulométrie des graines

Le but de cet essai, c'est mesurer le diamètre des graines par le tamisage en utilisant une série de tamis emboîtés les uns sur les autres, dont les dimensions des ouvertures sont décroissantes du haut vers le bas (2mm, 1mm, 500 μ m, 300 μ m, 250 μ m, 125 μ m).

Les étapes suivantes ont permis reconnaître le diamètre des graines : **(figure10)**

- a. Détermination le poids initial de chaque type des graines à étudier (moutarde, millet, alpiste, le blé) ;
- b. Montage de la colonne de tamis dans l'ordre décroissant en mettant le tamis avec les plus grosses mailles en haut et le tamis avec les plus petites mailles en bas, en finissant avec le fond de tamis et le couvercle de la colonne ;
- c. Chaque graine est mise dans le premier tamis à grosse maille ;
- d. Lancement de la tamiseuse automatique (l'amplitude de vibration : 3mm/g pendant 15min) ;
- e. La masse de chaque refus est déterminée par une balance.

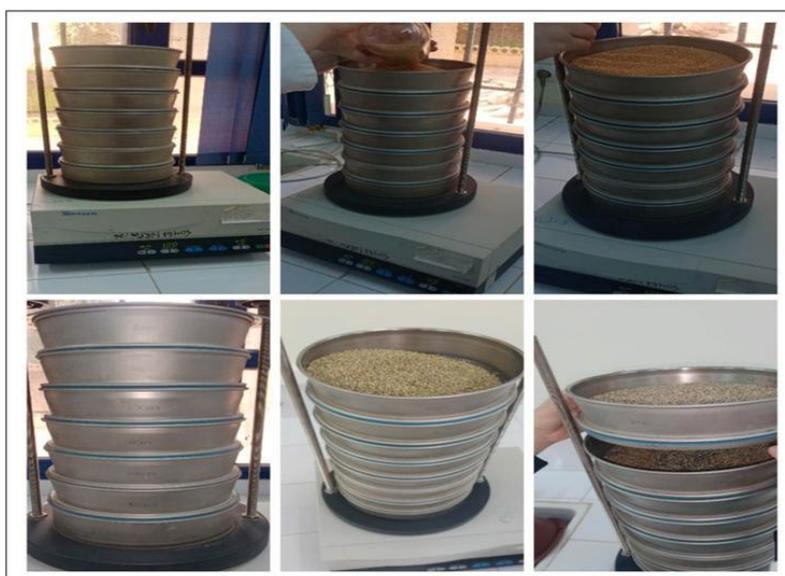


Figure 10: Tamisage des grains (photo originale).

3.2.2. Mesurer la densité des graines

Les étapes suivantes permettent de déterminer la densité des graines :

- a. 3g de chaque type des graines est pesé et mis dans le pycnomètre qui est déjà pesé vide et avec l'eau ;

Matériel et Méthodes

b. Après, le pycnomètre est pesé avec les graines et avec l'eau ;

c. La densité est calculée par la formule suivante : (**figure 11**)

$$D_r = (M_3 - M_1) / (M_2 + M_3 - M_4 - M_1)$$

M1 : la masse de pycnomètre vide.

M2 : la masse de pycnomètre rempli d'eau.

M3 : la masse de pycnomètre avec l'échantillon (les graines)
M4: la masse de pycnomètre avec l'échantillon et l'eau.



Figure 11: Les étapes de détermination de la densité des grains (originale).

3.2.3. Détermination de la teneur en cendres

a. 5g de chaque type des graines est mise dans des petites coupelles ;

b. Les coupelles sont déposées dans le four à moufle à 600 C° pendant 3h ;

c. A la fin de la cuisson, les coupelles sont placées dans le dessiccateur pour refroidir dans une atmosphère privée d'humidité pendant 30 min ;

d. La quantité de cendres obtenue est pesé (**figure 12**).



Figure 12: Détermination de la teneur en cendres des grains (**originale**).

3.2.4. La détermination et la régulation de pH des graines

5g de graines broyées, sont dissoutes dans 25ml d'eau distillée. Le mélange a été filtré sur papier Wattman. La solution obtenue est prélevée dans un Erlenmeyer afin de lire le pH par un pH-mètre calibré avec les solutions tampons pH 4 et 7(**figure 13**).



Figure 13: Mesure de PH des grains avec le PH mètre (**originale**).

3.2.5. Préparation du milieu glucosé

- a. 30g de poudre de glucose sont pesées et mise dans un Erlenmeyer compléter avec 100 ml d'eau distillée.
- b. L'Erlenmeyer est ensuite déposé sur l'agitateur magnétique chauffant. Un barreau magnétique permet de liquéfier la poudre.
- c. La solution préparée sera refroidie puis mise dans des flacons pour stérilisation (**figure 14**)
- d. La stérilisation des milieux est réalisée en maintenant la température de 121 C° pendant 20 minutes dans un autoclave (**Figure 14**).



Figure 14: Différentes étapes de préparation du milieu glucosé (**originale**).

3.2.6. Préparation du milieu PDA (Potato Dextrose Agar)

Pour la préparation, on a réalisé les étapes suivantes : (**figure 15**)

- a. Dans 500 ml d'eau distillée est ajouté 21g de poudre de PDA.
- b. La préparation est mise dans un Erlenmeyer puis déposé le tout sur l'agitateur magnétique chauffant en présence d'un barreau magnétique pour liquéfier la poudre jusqu'à ébullition.

Matériel et Méthodes

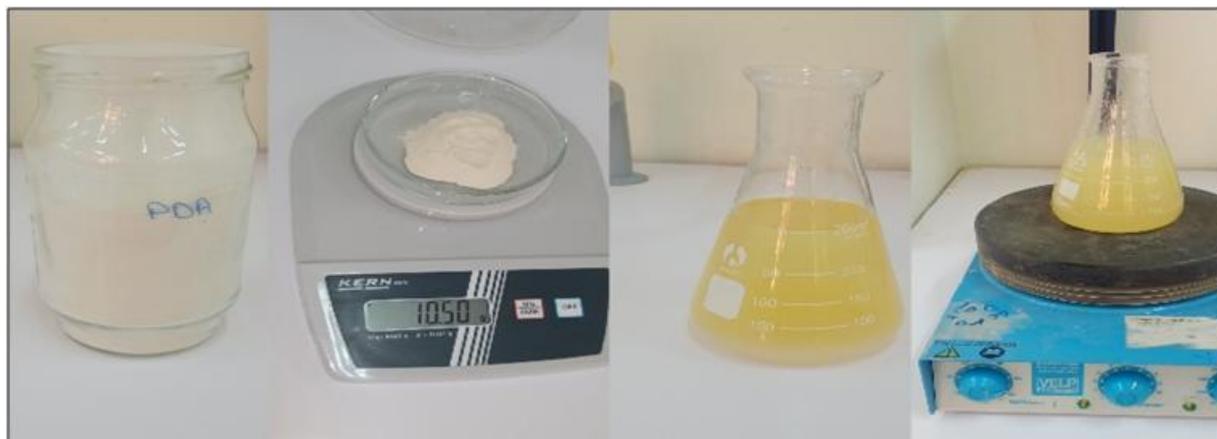


Figure 15: Différentes étapes de préparation du PDA (**originale**).

