



République Algérienne Démocratique et Populaire  
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique



## **Université Amar Telidji - Laghouat**

**FACULTE DES SCIENCES**

**DEPARTEMENT DES SCIENCES AGRONOMIQUES**

### **MEMOIRE DE MASTER**

**Présenté par M<sup>elle</sup> BENKATTAS OUASSILA**

**DOMAINE: SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE (SNV)**

**FILIERE: SCIENCES AGRONOMIQUES**

**OPTION: AGROALIMENTAIRE ET CONTRÔLE DE QUALITE**

#### **Thème**

**Culture des spores de *Agaricus bisporus*  
et caractérisation technologiques**

#### **Jury de soutenance:**

##### **Nom et Prénom**

Mr. LOUADI Mourad

Mme. AMRANI Ouarda

Dr. GOUDJAL Yacine

##### **Grade**

Maître Assistant "A"

Maître Assistant "A"

Maître de Conférences "A"

#### **Soutenu le:**

Juin 2017

##### **Qualité**

Président

Examineur

Rapporteur

**Session: juin 2017**



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية  
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي



جامعة عمار ثلجي – الأغواط

كلية العلوم

قسم علوم الفلاحة

## مذكرة ماستر

تقديم الطالبة: بن قطاس وسيلة

ميدان: علوم الطبيعة والحياة

شعبة: علوم الفلاحة

تخصص: صناعات غذائية و مراقبة نوعية

موضوع البحث

زراعة الأبواغ غاريقون ثنائي البوغ وخصائصه التكنولوجية

أعضاء لجنة المناقشة:

الاسم واللقب	الدرجة العلمية	الصفة
السيد : لعوادي مراد	أستاذ مساعد "أ"	رئيس
السيدة : عمران وردة	أستاذ مساعد "أ"	ممتحن
السيد: فوجال ياسين	أستاذ محاضر "أ"	مقررا

دورة: جوان 2017

## **TABLE DES MATIERES**

	Pages:
Résumés.....	I
ملخص.....	II
.Abstract.....	III
Remerciements.....	IV
Dédicaces.....	V
Liste des tableaux.....	VI
Liste des figures.....	VII
Liste des abréviations.....	IX
Introduction.....	01
<b>Partie I. Synthèse bibliographique</b>	
1. Aspects généraux sur <i>Agaricus bisporus</i> .....	03
1.1. Définition .....	03
1.2. Description de <i>Agaricus bisporus</i> .....	03
1.3. Classification .....	04
1.4. Cycle biologique .....	04
1.5. Valeur alimentaire .....	05
1.6. Production mondiale .....	07
2. Culture de <i>Agaricus bisporus</i> .....	08
2.1. Paramètres de culture .....	08
2.2. Principales contaminations et altérations .....	09
2.3. Production des spores et germination .....	11
2.4. Disponibilité du mycélium (le blanc) .....	12
2.5. Conditions de la propreté .....	13
2.6. Milieux de culture .....	13
2.7. Etapes de culture de <i>Agaricus bisporus</i> .....	13
2.7.1. Culture de démarrage le (blanc mère) .....	13
2.7.2. Inoculation et incubation .....	14
2.7.3. Processus de compostage .....	15
2.7.4. Le gobetage .....	17
2.7.5. La fructification et la récolte .....	17

2.8. Installations d'une unité de production du champignon.....	17
3. Technologie de conservation de <i>Agaricus bisporus</i> .....	18
3.1. Conservation par le froid .....	19
3.2. Conservation par enrobage .....	19
3.3. Conservation en marinades .....	19
3.4. L'appertisation .....	20
3.5. Réduction de l'activité de l'eau et séchage .....	20
<b>Partie II. Matériel et méthodes</b>	
1. Culture des spores de <i>Agaricus bisporus</i> .....	22
1.1. Milieux de culture gélosés.....	22
1.2. Obtention de la culture pure.....	22
1.3. Préparation du semis .....	24
1.4. Suspension de spores .....	25
1.5. Inoculation du blé et incubation.....	26
1.6. Compostage.....	27
1.7. Pasteurisation du compost et ensemencement .....	28
1.8. Le gobetage.....	28
1.9. La fructification.....	29
2. Caractérisation du champignon hypogé .....	30
2.1. Caractéristiques morphologiques du champignon hypogé .....	30
2.2. Teneur en eau.....	30
2.3. Taux de cendres .....	30
2.4. Déshydratation osmotique et séchage complémentaire .....	31
2.5. Détermination du taux de brunissement.....	32
2.6. Réhydratation .....	34
<b>Partie III. Résultats et discussions</b>	
1. Résultats de la culture des spores de <i>Agaricus bisporus</i> .....	36
1.1. La culture pure .....	36
1.2. Résultats de l'inoculation .....	38
1.3. Résultats du compostage .....	40
1.4. Résultats de la culture de <i>Agaricus bisporus</i> .....	44
2. Résultats de la caractérisation du champignon hypogé <i>Agaricus bisporus</i> .....	45
2.1. Caractères morphologiques du champignon hypogé .....	45

2.2. Teneur en eau .....	46
2.3. Taux de cendres.....	46
2.4. Résultats de la déshydrations osmotique et du séchage complémentaire.....	46
2.5. Résultats de Taux de brunissement.....	49
2.6. Résultats de la réhydratation.....	51
Conclusion.....	54
Références bibliographiques.....	55
Annexes.....	67

# **Titre : La culture des spores de *Agaricus bisporus*, et caractérisation technologique**

**Nom:** BENKATTAS

**Prénom:** Ouassila

**Encadreur:** Dr. GOUDJAL Yacine

## **Résumé**

La culture des champignons connaît un développement remarquable dans notre pays, particulièrement le champignon de *Agaricus bisporus*. Il est passé d'une simple culture expérimentale jusqu'à son développement et cela pour essayer de réduire les quantités importées de ce champignon.

L'objectif principal de cette étude est de cultiver des spores de champignon de *Agaricus bisporus* et d'avoir le blanc inoculé sur blé qu'on va l'utiliser comme semence de champignon. La culture de *Agaricus bisporus* nécessite un composte de fumé de cheval et de pailles de blé, avec des conditions agricoles adéquates. Le travail a porté également sur l'étude des caractéristiques technologiques du champignon, qui a porté sur le mesurer de la teneur en eau, du taux de cendre et de quelques méthodes de conservation tel que la déshydrations osmotique et le séchage, ainsi que l'effet du métabisulfite sodium sur le champignon séché.

**Mots clés :** *Agaricus bisporus*, culture, composte, inoculation, spores, séchage, réhydratation.

## العنوان: زراعة الأبواغ غاريقون ثنائي البوغ وخصائصه التكنولوجية

المؤطر: د. قوجال ياسين

الإسم: وسيلة

اللقب: بن قطاس

### الملخص:

تشهد زراعة الفطر على مستوى الوطن تطور ملحوظ بالأخص الفطر غاريقون ثنائي البوغ، حيث انتقلت من زراعة تجريبية إلى تطوير و زيادة المساحات المزروعة من أجل التقليل من الكميات المستوردة. الهدف الرئيسي من هذه الدراسة هو إنتاج أبواغ الفطر غاريقون ثنائي البوغ الذي يتبين نجاحه من خلال الحصول على المشيجة الأم . المزروعة على بعض الحبوب من القمح التي ستنتقل إلى أوساط مختلفة كسماد العضوي والمتكون من سماد الأحصنة والقش، وتوفير الظروف الزراعية المثلى لهذا الفطر، أما الهدف الثاني هو دراسة الخصائص التكنولوجية للفطر والتي تتمثل في قياس نسبة الماء والمعادن و طريقة الحفظ بالتجفيف، بالإضافة إلى تأثير بيروكبريتيت الصوديوم في لون وجودة الفطر بعد عملية التجفيف.

الكلمات المفتاحية: غاريقون ثنائي البوغ، زراعة، السماد العضوي، التطعيم، أبواغ التجفيف، الإماهة.

**Title: Spore Culture *Agaricus Bisporus* And Characterization  
Thecnologique**

**Name: BENKATTAS**

**First name: Ouassila**

**Directed by: Dr. GOUDJAL Yacine**

## **Abstract:**

The culture of mushrooms knows a remarkable development in our country, particularly the mushroom of *Agaricus bisporus*. It passed of a simple experimental culture until sound develop and it to try to reduce the quantities imported by this mushroom.

The main objective of this study is to cultivate spores of mushroom of *Agaric bisporus* and to have the white inoculated on wheat that we go the used as the seed of mushroom. The culture of *Agaric bisporus* requires one stamps (composts) of smoked by horse and by wheat straws, with adequate agricultural conditions. The second purpose is to study the technological characteristics of the mushroom, which consists in measuring its moisture content, its rate of ash and the methods of preservation such as the drying, and to know the effect of the métabisulfite sodium on the mushroom after the drying.

**Keywords :** *Agaricus bisporus*, culture, stamps, inoculation, spores, drying, rehydration.

## Remerciements

*Avant de commencer la présentation de ce travail, je profite de l'occasion  
Pour remercier toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la  
réalisation de ce projet de fin d'études.*

*Je tiens à exprimer mes vifs remerciements pour mon  
encadreur, M. GOUDJAL Yacine, Maître de Conférences "A" au département  
des sciences agronomiques de l'université Amar Telidji de Laghouat, d'avoir  
accepté de m'encadrer, ainsi que pour son soutien, ses remarques pertinentes et  
son encouragement.*

*Je tiens à remercier aussi Madame AMRANI Ouarda Maître Assistant "A" au  
département des sciences agronomiques de l'université Amar Telidji Laghouat.*

*Mes remerciements s'adressent à Monsieur LAOUADI Mourad Maître  
Assistant "A" au département des sciences agronomiques de l'université Amar  
Telidji Laghouat, de m'avoir honoré en acceptant de juger notre modeste travail.*

*Mes remerciements vont aussi à tous mes professeurs, enseignants et toutes  
les personnes qui m'ont soutenus jusqu'au bout, et qui n'ont pas cessé de me  
donner des conseils très importants en signe de reconnaissance.*

## *Dédicaces*

*Que ce travail témoigne de mes respects :*

*A mes parents :*

*Grâce à leurs tendres encouragements et leurs grands sacrifices, ils ont pu*

*Créer le climat affectueux et propice à la poursuite de mes études.*

*Aucune dédicace ne pourrait exprimer mon respect, ma considération et*

*Mes profonds sentiments envers eux,*

*Je prie le bon Dieu de les bénir, de veiller sur eux, en espérant qu'ils seront*

*Toujours fiers de moi.*

*A ma sœur BENKATTAS Amel*

*A la famille BENKATTAS.*

*Ils vont trouver ici l'expression de mes sentiments de respect et de*

*Reconnaissance pour le soutien qu'ils n'ont cessé de me porter.*

*A tous mes professeurs :*

*Leur générosité et leur soutien m'oblige de leurs témoigner mon profond*

*Respect et ma loyale considération.*

*A tous mes amis et mes collègues :*

*Ils vont trouver ici le témoignage d'une fidélité et d'une amitié infinie.*

*BENKATTAS OUASSILA*

## Liste des tableaux

	Page:
<b>Tableau 1.</b> Analyse proximale de <i>Agaricus bisporus</i> et <i>Agaricus bitorquis</i> .....	06
<b>Tableau 2.</b> Espèces de champignons, marges de température de croissance du mycélium, de sa fructification et les techniques à appliquer au substrat.....	09
<b>Tableau 3.</b> Résultats des caractères morphologiques du champignon hypogé .....	
<b>Tableau 4.</b> Les résultats des composés du brunissement (enzymatique ou non enzymatique) du champignon sec .....	