- c. Après refroidissement la préparation est mise dans des flacons pour la stérilisation. La stérilisation des milieux est réalisée en maintenant la température de 121 C° pendant 20 minutes dans un autoclave (**figure 16**).



Figure 16: Stérilisation des flacons dans un autoclave (**originale**).

3.2.7. L'obtention des spores de champignon (*Agaricus bisporus*)

Cette méthode est réalisée dans une hotte à flux laminaire par les étapes suivantes :

- a. Avant la manipulation un nettoyage et une désinfection la hotte et le matériel utilisé sont réalisés
- b. Le champignon est traité par l'éthanol.
- c. Le pied du champignon est ensuite retiré.

Matériel et Méthodes

- d. Avant l'utilisation de scalpel, il est imbibé dans l'alcool puis flambé sur flamme, puis refroidit.
- e. Le voile du champignon est retiré sans toucher l'intérieur des lamelles du champignon.
- f. Ensuite, le champignon est déposé sur deux supports à la surface de boîte de pétri.
- g. Un courant d'air permet l'atterrissage des spores dans la boîte de pétrie pendant 24 h (figure 17).



Figure 17: Les étapes permettant l'obtention des spores de champignon de Paris (**original**).

3.2.8. L'ensemencement des spores sur milieu PDA et milieu glucosé

Ces étapes sont aussi réalisées dans la hotte à flux laminaire :

- a. Avant la manipulation, la hotte et le matériel utilisé sont nettoyés et désinfectés.
- b. Le milieu PDA préparé est coulé dans plusieurs boîtes de pétri.
- c. Les spores sont ensuite transportées par un volume de 100 μ l d'eau distillés dans une micropipette. Les spores seront finalement ensemencées dans les boîtes de pétri contenant du PDA.

Matériel et Méthodes

- d. Aussi un morceau de chair à l'intérieur du champignon a été prélevé puis déposé sur une boîte de pétri contenant du PDA.
- e. De plus, les spores ont été transportés par un volume de 100µl de solution de glucose dans une micropipette qui serontensemencés dans deux boîtes de pétri contenant du PDA.
- f. Les spores ont été aussi prélevées etensemencées par un volume de 1000µl de solution de glucose dans des flacons de la solution de glucose.
- g. Un écouvillon stérile a permis aussi le transport des spores qui restent dans les points humides sûr la boîte des spores (transporter aussi des spores dans d'autres points ne seulement dans les points humides) puisensemencées dans deux boîtes de pétri contenant du PDA. (**Figure 18**)

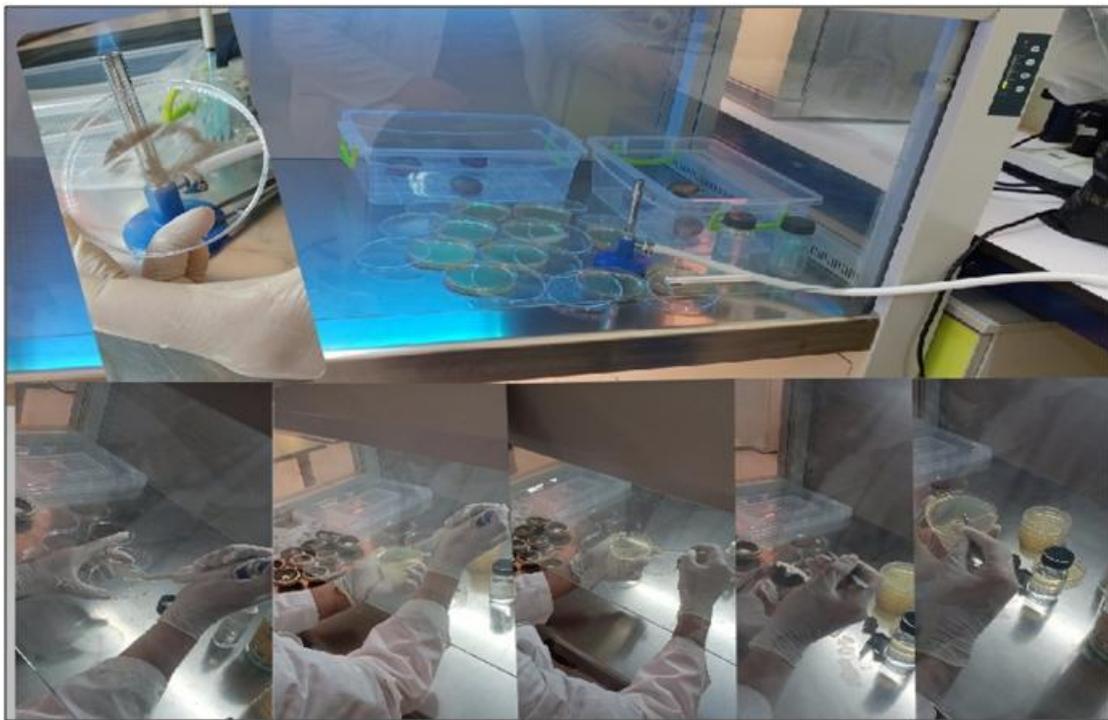


Figure 18: L'ensemencement des spores sur milieu PDA (**original**).

- h. Les boîtesensemencées et même les flacons sont mis dans une étuve à 25C° pendant 14 jours. (**Figure 19**)



Figure 19: Etiquetage et l'incubation des boîtes ensemençées dans l'étuve (**originale**).

3.2.9. Hydratation des graines et ajustement de pH

Pour l'hydratation des graines les étapes suivantes ont été réalisées :

- a. Les différentes graines sont pesées avant l'hydratation.
- b. Les graines sont humidifiées dans un eau distillé chaude pendant 24 h.



Figure 20: Humidification des graines par l'eau distillée.