## *Liste des figures*

	Page:
<b>Figure1.</b> Le cycle de vie de <i>Agaricus bisporus</i> .....	05
<b>Figure2.</b> Photographie des semis contaminés par <i>Sporendonema purpurascens</i> .....	11
<b>Figure3.</b> Cycle de production des spores de <i>Agaricus bisporus</i> .....	12
<b>Figure4.</b> Photographie de composte avant (1) et après 20 jours (2).....	16
<b>Figure5.</b> Photographie des semences du champignon de paris blanc ( <i>Agaricus bisporus</i> ) d'un kit de culture importée de France.....	22
<b>Figure 6.</b> Photographie montrant la préparation des boîtes de Pétri pour la culture de démarrage de <i>Agaricus bisporus</i> .....	23
<b>Figure 7.</b> Photographie de montrant la culture de départ de tissu de champignon sur milieu PDA en boîte de Pétri.....	24
<b>Figure 8.</b> Photographie montrant quelques étapes de préparation du substrat, (1) grains (Ca CO <sub>3</sub> ), (2) mise en flacons en verre autoclavable, (3) stérilisation par autoclavage.....	25
<b>Figure 9.</b> Photographie montrant la préparation des échantillons et l'inoculation par une seringue stérile.....	26
<b>Figure 10.</b> Photographie montrant le composte utilisé.....	27
<b>Figure 11.</b> Photographie montrant l'ensemencement de composte avec le mycélium.....	29
<b>Figure 12.</b> Photographie montrant le mycélium que traversé la couche de gobetage.....	29
<b>Figure 13.</b> Photographie montrant l'opération de blanchiment du champignon hypogé <i>Agaricus bisporus</i> .....	31
<b>Figure 14.</b> Schéma du protocole expérimentale de déshydrations osmotique du champignon de Paris <i>Agaricus bisporus</i> .....	33
<b>Figure 15.</b> Photographie montrant les composées du brunissement du champignon paris <i>Agaricus bisporus</i> séchée .....	34
<b>Figure 16.</b> Photographie montrant la réhydratation du champignon <i>Agaricus</i> <i>bisporus</i> .....	35
<b>Figure 17.</b> Influence du milieu de culture sur la croissance radiale de <i>Agricus bisporus</i> ...	36
<b>Figure 18.</b> Photographie montrant la croissance mycélienne de <i>Agaricus bisporus</i> sur le milieu PDA.....	37
<b>Figure19.</b> Photographie montrant l'envahissement du blé par le mycélium de <i>Agaricus</i> <i>bisporus</i> .....	38

<b>Figure 20.</b> Pourcentage d’envahissement de <i>Agaricus bisporus</i> sur le blé pour différente concentration de suspension de spores .....	39
<b>Figure 21.</b> Photographie montrant la couleur du composte utilisé pour la culture de <i>Agaricus bisporus</i> .....	41
<b>Figure 22.</b> Evaluation de la température durant le processus de compostage .....	42
<b>Figure 23.</b> Evolution du pH durant le processus de compostage.....	43
<b>Figure 24.</b> Photographie montrant le mycélium traversant la couche de composte.....	44
<b>Figure 25.</b> Photographie montrant la cueillette de <i>Agaricus bisporus</i> .....	45
<b>Figure 26.</b> Courbe de séchage montrant la perte de poids en fonction du temps.....	47
<b>Figure 27.</b> Photographie montrant le champignon hypogé <i>Agaricus bisporus</i> après déshydratation osmotique et séchage complémentaire .....	48
<b>Figure 28.</b> Résultats du taux de brunissement des champignons séchés avec ou sans sulfitage.....	49
<b>Figure 29.</b> Photographie montrant des champignons traités avec le méta bisulfite de sodium puis sèches .....	50
<b>Figure 30.</b> Photographie montrant des champignons non traités avec le méta bisulfite de sodium puis sèches .....	50
<b>Figure 31.</b> Courbe de réhydrations du champignon séché .....	51
<b>Figure 32.</b> Photographie montrant la réhydrations d’un champignon séché.....	52

## *Introduction*

---

## *Liste des abréviations*

**Aw** : Activité de l'eau

**FAO**: Food and Agriculture Organisation

**UFC**: Unités Formant Colonies

**HR**: Humidité relative

**DO**: Densité optique

**A.O.A.C**: Association Of Official Analytical Chemists

**ITCMI** : Institut Technique des Cultures maraîchères et Industrielles

## **Introduction**

La croissance démographique mondiale implique une augmentation de plus en plus importante de la consommation de viande, et par conséquent, une intensification de l'élevage pour subvenir aux besoins en protéines alimentaires doit être prise en considération. On s'accorde à penser que l'accroissement des productions de protéines d'origine végétale ne vont pas suffire pour couvrir ces besoins. Il est donc nécessaire d'envisager les possibilités offertes par les protéines des microorganismes tels que les bactéries, les levures et les champignons (Alexander et al ,2002).

Pour cette raison, et sous le terme de "biotechnologie" sont rassemblées des techniques spécifiques "informées" par les progrès de la microbiologie, de la biochimie, de la biologie cellulaire et moléculaire, de la génétique, du génie chimique et de l'informatique... Celles-ci ont en commun le fait qu'elles sont partie prenante dans un "procédé biotechnologique", c'est à dire la production à grande échelle d'un "produit d'intérêt" comme les champignons comestible (Amolds, 1991).

Des essais de culture de champignons ont été réalisés dans les temps anciens, mais ils ont souvent échoué parce que leur nature biologique n'était pas comprise. Les premiers documents sur le sujet mentionnent que le champignon «Oreille de Judée» est cultivé depuis 600 ans après J.-C. (FAO.2004)

La culture des champignons présente de nombreux avantages: elle n'exige pas de terre arable, puisqu'on les cultive sur des déchets agricoles transformés en engrais et conditionneurs de sol; de plus, les champignons constituent un apport supplémentaire de protéines, de vitamines indispensables et de minéraux; en plus, elle procure des revenus non négligeables (FAO, 2007).

La flore mycologique de l'Algérie est très riche d'un grand nombre d'espèces, parmi lesquelles certains sont comestibles et d'excellentes qualités, et commercialisées depuis longtemps. Une cinquantaine d'espèces se trouvent sur le territoire algérien notamment au centre et au Nord-Ouest, dont trente sont très fréquemment rencontrées dans le bois, présentant les meilleures qualités organoleptiques (ITCMI., 2014).

L'unité ZACCAR à Oran est une société avec une capacité de production actuelle qui ne dépasse pas les 2 à 3 tonnes de champignons frais par trimestre. La culture du champignon a été introduite à Oran à l'époque coloniale par les Espagnols et les Français. Elle se pratiquait dans des grottes, des tunnels et autres galeries aux quartiers de "Ras El Ain", "Sanawbar" et "Sidi El Houari". Toutefois, la production ne subvenait pas aux besoins (Benarab., 2012).

L'objectif de notre travail est de réussir une culture de spores du champignon *Agaricus bisporus*. Et obtention d'un mycélium inoculé sur un milieu PDA qui sera transféré sur différentes sources de blanc. La réussite de la culture va dépendre de la sélection du substrat le plus adéquat ; Pour notre étude. Une caractérisation du champignon hypogé va faire le deuxième objectif de notre étude ainsi que la déshydratation osmotique et le séchage complémentaire, pour conserver le champignon hypogé.

Ce mémoire est subdivisé en trois chapitres :

Le premier chapitre représente une synthèse bibliographique qui porte sur les recherches faites dans ce domaine.

Le deuxième chapitre présente une description du matériel fongique, le matériel végétal, et les méthodes d'analyses suivies lors de cette expérimentation.

Le troisième chapitre comporte la partie des résultats obtenus dans notre étude et leur discussion.

Et enfin, nous terminerons ce travail par une conclusion et des perspectives.

## *Synthèse bibliographique*

---

## Partie I. Synthèse bibliographique

### 1. Aspects généraux sur *Agaricus bisporus*

#### 1.1. Définition

L'espèce *Agaricus bisporus* est un champignon de *basidiomycètes* de la famille des *Agaricaceae*. C'est un champignon connu sous le nom de « champignon de Paris » ou « champignon de couche ». Il est facile à cultiver dans les champignonnières, il se spécifie des autres champignons par la rapidité et la grande rentabilité de sa culture (Bouchet et al., 1999).

Ce champignon pousse à l'état naturel au début de l'été ou en automne sur les sols gras, le fumier, les jardins, les pâtures, et dans la forêt (Marshall et Nair, 2009).

*Agaricus bisporus* est l'espèce de champignon la plus consommée par l'homme. La mycologie donne une idée globale sur la culture de *Agaricus bisporus* afin d'assurer un accès facile à une source de nourriture importante et savoureuse. Ces champignons poussent presque toujours dans des pièces sobres et humides (Bouchet et al., 1999).

On trouve dans le marché de nombreuses variétés de champignon de Paris qui se différencient par la couleur de leurs chapeaux ; à savoir le blanc ou le brun foncé, et par l'aspect de leurs cuticules lisses et écailleuses (Dittriche et Grau, 2000).

#### 1.2. Descriptions de *Agaricus bisporus*

*Agaricus bisporus* est un champignon d'automne. Le chapeau (8,5 cm de diamètre) est blanc, pâle, convexe et sec, à cuticule séparable, lisse, glabre, et à marge lisse enroulée vers l'intérieur, puis devient cannelée avec l'âge. La chair est blanche à brunâtre, épaisse. Les lames et lamelles sont libres, serrées, brunâtres. Le pied (5 cm de haut) est blanc crème, teinté de mèches soyeuses, robuste, muni d'un anneau blanc, retombant, bulbeux et enraciné à la base (El-Assfour et al., 2005).

*Agaricus bisporus* est une espèce à spores brunes, elliptiques, de 6 à 8 × 4,5 à 5,8 µm. Ce champignon est souvent rencontré dans les jardins amendés, zones de fumure naturelle bien décomposée, compost, appréciant la litière de cyprès (Jian et al., 2011).

### 1.3. Classification

Le *Agaricus bisporus* est un champignon classé parmi les organismes les plus spéciaux sur terre. Morphologiquement, il est extrêmement diversifié des levures unicellulaires, à la forme hyphale filamenteuse et il a une grande variété de structures fructifères (Banafsheh, 2014).

Il joue un rôle important dans la santé humaine, la foresterie, l'agriculture, l'industrie, l'alimentation et l'environnement (Bouchet et al., 1999) et il fait partie intégrante du cycle des nutriments et des éléments de l'écosystème mondial (Jian et al., 2011). Dans les environnements naturels, de nombreux champignons poussent des corps fructifères bien visibles pour la reproduction et la dispersion. Certains de ces champignons fruitiers ont été recueillis pour des compléments alimentaires (Jian et al., 2011).

Les champignons sont aujourd'hui classés dans leur propre règne : celui des champignons, le "champignon de Paris" ou "champignon de couche" fait partie du groupe des basidiomycètes que l'on reconnaît par leurs lamelles sous le chapeau Chaboud (2013). Son nom latin est *Agaricus bisporus*. selon Banafsheh (2014). Sa classification précise est la suivante

- Division : *Basidiomycota*
- Classe : *Homobasidiomycetes*
- Sous-classe : *Agaricomycetideae*
- Ordre : *Agaricales*
- Famille : *Agaricaceae*
- Genre : *Agaricus*
- Espèce : *Agaricus bisporus*

### 1.4. Cycle biologique

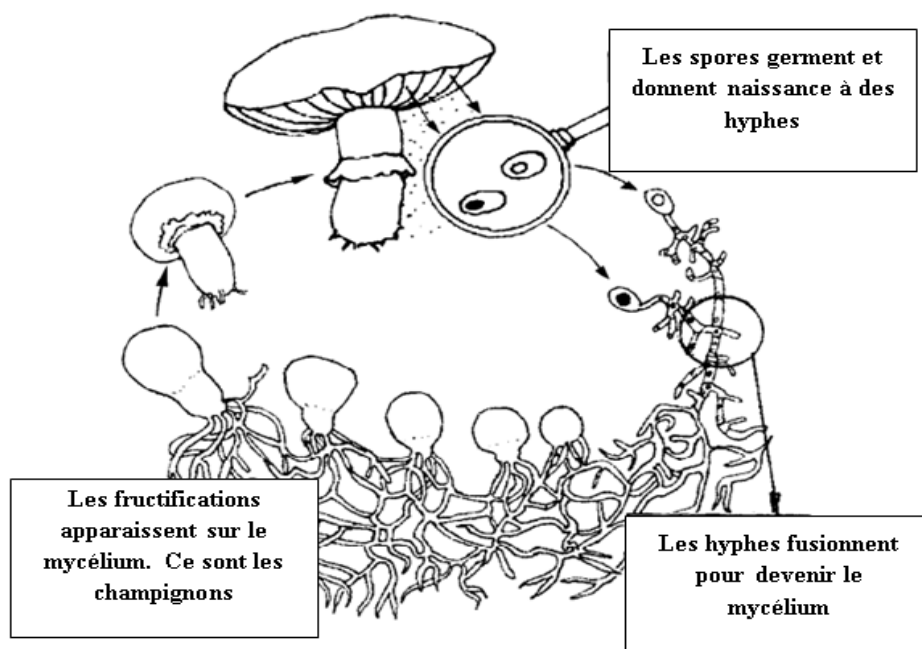
*Agaricus bisporus* se reproduit en produisant des spores ou par la croissance mycélienne. Lorsqu'une spore trouve un milieu favorable, il germe et se ramifie en mycélium. Lorsque deux mycéliums sexuellement compatibles se rencontrent, ils fusionnent et produisent

un mycélium dit secondaire, lequel est en mesure de produire des fructifications (Nieuwenhuijzen, 2007).