- c. Les graines sont égouttées et pesées pour vérifier si le pourcentage d'humidité.
- d. Finalement le pH est ajusté par ajout de carbonate de sodium (entre 1 et 2%).

3.2.10. Inoculation des graines à partir de la culture de mycélium sur PDA

- a. Les graines sont mises dans les boîtes de pétri (40g) et dans les tubes à vis (remplies au 2/3).

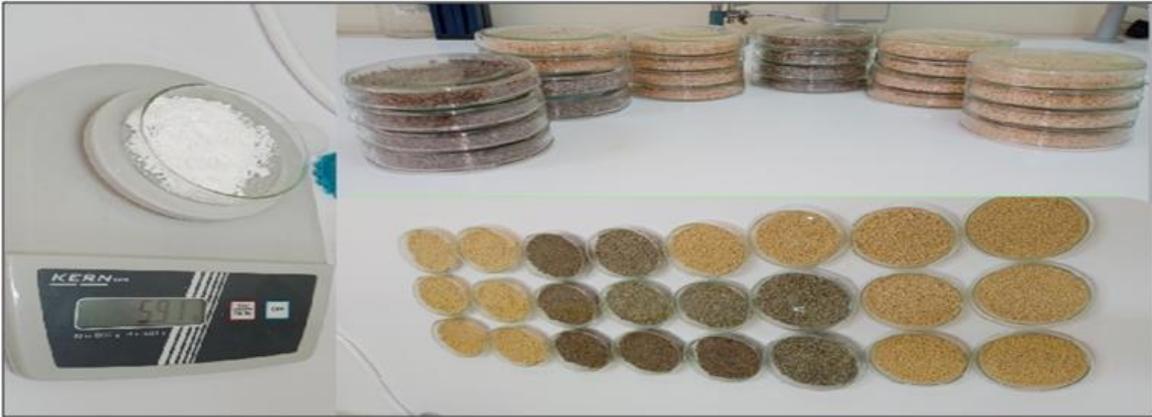


Figure 21: Remplissage des graines dans des boîtes de Pétri après ajustement de pH.

- b. Pour stériliser les graines, les boîtes de Pétri et les tubes à vis sont emballées avec du papier d'aluminium. Puis mises dans un autoclave pour une stérilisation à 120°C pendant 20 minutes.
- c. Après la stérilisation les graines sont laissées à refroidir.



Figure 22: La stérilisation des graines dans l'autoclave.

Matériel et Méthodes

- d. L'étape de l'inoculation est réalisée dans la hotte à Flux laminaire.
- e. Il faut au préalable stériliser et désinfecter la surface sur laquelle se déroule les manipulations, de même que le matériel nécessaire pour effectuer le transfert.
- f. A l'aide d'un scalpel stérile, 0,5 cm du milieu PDA contenant le mycélium de *l'Agaricus bisporus* est découpé puis transféré dans des boîtes de pétri et les tubes à vis contenant les graines.
- g. A la fin de l'inoculation, les boîtes de Pétri sont étiquetées.
- h. Après inoculation les boîtes de pétri et les tubes à vis sont incubées dans une étuve à une température de 25° C (**Figure 23,24**).

La période d'incubation, c'est le temps que met le mycélium pour coloniser toutes les graines.

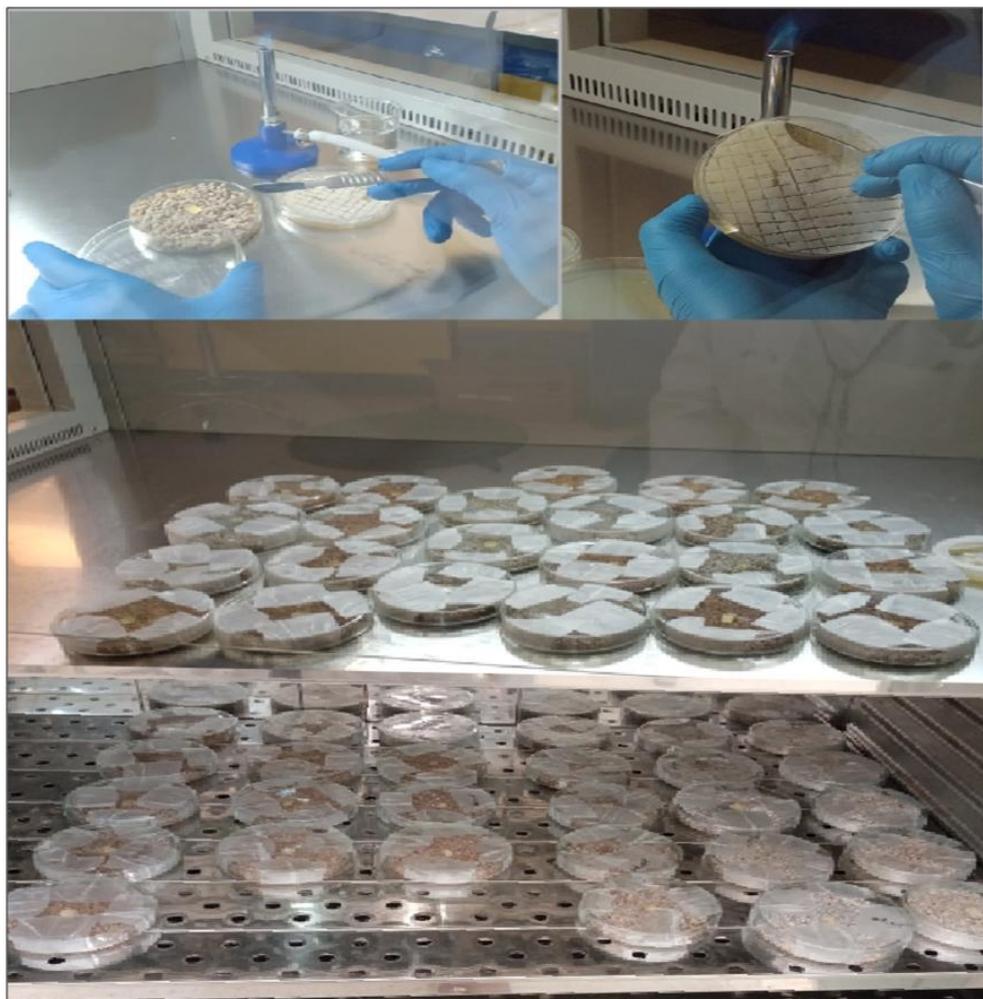


Figure 23: Les étapes de l'inoculation des graines à partir de la culture de mycélium sur PDA sur les boîtes.



Figure 24: Les étapes de l'inoculation des graines dans des tubes à partir de la culture de mycelium sur PDA.

Résultats et interprétation

Résultats et interprétation

4.1. Résultats

Quatre type de graines différentes ont fait l'objet de ce travail : blé, alpiste, millet et moutarde.

4.1.1. La granulométrie des différentes graines

La **figure 25** indique les résultats de la granulométrie des graines. Le blé présente un diamètre $\geq 2\text{mm}$ à 100 % des graines. Les graines d'alpiste ayant un diamètre $\geq 1\text{mm}$ à 100%. Par contre les graines de millet sont divisées en deux diamètres différents : $\geq 2\text{mm}$ (95,97%) et $\geq 1\text{mm}$ (4,03%). Aussi, les graines de moutarde possèdent deux diamètres : $\geq 2\text{ mm}$ (51.26%) et un diamètre de $\geq 1\text{ mm}$ (48,74%).

4.1.2. La densité des différentes graines

Figure 26 présente la densité des différentes graines. Le blé présente la densité la plus élevée. Suivie par les graines d'alpiste et le millet qui ont une densité identique. Concernant les graines de moutarde que le diamètre soit 1mm ou bien de 2mm la densité est identique et la plus basse parmi les autres graines.

4.1.3. Teneur en cendre des différentes graines

La teneur en cendre est indiquée dans **la figure 27**. Les graines d'alpiste sont les graines qui contiennent la plus grande teneur de cendre suivie par les graines de moutarde et les graines de blé. La teneur en cendre la plus basse est observée dans les graines de millet comparé aux autres graines.

4.1.4. Le pH des différentes graines

Figure 28 représente les valeurs de pH des graines. Aucune différence de pH entre le blé, d'alpiste et du millet n'est observée. Ces graines ont un pH peu acide [6.4-6.6] par apport aux graines de moutarde qui ont un pH acide de [5.5-5.7].

4.1.5. Culture du mycélium sur le PDA et milieu glucosé

La croissance de mycélium des trois échantillons sur le PDA et milieu glucosé est présentée par **le tableau 4**.

Après ensemencement à partir de spores sur plusieurs boites contenant du PDA une seule boite a été exempte de contamination associée à une bonne vitesse de croissance du

Résultats et interprétation

mycélium. Cette dernière boîte a permis l'isolation de la souche *Agaricus bisporus* (**Figure 31**).

En absence de toute contamination, les boîtes ayant présenté une croissance mycélienne lente sont exclues dans cette expérimentation (**Figure 29**).

La culture dans un milieu glucosé a donné aussi une bonne croissance mycélienne (**Figure 30**).

4.1.6. Le taux d'humidité des graines

Taux d'humidité maximal atteint est représenté dans **le tableau 5**.

4.1.7. Vitesse de croissance de mycélium sur les graines

4.1.7.1. Dans les boîtes de pétri

L'évolution de la vitesse de croissance du mycélium au cours du temps est représentée par **le tableau 6**. Les résultats obtenus montrent que toutes les graines utiliser à l'exception des graines de moutarde permettent la croissance du mycélium.

La meilleure croissance du mycélium est observée chez les graines d'alpiste avec un diamètre de 3,6 cm après 4 jours. Les graines de blé aussi donner une bonne croissance de mycélium avec un diamètre de 2.4 cm au jour 4, suivie par les graines de millet avec un diamètre de 1.5 cm après 4 jours.

Le mycélium occupe la totalité des boîtes de pétri qui contient les graines d'alpiste, le blé et le millet juste après 7 jours d'incubation. Cependant les graines de moutarde ne présentent aucune croissance mycélienne (**Tableau 7**).

4.1.7.2. Dans les tubes à vis

Dans les tubes à vis aucune croissance mycélienne n'est observée et ce pour toutes les graines.

4.1.7.3. Dans un bocal

Le tableau 8 représente le développement du mycélium *Agaricus bisporus* dans un bocal contenant des graines stériles. Les résultats obtenus montrent qu'il y a une diffusion longitudinale du mycélium avec une longueur de : 1 cm après 4 jours, 3 cm au jour 7 et 6.5 cm après 15 jours.

Résultats et interprétation

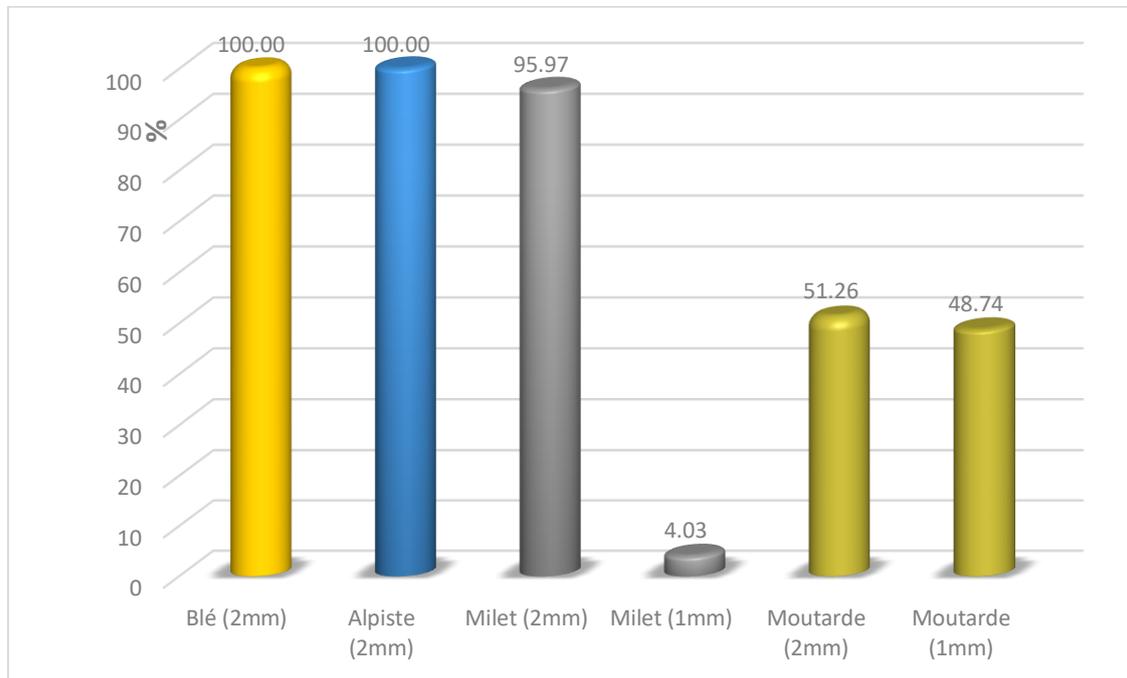


Figure 25: Granulométrie des graines.