Le mycélium végétatif de *Agaricus bisporus* est constitué par un ensemble de filaments (ou hyphes) envahissant les zones superficielles du sol ou du substrat. Comme de nombreux champignons comestibles, *Agaricus bisporus* peut être propagé par bouturage (multiplication végétative). Dans ce procédé, de petits fragments de mycélium végétatif hétérocaryotique sont prélevés et utilisés pour inoculer des substrats riches en matières organiques et ainsi générer de nouveaux mycéliums pouvant différencier les organes de fructification ou sporocapes (produit consommé) (figure 1) (Banafsheh, 2014).

Le mycélium colonise le compost en utilisant les matières nutritives présentes. C'est ce qu'on appelle l'envahissement du blanc. Lorsque certains nutriments viennent à manquer ou si les conditions météorologiques changent, le mycélium entre dans une phase différente: celle de la reproduction sexuelle. Une température d'environ 25°C est idéale pour l'envahissement du blanc chez la plupart des espèces de *Agaricus bisporus*.

L'environnement peut aussi stimuler la croissance du mycélium: une forte concentration de CO<sub>2</sub> lui est favorable (mais pas à la fructification) (Nieuwenhuijzen, 2007).



**Figure 1.** Le cycle de vie de *Agaricus bisporus* (Nieuwenhuijzen, 2007).

### 1.5. Valeur alimentaire

Les champignons sont une bonne source de Vitamine B, C et D, y compris la niacine, la riboflavine, la thiamine et le folate, et divers minéraux incluant le potassium, le phosphore, le calcium, le magnésium, le fer et le cuivre. Ils sont riches en hydrates de carbone, mais sont faibles en graisse et en fibres, et ne contiennent pas d'amidon (Saiqa et al., 2008).

En outre, les champignons comestibles sont une excellente source de protéines ; Ils contiennent plus de protéines que les haricots rouges, et ils ont tous les acides aminés essentiels. Certains Champignons ont des avantages médicaux de certains polysaccharides, qui sont connus pour stimuler le système immunitaire (Marshall et Nair, 2009).

L'analyse proximale de *Agaricus bisporus* et *Agaricus bitorquis*, montre sa composition chimique et nutritive (Tableau1).

**Tableau 1.** Analyse proximale de *Agaricus bisporus* et *Agaricus bitorquis* (Saiqa et al.,2008).

Paramètres	<i>Agaricus bisporus</i>	<i>Agaricus bitorquis</i>
<b>Humidité (%)</b>	5.9 ± 0.12	12.1 ± 0.13
<b>Cendre (%)</b>	11.01 ± 0.26	10.11 ± 0.10
<b>Protéine (%)</b>	16.4 ± 0.01	19.53 ± 0.01
<b>Glucides (%)</b>	56.47 ± 0.21	39.94 ± 0.17
<b>Lipide (%)</b>	26.21 ± 0.17	36.09 ± 0.36
<b>Cellulose (%)</b>	62.25 ± 1.24	61.92 ± 1.17
<b>Tannin (mg / g)</b>	3.797 ± 0.12	3.797 ± 0.31
<b>Oxalate (mg / g)</b>	0.667 ± 0.01	0.539 ± 0.02
<b>Valeur énergétique (kcal/100g)</b>	499.52 9.32	520.99 ± 9.91

Les champignons contiennent plus de sels minéraux que la viande et les poissons, et près de deux fois plus que les légumes les plus communs. Ils renferment deux fois plus de

protéines que les asperges et la pomme de terre, quatre fois plus que les tomates et les carottes et six fois plus que les oranges (Ould Bouamama, 1988).

Les champignons ajoutent de la saveur aux aliments de base et sont un aliment précieux en soi. Ils sont souvent considérés comme un substitut de la viande, avec au moins une valeur nutritive comparable à de nombreux légumes (Saiqa et al., 2008).

La consommation de champignons peut constituer un apport précieux aux régimes souvent déséquilibrés des populations des pays en développement (Serrurier, 2008). Les champignons frais ont une teneur en eau élevée (environ 90%) (Marshall et Nair, 2009)

### **1.6. Production mondiale**

La production mondiale de champignon de couche s'élève à 3.3 millions de tonnes, dont 45% sont produites en Chine. L'Union Européenne (UE) en produit pour sa part 1.2 million de tonnes, soit 36% du total mondial. La Pologne est aujourd'hui le premier producteur de l'UE, suivie de près par les Pays-bas qui destine une part importante de sa production à l'industrie de transformation (Serrurier, 2008).

Les nécessités alimentaires et l'accroissement de la population mondiale ont généré de nouvelles alternatives de production et de consommation de champignons. Actuellement, il y a approximativement plus de 1 000 variétés de champignons comestibles sur le marché mondial, mais moins de 20 espèces sont largement utilisées comme nourriture et seulement 8 à 10 espèces sont régulièrement cultivées en quantités significatives. Parmi eux, on cite *Agaricus bisporus*, *Agaricus bitorquis*, *Lentinula edodes*, *Pleurotus sp.*, *Auricularia sp.*, *Volvariella volvaceae* (Navarro Rodriguez, 2014).

Actuellement, la production mondiale dépasse les 7 millions de tonnes de champignons comestibles frais cultivés par an, dont la valeur économique approximative dépasse les 30 billions de dollars. Le taux moyen d'accroissement annuel de leur production est supérieur à 11% (Banafsheh, 2014). C'est le plus important en fonction des volumes de production car entre les années 1965 et 1997 leur production totale a été multipliée dans le monde par plus de 18 fois, de 350,000 tonnes en 1965 à presque 6, 160,800 tonnes en 1997 (Navarro Rodriguez, 2014).

## 2. Culture de *Agaricus bisporus*

### 2.1. Paramètres de culture

Le pic de production et d'abondance de carpophores est observé pendant la saison des pluies et il se réduit en saison sèche, pendant laquelle il n'existe généralement que les espèces tolérantes à la sécheresse (Straatsma et al., 2001). L'abondance des espèces a une plus forte corrélation avec les précipitations (pluie) qu'avec la température, la vitesse du vent et l'humidité relative (Osemwegie et Okhuoya, 2011).

Le climat local (surtout les précipitations) a un rôle dans la structuration de la diversité des communautés de champignons à travers un réseau complexe de mécanismes de régulation, de stimulation et d'induction qui entraîne la fructification (Munguia et al., 2006).

L'étendue spatiale et temporelle dans laquelle chaque variable climatique influence la phénologie de la fructification des champignons dans la végétation naturelle, semi naturelle et artificielle est mal comprise. Il faudra plus de recherche pour comprendre la dynamique des voies écophysologiques et biochimiques (Osemwegie et Okhuoya, 2011).

La fructification par une diminution marquée de la température, phénomène connu sous le nom de « choc froid », est bien connu au laboratoire. Ce phénomène semble également important pour initier *in situ* la fructification des champignons comestibles et pourrait aider à optimiser la récolte (Pinna et al., 2010).

Les facteurs clés stimulant la fructification sont: les variations de température, un taux élevé d'humidité, la carence d'un nutriment, la concentration de CO<sub>2</sub> dans l'air, la lumière et le choc thermique (Nieuwenhuijzen, 2007).

Selon Arrol et Blake (2000), la température optimale pour la croissance mycélienne de *Agaricus bisporus* est de 23 à 25°C, alors que pour la production de corps de fruits, elle est de 15 à 20°C. Le taux de croissance du mycélium diminue rapidement au-dessus de 25°C. La tolérance à la chaleur diffère d'une souche à une autre, mais la plupart des souches ne poussent guère au-dessus de 32°C et meurent à 34°C (Gandy, 1999).

La température est donc un des paramètres physiques les plus importants dans l'évolution du champignon (tableau 2). Il définit les propriétés fondamentales d'une espèce et joue un rôle important dans beaucoup de mécanismes physiologiques complexes de la fructification de *Agaricus bisporus* (Navarro Rodriguez, 2014).

**Tableau 2.** Espèces de champignons, marges de température de croissance du mycélium, de sa fructification et les techniques à appliquer au substrat (Nieuwenhuijzen, 2007).

		<b>Caractéristiques thermiques de <i>Agaricus bisporus</i></b>	
<b>Température de traitement</b>	10-32°C	L'intervalle de température de viabilité du mycélium.	
	20-28 °C	La marge de température de croissance idéale pour l'incubation	
	10-20 °C	La marge de température requise pour la fructification	

## 2.2. Principales contaminations et altérations

*Verticillium fungicola* est une espèce de champignon qui affecte le *A. bisporus*. La maladie s'appelle « la bulle sèche », elle fait apparaître une cannelle brune sur la capsule du fruit du champignon. La propagation de cette maladie entraîne une forte perte de rendement. Les champignons deviennent déformés avec des stipes incurvés et des gobelets qui se développent asymétriquement (Komon-Zelazowska et al., 2007).

Un autre champignon appelé *Mycogyne* sp. récemment connu ; peut s'introduire avec un mycélium grisâtre qui pousse et étouffe les fruits de champignons. Si *A. bisporus* est attaqué par ce champignon avant qu'il pousse, ceci va empêcher l'expansion des têtes d'épingle de *A. bisporus*. Le contrôle de contamination peut se faire par observation et par prise de mesure d'hygiène. Les plateaux touchés doivent être retirés de la salle de culture et les matériaux doivent être brûlés (Musanga, 2002).

L'infection par *Trichoderma spp* dans des basidiomycètes comestibles est connue depuis longtemps (Komon-Zelazowska et al., 2007). Une maladie de la moisissure verte de *Agaricus* a commencé en Irlande du Nord en 1985 et s'est rapidement répandue dans les fermes d'Europe et a rapidement été remplacée par des épidémies subséquentes en 1986 en

Angleterre, en Écosse en 1987, aux Pays-Bas en 1994, en France en 1997 et en Espagne en 1998 (Hermosa et al., 1999 ; Mamoun et al., 2000). Cette maladie s'est également produite aux États-Unis et au Canada (Castle et al., 1998), ce qui a entraîné d'importantes pertes économiques. L'escalade des moisissures vertes a fait émerger de vastes efforts de recherche pour identifier et étudier l'agent causal (Castle et al., 1998, Krupke et al., 2003).

La moisissure verte provoque des pertes économiques non seulement chez *Agaricus*, mais aussi dans les cultures de *Pleurotus* et *Lentinula* (Sharma et Vijay, 1996). Des cas graves de maladies des moisissures vertes chez *Pleurotus ostreatus* dans les élevages de champignons ont également été détectés en Corée du Sud, en Italie, en Hongrie et en Roumanie (Hatvani et al., 2007). Les agents causaux de cette maladie étaient deux espèces de *Trichoderma* apparentées génétiquement, mais phénotypiquement très différentes. Elles ont été identifiées comme *Trichoderma pleurotum* et *Trichoderma pleuroticola*. d'*Hypocrea* / *Trichoderma* qui comprend également *Trichoderma aggressivum*, l'agent causal de la maladie des moisissures vertes de *Agaricus* (Komón-Zelazowska et al., 2007)

On trouve souvent *Pseudomonas* sp., la maladie appelée momification dans les cultures de champignons. Cependant, on ne dispose pas d'évaluation des pertes économiques annuelles causées par cette maladie. Une des caractéristiques de la maladie est qu'elle n'affecte qu'une partie de la production dans une salle de culture (Schisler et al., 1968).

Durant le processus de compostage, de nombreuses actinobactéries et champignons mésophiles et thermophiles agissent dans le processus de fermentation. On trouve des actinomycètes tels que *le Streptomyces*, et d'autres moisissures telles que *Sporendonema purpurascens* du rouge à lèvres, apparaissent sur le compost pendant la période d'incubation ou sur la terre de gobetage durant la phase de production (Sharma et Vijay, 1996).

Cette moisissure blanche causé par *Sporendonema purpurascens* est difficile à distinguer du mycélium du champignon cultivé. Elle se développe à la surface de la paille ou de la terre de gobetage et au semis. À mesure que les spores arrivent à leur maturité ; Une coloration rose à rouge cerise apparaît (figure 2) (Van Greuning et Eicker, 1991).



**Figure 2.** Photographie des semis contaminés par *Sporendonema purpurascens*

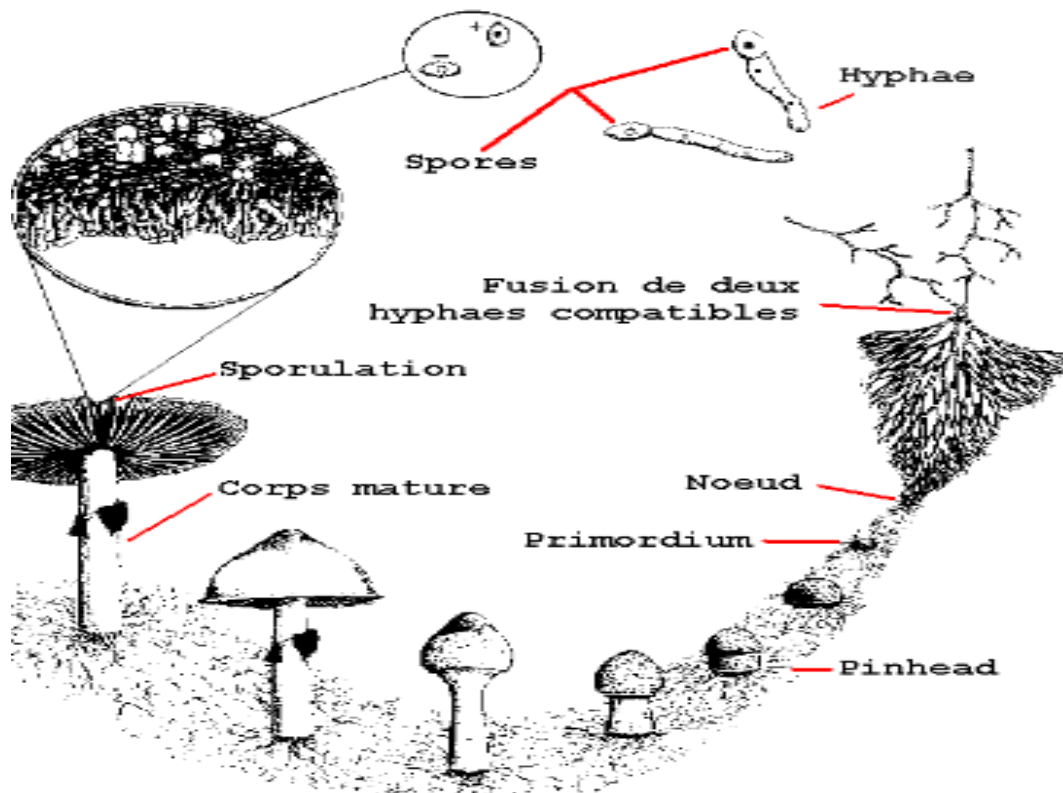
Nous citons aussi les larves du *Megaselia halterata* qui ne se nourrissent que de l'extrémité des hyphes du mycélium. Cette espèce, à la différence des autres *Megaselia* spp., a causé des dommages dans les années 1940 aux États-Unis car elle ne se nourrit pas de carpophores. Ainsi les pertes directes de rendement sont en corrélation avec le nombre de larves broutant le mycélium fongique (Rinker et Snetsinger, 1984).

### 2.3. Production des spores et germination

Les spores arrivées à maturité et trouvant un milieu favorable, germent au bout d'un certain temps plus ou moins long et donnent naissance à des filaments mycéliens qui se multiplient par ramification, s'allongent et s'entremêlent en formant dans le substrat un feutrage blanc (Ould Bouamama, 1988).

Ces derniers se développent en formant des filaments qui deviennent visibles à la surface du sol sous l'aspect de grains ou primordiums.

Au bout d'une semaine ou deux, selon les conditions de température et d'humidité du milieu ; ils prennent la forme continue de champignon qui se développent puis arrivent à maturité, s'ouvrent et libèrent de nouvelles spores (Figure 3) (Stamets et Chilton, 1996).



**Figure 3.** Cycle de production des spores de *Agaricus bisporus*

(Stamets et Chilton, 1996).

#### 2.4. Disponibilité du mycélium (le blanc)

La semence d'un champignon (le matériel de propagation) est généralement désignée sous le nom de blanc ou semis. Dans de nombreux pays en voie de développement, la disponibilité d'un blanc de bonne qualité représente un facteur limitant la culture des champignons.

C'est pourquoi le champignoniste devient parfois contraint de produire son propre blanc. La procédure complète de la production du blanc comporte la préparation du milieu de culture, le remplissage des éprouvettes ou des boîtes de Pétri et leur stérilisation, et puis l'inoculation de récipients plus grands à partir de cette culture (Nieuwenhuijzen, 2007).

La production de blanc revient à introduire du mycélium du champignon choisi dans un substrat stérile adéquat dans des conditions aseptiques. Cependant, dans la pratique, la production du blanc n'est pas aussi simple. Il faut les maintenir dans des conditions strictes des souches appropriées du champignon désiré pour éviter leur dégénérescence (Stamets et Chilton, 1996). Lorsque il est impossible, la production du blanc doit se faire dans ce cas à partir du tissu d'un champignon frais et sain. De plus, le processus complet de production du

blanc exige des règles d'hygiène très strictes. Par conséquent, le local de production de blanc est maintenu méticuleusement propre pour éviter toute contamination (Nieuwenhuijzen, 2007).

## **2.5. Conditions de la propreté**

Les bonnes conditions de la propreté sont obligatoires durant toutes les étapes de la culture du champignon de paris, au cours la préparation soumis au laboratoire jusqu'au la culture finale, à raison éviter tout contamination qui peut détournée la qualité (Boulestreau, 2016).

Les zones de travail sont situées dans la zone de protection du bec Bunsen avec déclenchement par bouton "à pied" et/ou dans des hottes à flux laminaires qui selon leur fonctionnement "protègent" avec efficacité le produit. Ces hottes sont utilisées pour la distribution aseptique des milieux et le remplissage de boîtes de Pétri (Multon, 1991).

## **2.6. Milieux des culture**

La plupart des espèces du *Agaricus* poussent sur les milieux de culture: PDA, Malt-Agar, Malt- Peptone-Agar, Czapeck-Dox et milieu sabouraud (Ould Bouamama, 1988).

## **2.7. Etapes de la culture de *Agaricus bisporus***

Les souches sont isolées des graines de *Agaricus bisporus* qui contiennent le mycélium dans un milieu de culture riche en carbone et en azote. Elles sont par la suite, conservées au laboratoire et repiquées dans des boîtes de Petri (diamètre 90 mm) sur un milieu PDA solide. Après la période d'incubation, le mycélium envahi tout le milieu. On peut utiliser ce mycélium pour ensemer un sac contenant 200 g de grains de blé. Les sacs de grains sont alors incubés pendant 25 jours à 25°C afin de permettre leurs envahissement complet par mycélium (Raper et al.,1972).

### **2.7.1. Culture de démarrage (blanc mère)**

La culture de démarrage (ou culture mère) s'obtient chez un producteur de blanc ou dans un laboratoire où elle est créée à partir d'une fructification fraîche et vigoureuse (Diansambu Makaanua et al., 2015).

A partir de cette culture de démarrage seront produites d'autres cultures sur agar. De nombreuses éprouvettes seront inoculées en appliquant la méthode de transfert de cultures,

Celles-ci serviront à leur tour à l'inoculation de récipients plus volumineux comme des flacons, flacons qui permettront d'inoculer le blanc final sur substrat (Nieuwenhuijzen, 2007).

Pour la multiplication du champignon de couche, les cultivateurs emploient du mycélium, En général, il se présente sous forme de filaments blanchâtres (Maheshwari, 2013).

La souche de *Agaricus bisporus* est isolé sur PDA et dont les mycéliums sont transplantés sur des substrats plantant des grains de maïs et de sciure de bois produits sur des substrats ligno-cellulosiques en paille, en feuilles de bananier sèches, et en bagasse de canne à sucre (Diansambu Makaanua et al., 2015).

Une multitude de grains peuvent être utilisés pour la culture des champignons. 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 (Diansambu et al., 2015).

### **2.7.2. Inoculation et incubation**

La stérilité du milieu à inoculer est très importante pour la culture de *A.bisporus*. Un substrat stérile qui ne contient pas d'agent conservateur, est un bon substrat pour la croissance de ce mycélium. Le substrat doit être préparé au laboratoire de la microbiologie, placé dans les bocaux de conserve et stérilisé à la chaleur humide (Pollock, 1998).

L'inoculation de *A. bisporus* se fait à partir d'une suspension des spores. Cette technique nous permet de produire une quantité suffisante de substrat inoculée par le mycélium qui va nous servir comme semence pour la culture du champignon de Paris (Barroso et al., 2009).

Le champignon de Paris *A.bisporus*, est l'un des cultures les plus importantes du point de vue économique. Les producteurs de champignons inoculent le *A. bisporus* par des graines colonisées avec une souche commerciale spécifique. Ils utilisent de grandes étagères comme des lits de compostes pour la culture de ces champignon. Généralement n'importe quelle graine de céréale peut être inoculée par le *A. bisporus* à condition qu'elle soit d'une souche commerciale stérile et purifiée (Aimin, 1994). Ce mycélium croît dans une température particulière de 25°C.

La souche du champignon *A. bisporus* va se propager végétativement sur des substrats riches en nutriments. Sa croissance devient alors le produit utiliser dans l'industrie comme des graines de culture (Barroso et al., 2009).

### **2.7.3. Processus de compostage**

Le compostage est un processus naturel de «dégradation» ou de décomposition de la matière organique par les microorganismes dans des conditions bien définies. Les matières premières organiques, telles que les résidus de culture, les déchets animaux, les restes alimentaires, certains déchets urbains et les déchets industriels appropriés, peuvent être appliquées aux sols en tant que fertilisant, une fois le processus de compostage terminé (IARI., 1989).

Le compost est une source importante de matière organique, qui joue un rôle important dans la durabilité de la fertilité, et donc pour une production agricole durable (Iarborde et al., 2001)

En plus d'être une source d'éléments nutritifs pour les cultures, la matière organique améliore les propriétés biologiques et physico-chimiques du sol (Vedder, 1994). Suite à ces améliorations, le sol devient plus résistant aux agressions telles que la sécheresse, les maladies et la toxicité, aide la culture à mieux prélever les éléments nutritifs, et présente un cycle nutritif de bonne qualité (overstijns, 2003).

Ces avantages se manifestent par une réduction des risques pour les cultures, des rendements plus élevés et une réduction des dépenses des agriculteurs pour l'achat d'engrais minéraux (FAO.,1980).