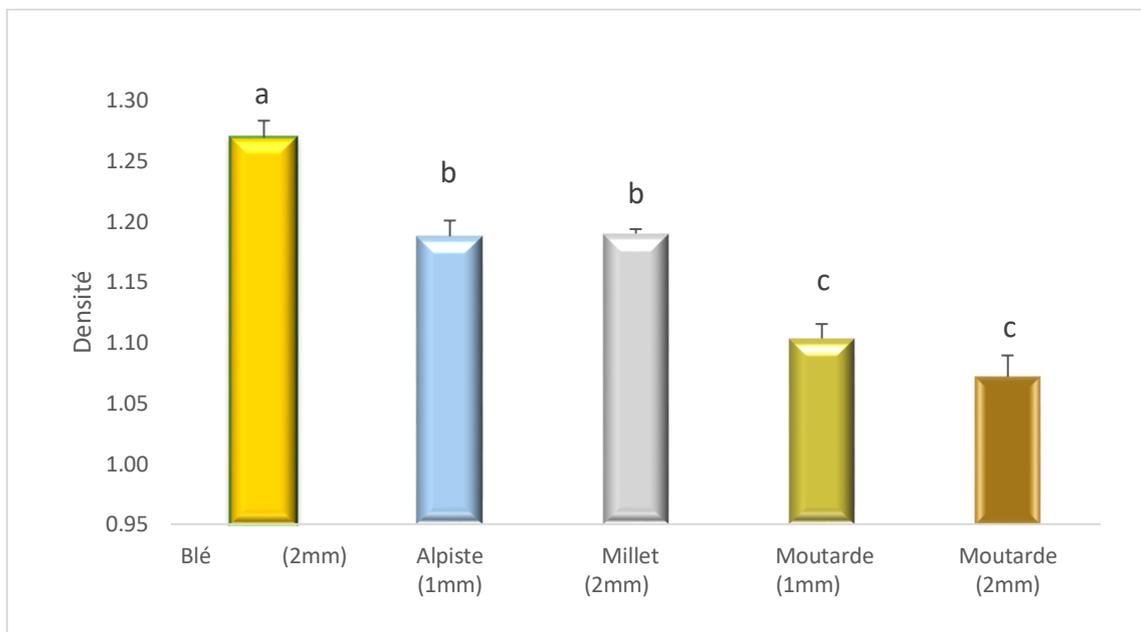


Figure 26: Densité des différentes graines.

Résultats et interprétation

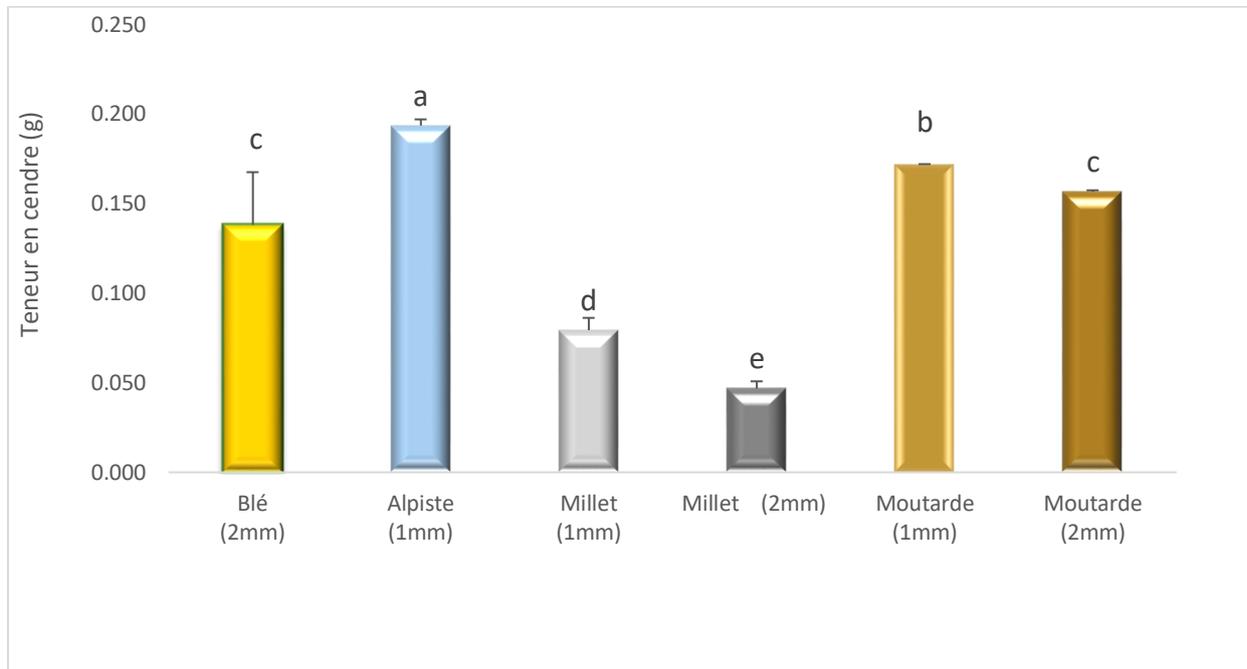


Figure 27: Teneur en cendre des différentes graines.