Le processus de compostage aérobie débute par la formation du tas. Dans de nombreux cas, la température atteint rapidement 70 à 80°C au cours des deux premiers jours. Tout d'abord, des organismes mésophiles (dont la température de croissance optimale est comprise entre 20 et 45°C) se multiplient rapidement grâce aux sucres et acides aminés facilement disponibles. Finalement, la température diminue jusqu'à la température ambiante (overstijns, 2003).

Quand le compost est prêt, le tas devient plus homogène et moins biologiquement actif bien que des organismes mésophiles recolonisent le compost. Le matériau devient brun foncé à noir (figure 4), les particules sont plus petites et homogènes, et la texture ressemble à celle d'un sol (smith et spencer, 2002).

Au cours du processus de compostage, la quantité d'humus augmente, le rapport entre le carbone et l'azote (C/N) diminue, le pH devient neutre, et la capacité d'échange du matériau augmente. Le compostage dépend de l'aération, de l'humidité (une teneur en eau de 40 à 65 pour cent), des éléments nutritifs et de la température (de 20 à 45°C) (IARI., 1989).



**Figure 4.** Photographie de composte avant (1) et après 20 jours (2) de compostage.

Le compost frais n'est pas immédiatement utilisable pour les champignons. Il doit subir encore un traitement. Pour ce faire, le compost est amené dans le local de croissance et placé sur les étagères ou dans un tunnel pour la phase suivante. Cette phase se nomme échauffement maximal ou pasteurisation. Cet échauffement maximal est nécessaire pour détruire les organismes et microorganismes indésirables comme les mouches, les bactéries et les moisissures vertes (Vedder, 1994).

La température optimale du compost pendant la pasteurisation est de 60°C et sera maintenue pendant au moins 8 heures. Lorsque la température est suffisamment descendue (de préférence en dessous de 30°C), le blanc est ajouté et mélangé au compost. Cette opération s'appelle l'ensemencement ou le large. Le blanc doit être mélangé d'une manière homogène à la couche de compost (Nieuwenhuijzen, 2007).

#### **2.7.4. Le gobetage**

Il consiste à recouvrir la masse de compost ensemencé d'une couche de terre appropriée de nature calcaire "appelée terre de gobetage", sur une épaisseur de 2 à 3 cm environ. La nature de la terre de gobetage utilisée pour la culture des champignons est généralement un mélange proche de la composition suivante: (sable: 60%), (tourbe: 30%), (chaux: 10%), la désinfection et la destruction des nématodes, acariens, moisissures....), peut être obtenue par un arrosage léger de toute la masse de la terre à l'aide d'une solution de formole à 40% (dose 21 litres de solution/ m<sup>3</sup> de terre) après désinfection, recouvrir immédiatement la terre à l'aide d'un film plastique jusqu'à son utilisation (ITCMI., 2014).

#### **2.7.5. La fructification et la récolté**

La fructification des champignons se fait généralement 1 ans après l'inoculation et parfois même plus tôt ou plus tard, tout dépendamment des conditions et des champignons, *A. bisporus* est cultivé industriellement en champignonnières, dans d'anciennes carrières. Dans des caves. La température doit y être constante et l'aération des locaux indispensable. Une fois le compost refroidi, ensemencé puis envahi par le mycélium du champignon, une couche de terre calcaire (terre de gobetage) est ajoutée pour provoquer la pré-fructification. La fructification est induite par l'abaissement de la température et la ventilation (baisse du taux de CO<sub>2</sub>) (Sénéchal, 2008).

Le moment de la récolte se produit en général au printemps et à l'automne (2 périodes de récolte par année) puisque les fortes variations de températures entre le jour et la nuit et les précipitations plus élevées, entre autres, permettent la fructification des champignons. Il est donc nécessaire d'aller visiter régulièrement les sites de cultures au moment de la production ainsi qu'après les épisodes de pluie afin de vérifier la production et de ramasser les champignons. Les champignons périssent quelques jours à une semaine après leur sortie et risquent d'être attaqués par les limaces ou autres, d'où la nécessité de visiter régulièrement les cultures et de les établir dans un endroit accessible (Couvry., 1996).

### **2.8. Installations d'une unité de production du champignon**

La culture hors-sol des champignons n'exige ni terre arable, ni fertilisants. Il faut simplement un petit abri en bois couvert de paille de quelques mètres de superficie. Alternativement, on peut les cultiver dans une petite serre en film plastique. La culture sous

abri des champignons n'est pas saisonnière. Elle est continue toute l'année, et se fait sur des restes des récoltes diverses: fanes de légumineuses, pailles de céréales (Oei, 2005).

La culture peut se faire dans des maisons de culture (champignonnière). Cette maison est subdivisée en 4 compartiments, un compartiment pour le lardage (ensemencement) et un compartiment pour l'incubation, une pièce pour la fructification et la récolte et en fin une pièce pour le stockage du matériel (overstijns, 2003).

La chambre d'incubation doit être plus ou moins sombre mais aérée La chambre de fructification par contre doit être éclairée, plus fraîche grâce aux arrosages réguliers et aérée. L'aménagement d'une deuxième chambre de fructification et de récolte permet d'une part d'accroître sensiblement la capacité de production de la champignonnière, d'autre part de produire régulièrement sans discontinuer Dans les régions où la ressource bois est un problème, une serre en film plastique peut faire office de champignonnière (Ould Bouamama, 1988).

### **3. Technologie de conservation de *Agaricus bisporus***

Les champignons fournissent une source d'énergie abondante et bon marché, des substances nutritives de croissance, des vitamines et des minéraux (Rosset et al., 2002). Leur valeur nutritive est élevée lorsqu'ils sont frais, mais ce n'est pas toujours possible d'en faire une consommation immédiate (Boabdelli, 2010). Pendant la période de récolte, on trouve des produits frais en abondance, mais le reste du temps, ils sont difficiles de trouver. De plus, les champignons ne restent que très peu de temps consommables si on ne les conserve pas rapidement (Fitz James et Kuipers, 2003).

La conservation des champignons vise à préserver leur comestibilité et leurs propriétés gustatives et nutritives. Elle vise notamment d'empêcher la croissance de microorganismes et de retarder l'oxydation des graisses qui provoque le rancissement (Rosset et al., 2002).

Les méthodes courantes de conservation reposent principalement sur un transfert d'énergie ou de masse qui ont pour objectif d'allonger la durée de vie des produits alimentaires (pasteurisation et stérilisation, séchage, déshydratation osmotique, réfrigération et congélation) ou de les transformer par le jeu de réactions biochimiques ou de changement d'état (Khalil., 1998).

Après la cueillette, le champignon ne peut se conserver frais que pendant une brève période, sa durée de conservation varie selon l'espèce, le degré de maturation et la méthode de conservation (chevalier et al., 2007).

### **3.1. Conservation par le froid**

Le froid agit essentiellement en retardant l'apparition des phénomènes d'altération et en ralentissant la multiplication microbienne de *A.bisporus*, notamment pour les microorganismes pathogènes. De ce fait le recours au froid permet d'allonger la durée de vie de *A. bisporus* et d'accroître sa sécurité sanitaire (Khalil., 1998). Cela correspond à des effets bénéfiques pour tous les acteurs, du fabricant au consommateur final, en leur permettant, entre autres, une plus grande souplesse dans la gestion des produits (Fitz James et Kuipers, 2003).

Aujourd'hui, la grande majorité des denrées alimentaires, tel que le *A. bisporus* passent avant leur consommation par au moins une étape de réfrigération ou de congélation (Rosset et al., 2002). Le champignon *A. bisporus* frais doit être conservé directement au froid après son conditionnement à une température entre 0 et 15°C, avec un taux d'humidité égale à 95% pendant 5 à 7 jours (McGregor 1987; Cantwell 1999 ; Sargent et al. 2000).

### **3.2. Conservation par enrobage**

Les matières grasses végétales sont utilisées comme agents d'enrobage pour protéger *A. bisporus* de la lumière, de l'évaporation, et de l'altération oxydative. L'enrobage par la matière grasse protège le champignon et crée une barrière contre l'oxydation, l'humidité et l'interaction avec les autres composants (oxydants, acides, bases, etc.) (Khalil., 1998).

Cette méthode de conservation consiste à enrober les champignons frais par une matière grasse. Ceci permet de conserver ce champignon, mais il peut aussi détruire la qualité organoleptique de *A. bisporus* et cela par l'oxydation de cette matière grasse qui peut donner un goût de rance après une longue période de conservation (Royer et Prilleux, 2012).

### **3.3. Conservation en marinades**

Le marinage est une opération qui consiste à immerger le *A. bisporus* dans une marinade pendant un temps suffisant pour substituer l'eau de ce champignon par les composants de la marinade (tel que le vinaigre, le jus de citron...etc). Le vinaigre donne les meilleurs résultats comme une marinade car il ralentit la dégradation de l'aliment en jugulant

l'activité bactérienne, tout en le rendant consommable sans cuisson. La marinade de vinaigre est constituée par une saumure légère et acidifiée (Piar et Lanoisellé, 2000).

Du sucre peut être ajouté pour atténuer le piquant parfois agressif du vinaigre. En effet, une concentration excessive peut compromettre la conservation de la marinade, les sucres réducteurs étant assimilables par la flore bactérienne (chevalier et al., 2007).

Le salage n'a d'effet sur les bactéries qu'à partir d'une concentration de la saumure de 5%, qui s'avère trop élevée pour le goût des marinades. Cependant, les concentrations acceptables de ce point de vue, conjuguées à un stockage au froid (+2 à +3°C), ralentissent fortement l'activité bactérienne responsable de la dégradation du produit, et inhibent les germes pathogènes (Fitz James et Kuipers, 2003).

### **3.4. L'appertisation**

Le procédé d'appertisation tient son nom du français Nicolas Appert (1750-1841), confiseur-traiteur de métier, qui, après 14 ans d'expérimentations commencées en 1795, a décrit la méthode de préservation des aliments qui consiste à les enfermer dans un récipient hermétique et à les traiter par la chaleur dans l'eau bouillante (Piar et Lanoisellé, 2000).

L'appertisation est une conservation qui consiste à stériliser par la chaleur des champignons dans des contenants hermétiques (boîtes métalliques, bocaux)(Larousse, 1972 ).

Le traitement thermique d'appertisation dans des boites de conserve de *A. bisporus*, vise en tout premier lieu à la destruction ou l'inhibition des microorganismes. Certaines bactéries sporulantes risquent de se multiplier quand les conditions environnementales sont favorables, et le traitement thermique d'appertisation est insuffisant car les spores sont thermorésistantes. L'appertisation de boite de conserve de *A. bisporus* s'intéresse à la résistance thermique des spores bactériennes, les deux espèces sporulantes : *Bacillus stearothermophilus*, se caractérisent par leurs forte résistance thermique qui fait d'eux un marqueur idéal, la plus répondeuse est le *Clostridium botulinum* qui produit une toxine provoquant la maladie du botulisme, maladie redoutable et mortelle (Piar et Lanoisellé, 2000).

### **3.5. Réduction de l'activité de l'eau**

Même si la réduction de l'activité de l'eau est imparfaite, il est établi qu'une relation existe entre la teneur en eau de et la sensibilité de celui-là à l'altération. L'eau peut être considérée comme un nutriment indispensable au développement des microorganismes, on

comprend dès lors l'intérêt d'estimer dans un produit la quantité d'eau qui pourra être utilisée par les microorganismes pour le développement (Clinquart, 2005).

L'activité de l'eau détermine directement les propriétés physiques, mécaniques, chimiques et microbiologiques de nombreuses substances, telle que la capacité de conservation des aliments, la stabilité des couleurs, du goût, de la teneur en vitamines, de l'arôme et des conditions favorables à la formation de moisissures et à la croissance des microbes (Dahman et Rennane, 2009).