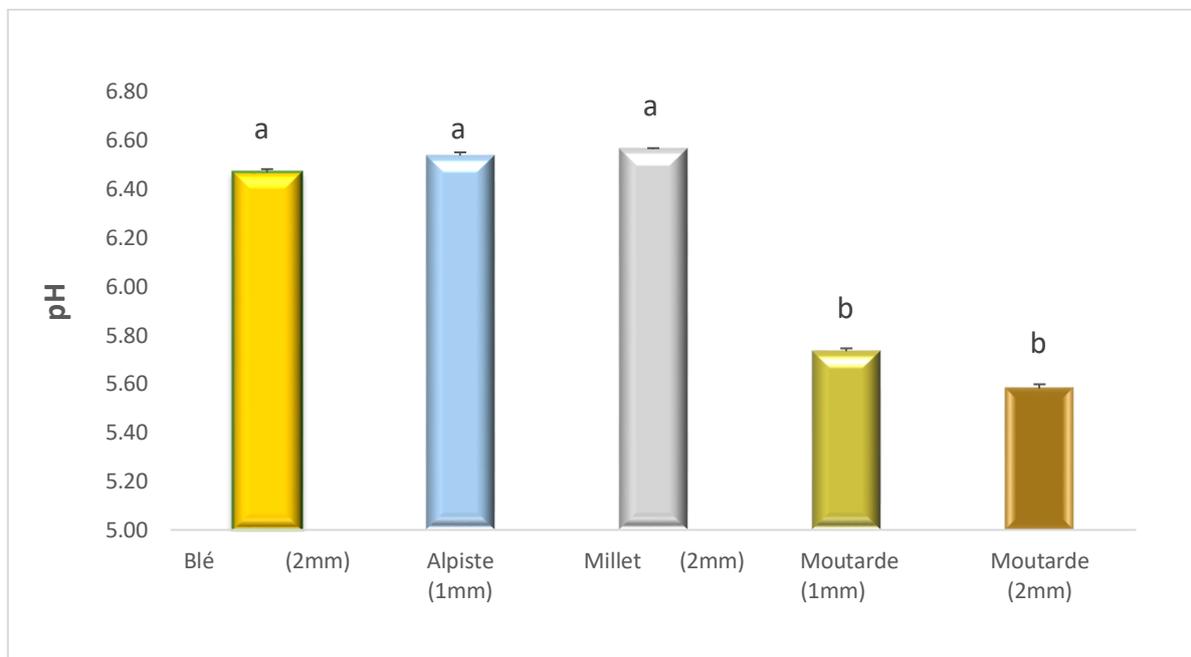


Figure 28: pH des différentes graines.

Résultats et interprétation

Tableau 4: La croissance de mycélium sur le PDA et milieu glucosé.

| Les échantillons | Mycélium obtenu | La numérotation des figures |
|-----------------------|--|-----------------------------|
| Echantillon 01 |  | Figure 29 |
| Echantillon 02 |  | Figure 30 |
| Echantillon 03 |  | Figure 31 |

Tableau 5: Le taux d'humidité des graines.

| Les graines | Taux d'humidité atteint (%) |
|-------------|-----------------------------|
| L'alpiste | 57.84 |
| Le blé | 42.78 |
| Le millet | 58.18 |
| La moutarde | 25.05 |

Résultats et interprétation

Tableau 6: Développement du mycélium de champignon de Paris sur les graines pendant 15 jours.

| Les graines | Apparition du mycélium | Développement du mycélium | | |
|-------------|------------------------------|---|--|---|
| L'alpiste | 2 ^{ème} jour |  |  |  |
| Le blé | 3 ^{ème} jour |  |  |  |
| Le millet | 4 ^{ème} jour |  |  |  |
| La moutarde | Aucune croissance mycélienne |  |  |  |

Résultats et interprétation

Tableau 7: Diamètre du mycélium "*Agaricus bisporus*" pendant les 15 jours d'incubation.

| Graines | Diamètre du mycélium (cm) | | |
|----------|---------------------------|-----|-----|
| | J4 | J7 | J15 |
| Alpiste | 3,6 | 8,5 | 8,5 |
| Blé | 2,4 | 8,5 | 8,5 |
| Millet | 1,5 | 6 | 8,5 |
| Moutarde | 0 | 0 | 0 |

Tableau 8: Le développement du mycélium de champignon de Paris sur le mélange des graines pendant 15 jours.

| Développement du mycélium | | |
|--|---|--|
| J4 | J7 | J15 |
|  |  |  |

Discussion

Discussion

Les graines de céréale sont généralement utilisées comme substrat très nourrissant pour l'*Agaricus bisporus* et constitue un moyen facile pour semer le champignon de Paris dans le compost en vue de la fructification (**Elise, 1979**).

Les champignons ont besoin pour leur croissance et leur développement du carbone, de l'azote, des éléments inorganique (macro et micro éléments), de vitamines et de facteurs de croissance (**Nyiransengiyumva, 2007**).

La quantité d'oxygène mise à la disposition du mycélium est un facteur important de son développement. Il est lié à la taille des particules. L'espace entre les particules déterminera la quantité d'air, et donc d'oxygène (**Nouar et Becila, 2021**).

Hadj Hafsi et Boudiaf en 2022 ont trouvé qu'un substrat dont la granulométrie est trop fine favorise une fermentation anaérobique ce qui est défavorable à la croissance des champignons. Dans ce travail, les graines étudiées (blé, millet, alpiste et moutarde) constituent le substrat du mycélium de l'*Agaricus bisporus*. Ces graines ont un diamètre qui varie entre 1 mm à 2 mm.

Si le substrat est trop dense ou trop aéré, le mycélium le colonisera difficilement. S'il n'est pas assez tassé ou trop tassé, le mycélium ne peut pas respirer : il a besoin d'oxygène et dégagera du gaz carbonique. Une concentration trop faible en O₂ et trop forte en CO₂ ralentira son taux de croissance (**Belitskiy et Krasnopol'skaya, 2000**). Selon nos résultats l'alpiste présente une colonisation par le mycélium des plus rapides comparées aux autres graines. Le blé est le deuxième substrat à être colonisé par le mycélium de l'*Agaricus bisporus*. L'avantage de l'alpiste est sa densité basse comparé au blé. Ceci rend les graines légères permettant alors une circulation de l'oxygène optimale entre les graines et donc une bonne prolifération mycélienne.

Cependant dans les tubes à vis aucune prolifération du mycélium n'est observée ceci peut être expliquer par un manque d'oxygénation du mycélium.

Pour croître le champignon de Paris a aussi besoin d'éléments minéraux. Ces éléments inorganiques sont considérés comme nutriment essentiel pour les champignons. Lorsqu'ils sont absents dans le milieu de culture ceci conduit à la réduction de leur croissance et de leur reproduction (**Garraway et Evans, 1991**). Les champignons peuvent absorber directement certains éléments minéraux comme le Calcium (Ca), nécessaire à la croissance mycélienne et à la fructification, le magnésium (Mg) (stimule le développement du mycélium), le soufre (S), le phosphore (P) et le potassium (K) (**Olivier, 1990**).

Discussion

Dans notre travail, la teneur en cendres des différentes graines a été évaluée. Les résultats obtenus montrent que l'alpiste est le plus riche en minéraux comparé aux autres graines. Ceci permet d'expliquer une prolifération rapide du mycélium comparée aux autres graines. Toujours dans la teneur en minéraux, le blé est en deuxième position après l'alpiste. De même la graine qui présente la vitesse de croissance du mycélium en deuxième position après l'alpiste c'est le blé.

Un autre paramètre à prendre en considération dans la croissance du mycélium de *l'Agaricus bisporus* est le pH. Selon **Lee et al, 2014**, le pH optimal pour la croissance mycélienne du champignon de Paris est compris entre 6 et 7.5.

Le blé, l'alpiste et le millet présentent un pH proche de 7 d'où la présence d'une croissance mycélienne. A l'inverse le pH de la moutarde très acide n'a pas permis la croissance du mycélium de *l'Agaricus bisporus*.

Conclusion générale

Conclusion Générale

Cette étude visait spécifiquement à comparer la vitesse de croissance du mycélium de *l'Agaricus bisporus* sur différentes graines tout en recherchant les causes. Pour cela le pH, la densité et les cendres ont été évalués afin de mieux comprendre leur impact sur la croissance du mycélium du champignon de Paris.

A l'issu de ce travail, nos résultats ont montré que la légèreté du grain, un pH optimal et sa richesse en cendre facilitaient la croissance du mycélium de *l'Agaricus bisporus*. Ces trois caractéristiques sont rencontrées dans les graines d'alpiste qui sont les plus performantes pour la croissance du mycélium de *l'Agaricus bisporus*. Le de blé et de millet viennent en deuxième position après l'alpiste. Les graines de moutarde n'ont pas permis de croissance du mycélium probablement due à l'acidité de la graine.

Compte tenu de ce travail, l'utilisation des graines d'alpiste comme milieu de culture du mycélium de *l'Agaricus bisporus* présente des résultats très encourageants. Ce travail peut faire l'objet d'autres travaux. Il est intéressant de poursuivre ce travail par l'utilisation d'autres graines afin de produire du blanc de champignon de Paris. Aussi, concernant la moutarde, un ajustement de pH permettra probablement une croissance du mycélium de *l'Agaricus bisporus*.

Références bibliographiques

- Adebayo, E. A., Alao, M. B., Olatunbosun, O. O., Omoleye, E. O., & Omisakin, O. B. (2014).** Yield evaluation of *Pleurotus pulmonarius* (oyster mushroom) on different agricultural wastes and various grains for spawn production. *Ife Journal of Science*, 16(3), 475-480.
- Belitskiy, I. V., Krasnopolskaya, L. M. (2000).** The edible and medicinal xylotrophic mushroom's spawn : growing technology and quality criteria. *Scientific journal "Gavrish"* 3 : 11-15. (in Russian).
- Boussaidi, N., Jouadi, W., & Hamrouni, S.** Effets de deux substrats (Marc de café et Grignons d'olives) sur la production de champignon de Paris (*Agaricus bisporus*, L.) dans la ferme de l'Ecole Supérieure d'Agriculture du Kef (Tunisie).
- Bram, V. N., & Janna, D. F. (2007).** Culture à petite échelle de champignons-2 : *Agaricus* et *Volvariella*. *Serie Agrodok*, 41.
- Callac, P. (1994).** Prospections pour la recherche d'*Agaricus bisporus* en France: contexte historique et scientifique, premiers résultats. *Bulletin trimestriel de la Société mycologique de France*, 110(3), 145-165.
- Callac, P., Theochari, I., & Kerrigan, R. W. (2000, October).** The germplasm of *Agaricus bisporus*: main results after ten years of collecting in France, in Greece, and in North America. In *II Balkan Symposium on Vegetables and Potatoes 579* (pp. 49-55).
- Cécile, S., & épouse Loizon, M. R. (2009).** Contribution à l'étude d'un canarien Tant Qu'un animal de Compagnie.
- Ciutton, L., Lamalle, D., & Prod'homme, M.** La Moutarde... mais pourquoi nous monte-t-elle au nez?!
- Chaffai, B., Ouchene, M., & Hamitou, M. (2019).** Essai de culture et multiplication de champignon de Paris *Agaricus bisporus* et de pleurote *Pleurotus citrinopileatus* à l'échelle de laboratoire.
- Del Pilar, A.M. Rodriguez, N. (2014).** Adaptation des températures élevées du champignon de Paris *Agaricus bisporus*. Thèse de doctorat. École doctorale des sciences de la vie et de la santé Spécialité Biologie végétale, l'université de Bordeaux, pp.17_18
- Delmas, J. (1989).** Les champignons et leur culture. Flammarion-La Maison Rustique.
- Djilali, M. E. D. J. D. O. U. B. (2021).** Étude comparative entre deux variétés de champignons comestibles (*Pleurotus ostreatus* et *Agaricus bisporus*) (Doctoral dissertation).
- Elliott, J. M. (1972).** Rates of gastric evacuation in brown trout, *Salmo trutta* L. *Freshwater Biology*, 2(1), 1-18.
- Ellis, J. J. (1979).** Preserving fungus strains in sterile water. *Mycologia*. 71: 1072-1075
- Feedorchinko, G. (2004).** Mushroom Production. *Horticulture Journal*. 6: 15-19. (in Russian).
- Garraway, M. O., & Evans, R. C. (1984).** Fungal nutrition and physiology. Wiley-Interscience.

Références bibliographiques

- Henning, k. , Jens .H .Petersen.,(2005).**, Les champignon dans la nature.
- Hulse, J. H., Laing, E. M., & Pearson, O. E. (1980).** Sorghum and the millets : their composition and nutritive value. Academicpress.
- Kerfez, K. Brik, O (2015).** Culture et clonage d'un tissu de champignon de paris (Agaricusbisporus).Mémoire présenté en vue de l'obtention du diplôme de//master.Département biologie et écologie végétale Université des Frères Mentouri, Co
- Largeteau, M. (2007).** La maladie de la môle sèche du champignon de couche, Agaricus bisporus. Variabilité du pathogène, Verticilliumfungicola, et perturbations morphologiques et transcriptionnelle chez son hôte (Doctoral dissertation, Pau).
- Legendre, L. (1998).**Numericalecology, 2nd edn. The Netherlands: Elsevier.
- Lee, B. J., Lee, M. A., Kim, Y. G., Lee, K. W., Lee, B. E., &Seo, G. S. (2014).**Characteristics and suitability of variouscereal grains in spawn production of button mushroom. 한국버섯학회지, 12(4), 237-243.
- Leiva, F. J., Saenz-Díez, J. C., Martínez, E., Jiménez, E., & Blanco, J. (2015).**Environmental impact of Agaricus bisporus mycelium production. Agricultural Systems, 138, 38-45.
- Martin, F. (2014).** Tous les champignons portent-ils un chapeau?: 90 clés pour comprendre les champignons. Tous les champignons portent-ils un chapeau?, 1-184.
- Miller, R. E., &Kananen, D. L. (1972).**Bipolarsexuality in the mushroom. MushroomSci, 8, 713-718.
- Nouar, I.Becila, S (2021).** Multiplication et Conservation de champignons de Paris (Agaricus bisporus). Mémoire présenté en vue de l'obtention du diplôme de//master. Département microbiologie Université des Frères Mentouri, Co.
- Nyiransengiyumva, C. (2007).** Effet de différents éléments minéraux sur la croissance et le développement du champignon Helminthosporium solani, agent responsable de la gale argentée de la pomme de terre (Doctoral dissertation, Université Laval).
- Olivier, J. M. (1990).** Les besoins des pleurotes cultivés. Bulletin de la Fédération Nationale des Syndicats Agricoles des Cultivateurs de Champignons, (45), 33-51.
- PhilippeSilaret FabienneMalagnac, (2013).** Le champignon redécouvert, Belin,p 232.
- Raper, C. A., Raper, J. R., & Miller, R. E. (1972).**Geneticanalysis of the life cycle of Agaricus bisporus. Mycologia, 64(5), 1088-1117.
- Savoie, J. M., & Mata, G. (2016).**GrowingAgaricusbisporus as a contribution to sustainable agricultural development. In MushroomBiotechnology (pp. 69-91). AcademicPress.
- Shamugam, S., &Kertesz, M. A. (2023).**Bacterial interactions with the mycelium of the cultivatedediblemushroomsAgaricusbisporus and Pleurotusostreatus. Journal of AppliedMicrobiology, 134(1), 1xac018.