En domaine agroalimentaire, la mesure de l'activité d'eau rend compte des interactions entre l'eau et les différentes molécules composant de produit tel que le *A. bisporus*. Ces interactions sont fonction des forces de liaison de l'eau avec ces molécules et varient d'un composé à l'autre. L'activité de l'eau se mesure sur une échelle de 0 à 1. Plus les liaisons sont faibles, l'eau alors est disponible, elle accélère le processus de dégradation des produits (Colas et al., 2012).

On peut réduire l'activité de l'eau d'un produit par recours à agents dépresseurs de l'activité de l'eau. Parmi ces agents, on peut citer les sels minéraux, les acides organiques, les glucides, les alcools et les protéines (Dahman et Rennane, 2009).

## *Matériel et méthodes*

---

## Partie II. Matériel et méthodes

Notre étude a été réalisée au laboratoire de la microbiologie du département des sciences agronomiques, faculté des sciences, université Amar Telidji-Laghouat.

Dans cette étude le matériel biologique est représenté par le champignon de paris blanc (*Agaricus bisporus*). C'est une espèce de champignon hypogé comestible. La souche de *Agaricus bisporus* a été isolée à partir de la semence d'un kit de culture importé de France et conservé à 5°C (figure 5).



**Figure 5.** Photographie des semences du champignon de paris blanc (*Agaricus bisporus*) d'un kit de culture importé de France.

### 1. Culture des spores de *Agaricus bisporus*

#### 1.1. Milieux de culture gélosés

Les milieux des cultures utilisés pour la culture des spores de *A.bisporus* sont représentés par deux milieux : PDA (Potato Dextrose Agar) et Sabouraud, pour obtenir le mycélium pur ainsi que pour l'étude de l'influence du milieu de culture sur la croissance mycélienne.

#### 1.2. Obtention de la culture pure

L'aspect le plus important de la culture des champignons est le choix d'un milieu de culture qui assure le bon développement du mycélium. Pour le bon développement des

champignons, il faut que les milieux contiennent suffisamment de substances nutritives et un agent solidifiant (Agar ou Gélatine).

La plupart des espèces comme *A.bisporus* poussent sur le milieu PDA : Milieu gélosé de dextrose et d'extrait de pomme de terre (Annexe). Après avoir lavé, pesé et coupé les pommes de terre en petits morceaux, elles sont bouillies pendant 20 min jusqu'à ce qu'elles ramollissent. On les retire et on ajoute de l'eau au bouillon pour obtenir exactement 500 ml. On rajoute ensuite le dextrose et l'Agar en veillant à l'exactitude des quantités, faute de quoi le mélange deviendrait trop mou ou trop dur. On mélange de temps en temps, et on chauffe doucement jusqu'à ce que l'Agar ait fondu. Après un autoclavage de 20 min à 121°C, L'Agar ne doit pas être chaud quand on le verse dans les boîtes de Pétri (Figure 6), sinon il forme des grumeaux.



**Figure 6.** Photographie montrant la préparation des boîtes de Pétri pour la culture de démarrage de *Agaricus bisporus*

Le processus complet de production du blanc consiste à préparer le milieu de culture, à remplir les boîtes de Pétri et à les stériliser, puis à inoculer des récipients plus d'un grands avec cette culture.

La production du blanc a été effectuée à partir de cultures de tissu du champignon *A.bisporus* frais et sain et directement à partir des semis de kit de culture. De plus, la chambre de production du blanc doit toujours être méticuleusement propre pour éviter toute contamination.

La culture de départ a été également réalisée selon l'étude de Nieuwenhuijzen (2007). A partir d'un carpophore frais et sain, nous avons préparé de nombreuses cultures sur PDA à partir de cette première culture. Elles servent à inoculer les bocaux avec du blanc, et ces derniers permettent d'inoculer le substrat final de la fructification (figure 7).



**Figure 7.** Photographie montrant la culture de départ de tissu de champignon sur milieu PDA en boîte de Pétri.

Les boîtes de Pétri nouvellement inoculées sont incubées à 25°C pendant dix jours. Au bout de trois à quatre jours, le mycélium aura recouvert le milieu de culture et se ramifiera sur l'agar, jusqu'à la production des spores.

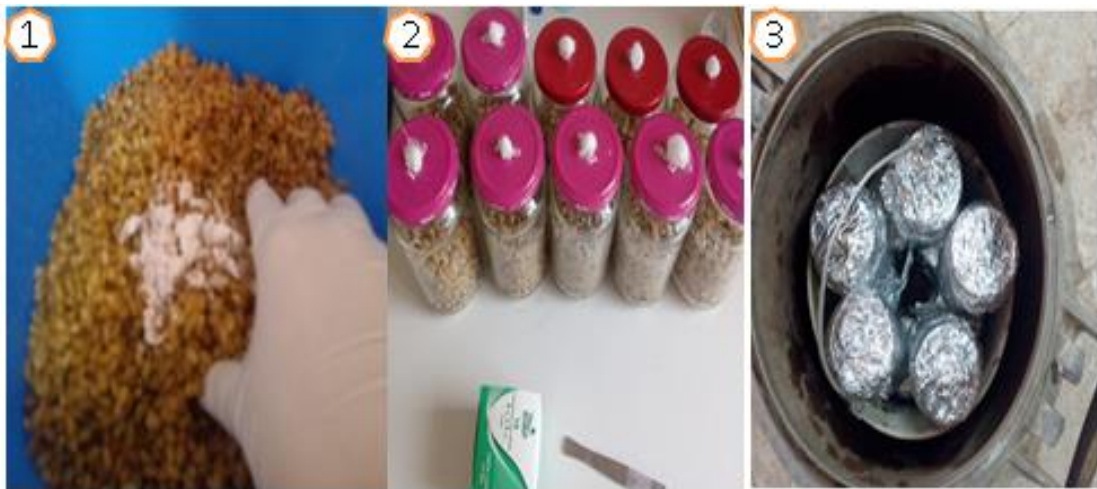
### 1.3. Préparation du semis

Pour la préparation des semis, nous avons utilisé le blé comme substrat pour le champignon *A.bisporus* et un support pour le mycélium. La qualité de blé est très importante. Le grain doit être fraîchement récolté, et ne contient que très peu de cassures et propre pour éviter toutes contaminations.

La préparation de semis est réalisée et mise au point au laboratoire de microbiologie du département des sciences agronomiques de l'université de Laghouat. Une quantité de 1kg de grains de blé est mise dans un récipient, lavée à l'eau pour éliminer les impuretés (chaumes et glumes...etc). Après le lavage, les graines sont mises dans un tamis en acier propre et laissées ressuyer. Les graines lavées sont additionnées d'eau à raison de 1litre par kilogramme de grains, puis mises à cuire en remuant de temps à autre jusqu'à la résorption totale d'eau.

Les graines imbibées d'eau ont subi ensuite une cuisson et essorées dans un tamis pendant une journée. Une quantité de ( $\text{Ca CO}_3$ ) a été ensuite ajoutée aux graines à raison de 20 g/kg de blé.

Les substrats ainsi préparés ont été répartis dans des flacons en verre autoclavables à raison de 250 g/flacon pour faciliter l'échange gazeux. Les flacons ont été ensuite stérilisés par autoclavage à une température de 120°C pendant 1h30 min. Notons que cette durée de stérilisation a été utilisée par Bisht Harch et Plant (1998) (figure 8).



**Figure 8.** Photographie montrant quelques étapes de préparation du substrat, (1) grain ( $\text{Ca CO}_3$ ), (2) mise en flacons en verre autoclavable, (3) stérilisation par autoclavage.

#### 1.4. Suspension de spores

Pour étudier l'influence de la concentration des spores sur la production des semences de *A. bisporus*, on a préparé deux échantillons à concentration différente. La concentration du premier échantillon a été de l'ordre de  $3.10^9$ UFC/g représenté par les échantillons A, et la concentration du deuxième échantillon est égale à  $6.10^9$ UFC/g représenté par les échantillons B.

La détermination de la concentration des spores a été effectuée par comptage à l'aide d'une cellule de Thoma.

En vue de faciliter le comptage des spores, deux gouttes de Tween 80 stérile (0,1%) sont ajoutées à chaque tube contenant la suspension des spores. Le Tween 80 facilite la dispersion des spores.

### 1.5. Inoculation du blé et incubation

L'inoculation du substrat préparé a eu lieu le lendemain de la stérilisation. Sous la flamme, et à partir de suspension de spores, nous avons prélevé 5 à 10 ml de suspension à l'aide d'une seringue stérile (figure 9). Après l'inoculation des flacons, on agite légèrement d'une manière à répartir la suspension des spores dans tout substrat.

Les flacons ainsi inoculés ont été ensuite incubés en étuve à 25°C pendant 15 jours et cela conformément à la méthode utilisée par Schisler et Parron (1978).

Durant la phase d'envahissement du substrat par le mycélium de *Agaricus bisporus* ; on agite régulièrement les récipients et on contrôle visuellement l'apparition d'éventuel champignon contaminant.



**Figure 9.** Photographie montrant la préparation des échantillons et l'inoculation par une seringue stérile.

D'après Loireau (1950), la semence de champignon de *A.bisporus* ne peut être gardée plus longtemps sous les conditions normales de température. Elle doit être conservée à une température de 2°C à 4°C.

### 1.6. Compostage

La préparation du composte a lieu au niveau de l'annexe du département des sciences agronomiques de l'université de Laghouat. Le composte est composé de 200kg de fumier de cheval, de 250g de la paille de blé et de 18.5 kg de gypse. Plusieurs auteurs, Vedder (1994) ; larborde et al. (2001) ; smith et spencer (2002) ont cité et utilisé différentes méthodes de compostage et différentes formules dont la composition en ingrédients est variable. Pour notre travail, nous avons utilisé la méthode et la formule préconisée par overstijns (2003) (figure 10).

Après l'addition des ingrédients, homogénéisation et arrosé pour ramener celui-ci à son degré d'humidité désirée, le composte est mis en tas de 1,50 m de large et 1,50 m de hauteur. Nous avons mesuré régulièrement la température et le pH durant 20 jours.

Il faut bien mélanger les composantes du composte et à bien oxygéner le mélange. Cette opération apporte l'air au mélange et permet de brasser les couches superficielles avec celles du fond. Dans ces conditions, il ne devrait pas se développer d'odeurs dans le compost.



**Figure 10.** Photographie montrant le composte utilisé.

### **1.7. Pasteurisation du compost et ensemencement**

Cette opération consiste à mettre le compost en tas dans la chambre de pasteurisation "fermentation en masse". L'opération comprend trois phases et dure 4 à 5 jours. Un premier stade de montée de température jusqu'à 60°C est maintenu pendant 12 à 24 heures par injection de vapeur. Ce stade permet la destruction des parasites. Une baisse jusqu'à 50°C pendant 48 heures en condition aérobie "ventilation".

Le compost ainsi pasteurisé est refroidi jusqu'à 25 à 28°C puis transporté immédiatement en salle de culture pour être ensemencé.

Lorsque la température est suffisamment descendue (de préférence en dessous de 30°C), le blanc est ajouté et mélangé au compost. Cette opération s'appelle l'ensemencement ou le large (figure 11). On utilise généralement environ 100g de blanc par 1 kg de compost pasteurisé.

Le blanc doit être mélangé d'une manière homogène avec le compost. La croissance du mycélium après l'ensemencement commence. La température idéale de croissance se situe au-dessous de 30°C. Une humidité suffisante est un autre facteur important de production du mycélium. Par conséquent, l'humidité relative (HR) doit être très élevée (HR 95% ou plus).

En général il faut 2 semaines pour que la couche de compost soit suffisamment colonisée par le mycélium. A ce stade, on parle d'un compost mature.

### **1.8. Le gobetage**

Pour le gobetage, on utilise 4 parts de tourbe et 1 part de CaCO<sub>3</sub>. On mélange bien les ingrédients avec l'eau afin d'assurer l'humidité nécessaire pour inciter le mycélium à produire une bonne récolte. On le met dans des sachets autoclavables, puis on fait la stérilisation pendant 1h30 min.

La terre couverture est répandue en une couche de 5 cm d'épaisseur sur le compost mature. Dès que le mycélium apparaît à travers la couverture, le ratissage peut commencer. Cette dernière est une opération qui consiste à mélanger le mycélium de la couche supérieure de la couverture pour obtenir une maturation plus régulière.



**Figure 11.** Photographie montrant l'ensemencement du compost avec le mycélium de *A.bisporus*

### 1.9. La fructification

Lorsque le mycélium acquiert une apparence blanchâtre et duveteuse, et qu'il s'est bien développé dans la couverture, le moment est venu pour provoquer une chute de température. Cette opération sert à déclencher le passage de la croissance végétative (le mycélium) vers la croissance générative (la fructification). Ce changement de température peut être obtenu en augmentant la ventilation. La température devrait baisser de 5 à 6 °C pour avoisiner les 20°C en quelques jours. Chaque variété a ses propres exigences. Si la chute de température est difficile à réaliser, il y aura fructification, mais avec un faible rendement.

Dès que le mycélium cesse de croître, les filaments mycéliens tentent de former des amas et des têtes d'épingle. Comme ses têtes d'épingle sont très sensibles à la déshydratation, l'humidité relative (HR) doit être très élevée. Au moment où ces petits boutons ont atteint la grosseur d'un petit pois, on commence à pulvériser de l'eau. La quantité d'eau dépend de la vitesse de croissance, du rendement espéré et du mode de récolte. En règle générale, on compte 1 L d'eau pour chaque kilogramme de champignon récolté. La pulvérisation peut être effectuée soit avant ou après la récolte.



**Figure 12.** Photographie montrant le mycélium qui a traversé la couche de gobetage

## 2. Caractérisation du champignon hypogé

### 2.1. Caractéristiques morphologiques du champignon hypogé

Dans le but d'une description morphologique, les champignons de paris produits ont fait l'objet de différentes mesures;

-Le diamètre : le diamètre du chapeau des échantillons des champignons de paris est déterminé à l'aide d'un pied à coulisse.

-Le volume : le volume est déterminé par la lecture de la différence du niveau d'eau enregistré avant et après immersion du champignon dans une éprouvette graduée contenant de l'eau.

-La masse : une balance de précision est utilisée pour déterminer le poids des différents échantillons.

-La densité : ce paramètre est calculé à partir de la masse et du volume mesuré.

### 2.2. Teneur en eau

La teneur en eau du champignon hypogé produit a été déterminée par la mise d'une petite quantité de champignon frais (2g) dans une étuve réglée à 110°C pendant 6 heures, ensuite une pesée est effectuée de nouveau (A.O.A.C. 1984). La teneur en eau a été calculée par la formule suivante:

$$m_0 - m_1 = m_2$$

$$X (\%) = \frac{m_2}{m_1} \times 100 \quad (\text{Eq.01})$$

$m_0$ : masse de l'échantillon avant l'étuvage (g).

$m_1$ : masse de l'échantillon après l'étuvage (g).

$m_2$ : masse de l'eau contenue dans l'échantillon(g).

X: teneur en eau (g d'eau /100g MF)

### 2.3. Taux de cendres

Le taux de cendres a été déterminé par la mise d'une quantité de champignon frais (6g) dans le four à moufle réglé à 550°C pendant 3 heures, puis on pèse les cendres

(A.O.A.C.1990). Le taux de cendres est exprimé en gramme de cendres par 100 g de matière sèche.

Le taux de cendre est déterminé par la méthode suivante:

$$m_0 - m_1 = m_2$$

$$m_3 = \frac{m_0 \times X (\%)}{100} \quad (\text{Eq.02})$$

$$m_0 - m_3 = m_4$$

$$\text{Taux de cendres} = \frac{m_2}{m_4} \times 100$$

$m_0$ : masse de l'échantillon avant d'être mis dans le four à moufle (g).

$m_1$ : masse de l'échantillon après l'incinération (g).

$m_2$ : masse de cendres (g).

$m_3$ : masse de l'eau contenue dans l'échantillon(g).

$m_4$ : teneur en eau (g d'eau /100g MF)

#### 2.4. Déshydratation osmotique et séchage complémentaire

Avant déshydratations osmotique, le champignon a subi un lavage à l'eau du robinet, un blanchiment qui est un traitement appliqué à certains fruits et légumes dans le but de réduire la charge microbienne indigène, d'inactiver les enzymes du brunissement, et d'accélérer les processus de séchage (Bouabdelli 2010).

L'blanchiment a été effectué par trempage de 30 secondes dans l'eau bouillante (figure 13), puis un trempage dans l'eau froide afin de minimiser les risques de ramollissements.



**Figure 13.** Photographie montrant l'opération de blanchiment du champignon hypogé *Agaricus bisporus*

Deux essais ont été effectués, l'un avec sulfitage et l'autre sans sulfitage et cela pour l'étude de l'effet de l'activité de la polyphénol oxydase du champignon et du taux de brunissement enzymatique dans les deux échantillons (avec ou sans sulfitage).

Le sulfitage a été effectué par trempage de morceaux du champignon dans une solution de méta bisulfite de sodium  $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_5$  à 4% pendant 10min à fin d'arrêter les réactions de brunissement

Pour la déshydratation osmotique, nous avons utilisé une solution de NaCl à 40 %, le champignon découpé a été trempé dans cette solution pendant 5 heures, puis on fait un essuyage des morceaux de champignon déshydraté avec du papier buvard.

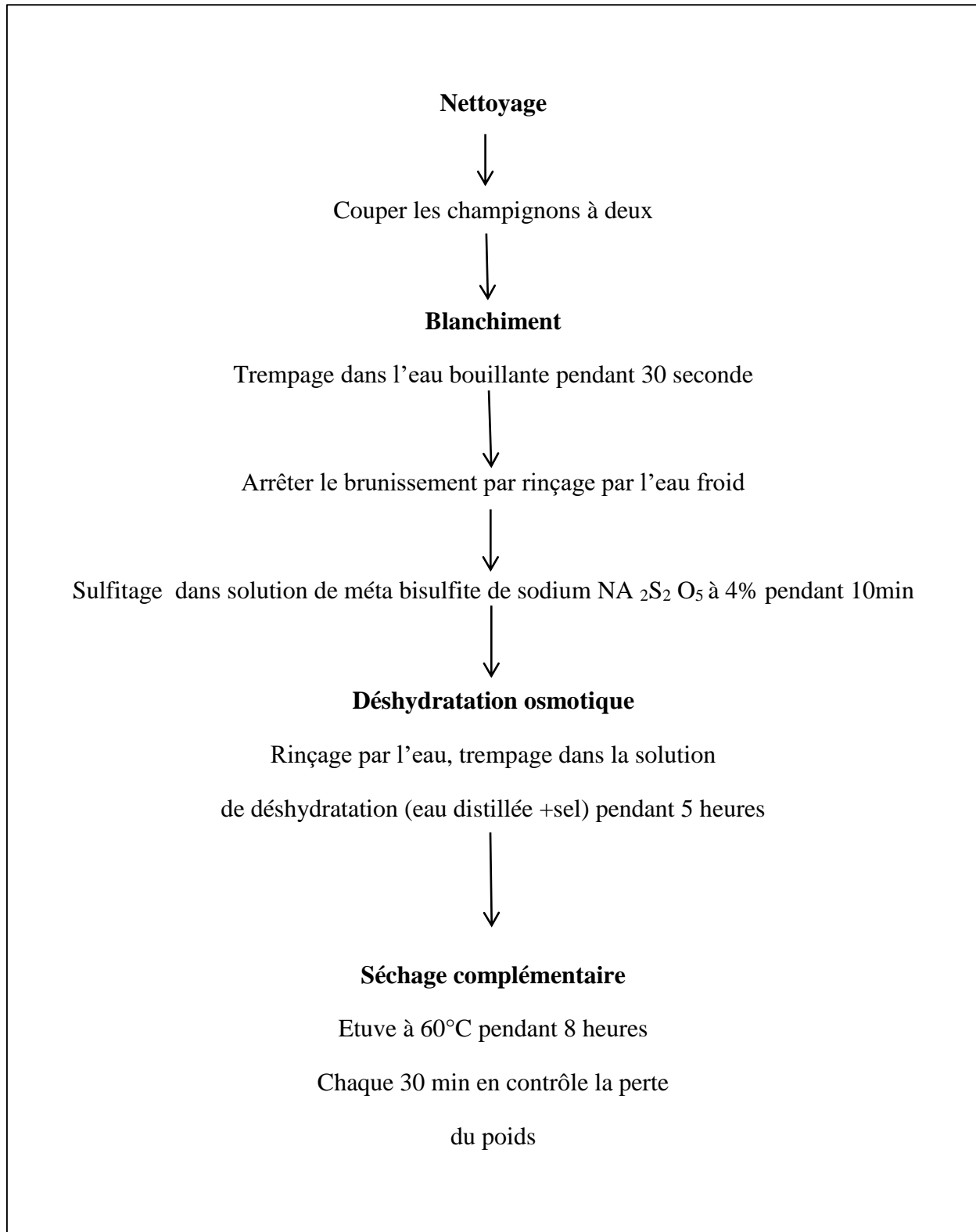
Le séchage complémentaire a été effectué en étuve à 60 °C pendant 8 heures. (Figure 14) selon la méthode utilisée par Bchir et al.(2010).

Durant l'opération de déshydrations osmotique, il y a une perte de poids de champignon traité, la cinétique de la perte en poids des morceaux de champignon a été mesurée par pesée chaque 30 min.

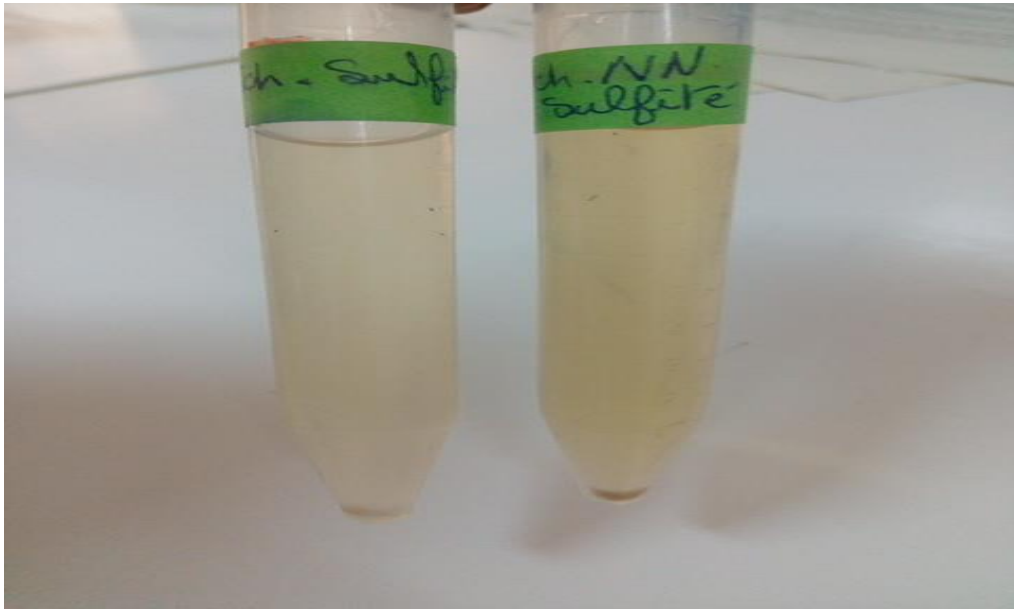
## **2.5. Détermination du taux de brunissement**

Les composés du brunissement (enzymatique ou non enzymatique) du champignon sec sont évalués par la méthode décrite par Belaid (2015). Cette méthode consiste en une extraction composée responsables du brunissement par solution d'extraction des composée de formaldéhyde (1%) et d'acide acétique (2%) dans un rapport 1V/1V. A près l'extraction, on fait une centrifugation pour éliminer l'impureté de la solution à analyser (figure 15).