Références bibliographiques

Sharma, V. P., & Kumar, S. (2011).Spawn production technology. MushroomsCultivation, Marketing and Consumption, Directorate of MushroomResearch (ICAR), Chambaghat, Solan, 35-42.

Singhal, S., Rasane, P., Kaur, S., Garba, U., Singh, J., Raj, N., & Gupta, N. (2019).Mushroomcultivation, processing and value-addedproducts: a patent basedreview. Recent Patents on Food, Nutrition & Agriculture, 10(1), 3-19.

Sinden, J. W. (1932). U.S. Patent No. 1,869,517. Washington, DC: U.S. Patent and Trademark Office.

Vedder, P. J. (1978). Modern mushroomgrowing. Educaboek.

Wahiba, H. H. N. B. (2022). Valorisation d'un substrat agro-industriel par la culture d'une souche de champignon comestible du genre Pleurotus (Doctoral dissertation, UNIVERSITE MOHAMED BOUDIAF-M'SILA).

Yang, Q., & Jong, S. C. (1987). A quick and efficient method of makingmushroomspawn. Mushroom Science, 12, 317-324.

Webographie:

<https://scholar.google.com>

- [http s://ndb.nal.usda.gov/ndb/search/list?qlooku p=11260&format=Full](http://ndb.nal.usda.gov/ndb/search/list?qlooku p=11260&format=Full). base de données nutritionnelle ,Département de l'Agriculture des États-Unis

Résumé

L'Agaricus bisporus plus connu sous le nom de champignon de Paris est l'un des champignons les plus cultivés au monde pour ses vertus nutritives et médicinales. Sa culture nécessite des étapes effectuées au laboratoire. Le champignon de Paris est d'abord purifié sur milieu PDA puis cultivé sur les graines. Le but de cette expérimentation consiste à comparer la vitesse de croissance du mycélium de l'*Agaricus bisporus* sur différentes graines (blé, alpiste, millet et moutarde). Dans ce travail la densité, des cendres, de pH des graines sont évaluées afin de mieux comprendre leur impact sur la vitesse de croissance du mycélium. Les résultats obtenus sont satisfaisants. Les graines d'alpiste ont donné les meilleurs résultats en termes de croissance et de densité, cela est dû à leur légèreté, leur pH optimal et leur richesse en cendres. En seconde position viennent les graines de blé et de millet. En revanche, les graines de moutarde n'ont pas permis de croissance du mycélium. Cela est probablement due à l'acidité de la graine. A la lumière de ce travail, l'utilisation des graines d'alpiste pour la croissance du mycélium de l'*Agaricus bisporus* présente des résultats très encourageants

Mots clés : *Agaricus bisporus*, substrat, graines, mycélium

ملخص:

فطر عيش الغراب المعروف أيضًا بفطر باريس، هو أحد أكثر أنواع الفطر المزروعة في العالم بسبب فوائده الغذائية والعلاجية. تتطلب زراعته عدة خطوات تتم في المختبر. يتم تنقيته أولاً على وسط PDA ثم يتم زراعته على حبوب مختلفة. تهدف هذه التجربة إلى مقارنة سرعة نمو الميسيليوم (الجدع الفطري) لفطر باريس على حبوب مختلفة (القمح وبنور الكناري والدخن والخردل). في هذه الدراسة، يتم تقييم كثافة ونسبة الرماد ودرجة الحموضة للبنور لفهم تأثيرها على سرعة نمو الميسيليوم. النتائج المتحصل عليها مرضية. أظهرت بذور الكناري أفضل النتائج من حيث النمو والكثافة، وذلك بسبب خفة الوزن والحموضة المتلى وارتفاع نسبة الرماد لديها. تأتي بذور القمح والدخن في المرتبة الثانية. في المقابل، لم تساعد بذور الخردل في نمو الميسيليوم، وذلك ربما بسبب حموضتها. في ضوء هذا العمل، فإن استخدام بذور الكناري لنمو الميسيليوم لفطر باريس يظهر نتائج مشجعة للغاية.

الكلمات المفتاحية: فطر باريس، ركيزة، بذور، فطر.

Abstract :

Agaricus bisporus, better known as the Paris mushroom, is one of the most cultivated mushrooms in the world due to its nutritional and medicinal properties. Its cultivation involves several laboratory steps. The button mushroom is first purified on a PDA medium and then grown on various seeds. The aim of this experiment is to compare the mycelium growth speed of *Agaricus bisporus* on different seeds (wheat, canary seed, millet, and mustard). In this study, the density, cindercontent and pH of the seeds are evaluated to better understand their impact on mycelium growth speed. The results obtained are satisfactory. Canary seeds yielded the best results in terms of growth and density, which can be attributed to their lightness, optimal pH and richness in cindercontent. Wheat and millet seeds rank second. However, mustard seeds did not allow for mycelium growth. This is probably due to the acidity of the seed. Based on this work, the use of canary seeds for *Agaricus bisporus* mycelium growth shows very promising results.

Keywords: *Agaricus bisporus*, substrate, seeds, mycelium.