Les deux échantillons (sans et avec sulfitage) ont subits ensuite une détermination photométrique de l'absorption à 500 nm et à 600 nm. La détermination du degré de brunissement des échantillons est exprimé par la différence entre les deux absorbance (DO 500-DO600)



**Figure 14.** Schéma du protocole expérimentale de déshydrations osmotique du champignon de Paris *Agaricus bisporus*



**Figure 15:** Photographie montrant les composés du brunissement du champignon paris *Agaricus bisporus* séchée

## 2.6. Réhydratation

La réhydratation du champignon est effectuée en introduisant les tranches séchées dans des bécards contenant chacune 500 ml d'eau distillée (figure 16), et laissées s'imbiber à température ambiante pendant 6 heures.

Le taux de réhydratation est déterminé selon Medjoudj et Zidoune (2008) par la formule suivante :

$$\text{Taux de réhydratation (\%)} = \frac{X_{\text{réh}}}{X_{\text{i}}} \times 100 \quad (\text{Eq.03})$$

$X_{\text{i}}$  est la teneur en eau en gramme d'eau/g de matière sèche avant le séchage du champignon.

$X_{\text{réh}}$  est la teneur en eau en gramme d'eau/g de matière sèche après réhydratation.

Notant que le taux de réhydratation est exprimé en pourcentage de gramme d'eau absorbé par 100g d'eau initiale du champignon.

A cinétique de réhydratation est représenté par une courbe tracé à partir de l'évolution du poids du champignon en fonction du temps.



**Figure 16.** Photographie montrant la réhydratation du champignon *Agaricus bisporus*

## *Résultats et discussions*

---

## 1. Résultats de la culture des spores de *Agaricus bisporus*

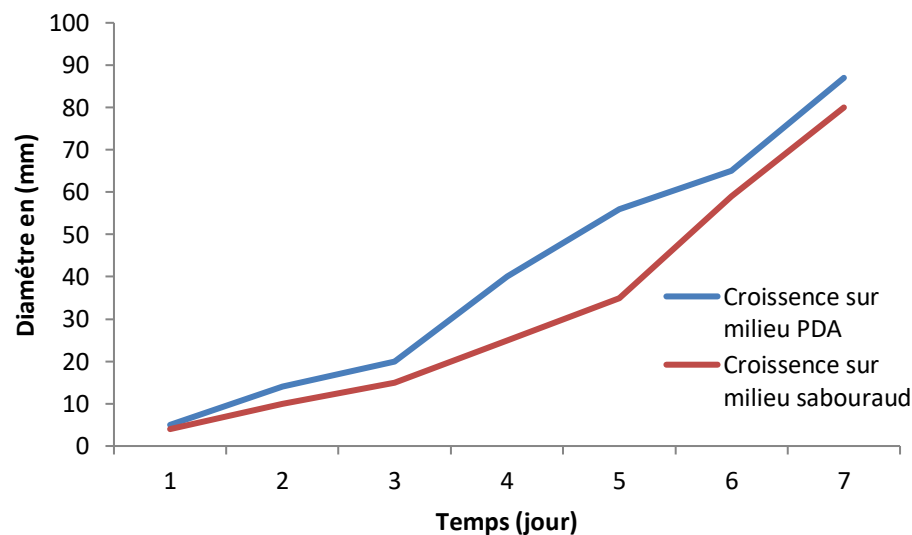
Dans cette partie, nous avons détaillé les techniques de la culture des spores de *Agaricus bisporus* ainsi que les résultats obtenus de cette culture notamment l'évolution du pH et la température du compost.

### 1.1. La culture pure

La première étape de la production du mycélium s'effectue dans un milieu de culture artificiel. Il doit contenir suffisamment de substances nutritives pour la croissance du mycélium, notamment des saccharides et un agent gélifiant (Perrin, 1997).

Nous avons choisi le milieu PDA comme matériel d'étude en raison de sa haute teneur en amidon. Le développement du mycélium dépend également du degré de digestibilité de l'amidon par le germe ou par son amylase (Ellis, 1998).

En utilisant le milieu Sabouraud, nous avons constaté qu'il n'y a pas une grande différence de croissances entre les deux milieux de culture. Ceci peut être expliqué par la richesse des milieux en gélose. Durant l'incubation, nous avons mesuré le diamètre de la croissance radiale du mycélium. Les résultats obtenus sont présentés par la figure 17.

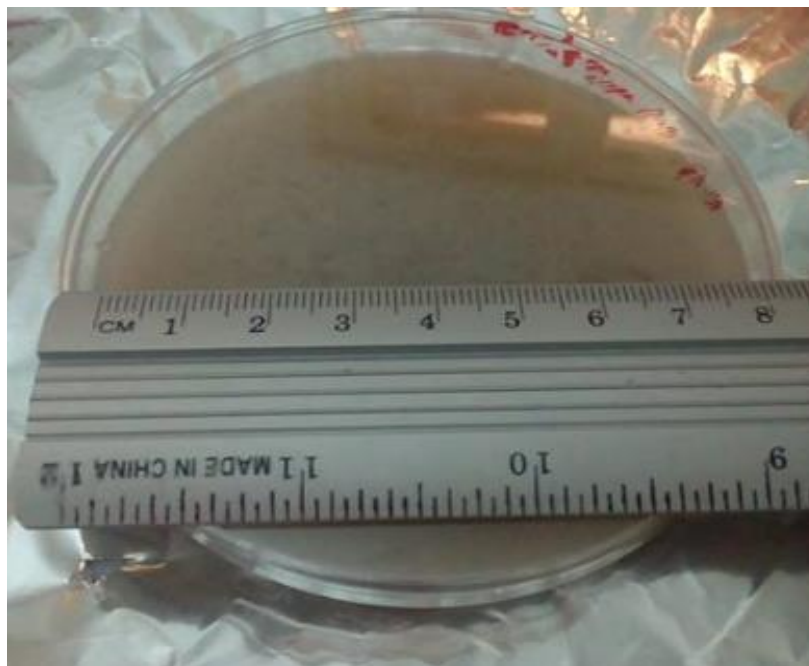


**Figure17.** Influence du milieu de culture sur la croissance radiale de *Agaricus bisporus*

Les résultats montrent une croissance du mycélium sur toute la surface du milieu PDA ou le diamètre est d'environ 90 mm (figure17). Cette croissance correspond à une vitesse moyenne de l'ordre de 9.01mm/Jour (Figure 18). Nous avons remarqué également que cette croissance est ralentie à partir du 7<sup>ème</sup> jour. Comparée à la croissance de mycélium sur le milieu de Sabouraud, elle est relativement moins importante que la précédente. Le diamètre des colonies est d'environ de 80 mm et la vitesse de croissance moyenne correspondante est de l'ordre de 7.07mm/jour.

Selon l'étude de l'impact du milieu nutritif PDA sur la croissance de mycélium de *A. bisporus* faite par Ould Bouamama (1988) et Dodileva (1992) la croissance sur le milieu PDA est plus ou moins rapide que celle observée sur milieu Sabouraud pour une période de 14 jours d'incubation. Nos résultats prennent alors le même allure avec ceux trouvés par ces auteurs.

Kuck et al. (1992) ont noté que le mycélium dans son ensemble ralentit sa croissance à cause des signes de vieillissement dû aux caractéristiques génétiques et physiologiques du type de la souche. Sachant que naturellement la croissance du mycélienne de *A. bisporus* est de type filamenteux sur milieu de culture en boîte de Pétrie. Stoller (2005) ; Stamets et Chilton (1983) et Stamets (2000), ont également prouvé expérimentalement la forte croissance mycélienne de *A. bisporus* sur milieu PDA.



**Figure18.** Photographie montrant la croissance mycélienne de *Agaricus bisporus* sur milieu PDA.

Le mycélium commence à apparaître qu'après le 3<sup>ème</sup> jours d'incubation, et la sporulation est observée qu'à partir du 7<sup>ème</sup> jours d'incubation à 25°C. La croissance du mycélium sur le milieu PDA se termine après 2 semaines. Nous avons constaté également que la vitesse de croissance du mycélium à 25°C commence à augmenter à partir de la première semaine d'incubation (Verfaillie, 2005).

## 1.2. Résultats de l'inoculation

Les céréales ont l'avantage d'être très nutritifs pour *A. bisporus* et ils aident à inoculer facilement le substrat (Ellis, 1998). Pour notre travail, nous avons opté pour le blé comme substrat nutritif.

La structure granulaire permet à un flux d'air humidifié de traverser la masse du produit pendant toute la durée de l'incubation. Ceci permet d'apporter l'oxygène nécessaire à la croissance du mycélium tout en évitant la dessiccation du substrat (Sanantonio, 1999) ; (Smith et Spencer, 2002).

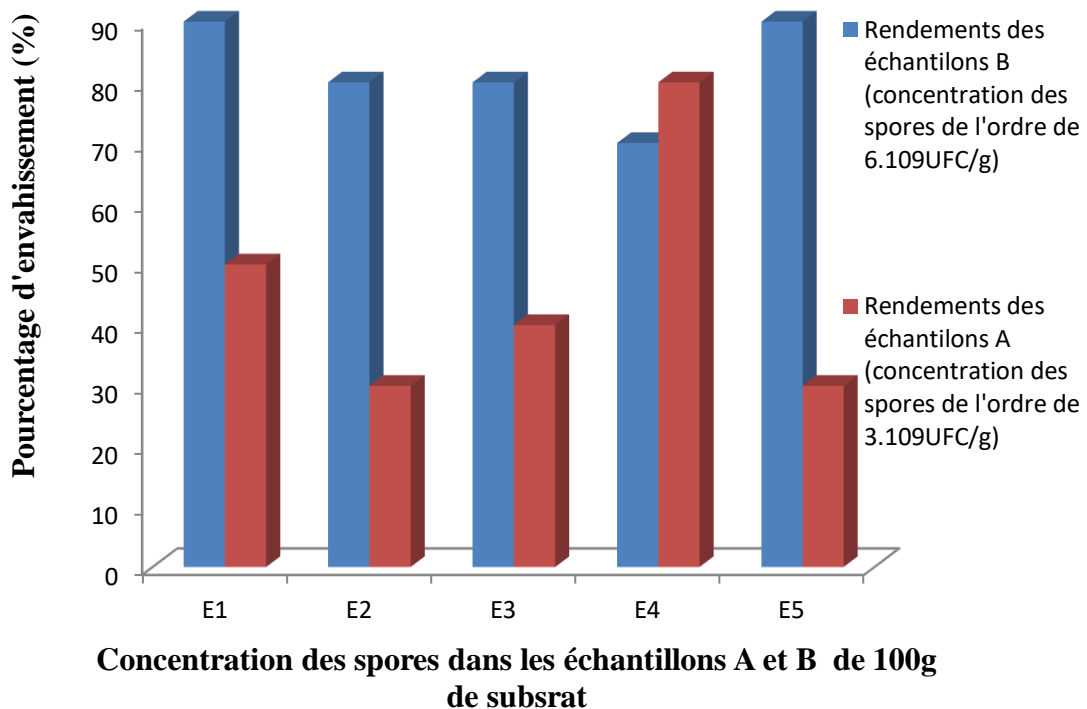
Au cours de l'incubation, les flacons sont peu à peu envahis par le mycélium (Figure 19). Celui-ci se développe aussi bien à l'intérieur qu'à la surface des grains qui se trouvent ainsi reliés entre eux. Ceci provoque une prise en masse du produit envahit du mycélium et qui acquiert une consistance solide, spongieuse et aérée.



**Figure 19.** Photographie montrant l'envahissement du blé par le mycélium de *Agaricus bisporus*

Si le substrat (le blé) 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 de dégager du gaz carbonique (Verfaillie, 2005). Une concentration trop faible en O<sub>2</sub> et trop forte en CO<sub>2</sub> ralentira son taux de croissance (Belitskiy et Krasnopolskaya, 2000). La quantité d'oxygène mise à la disposition du mycélium est un facteur important de son développement. Cette quantité doit être suffisante pour ne pas limiter sa croissance.

La croissance de *A. bisporus* dépend de la vitesse de diffusion du flux gazeux dans le substrat (Stamets, 2000). La concentration de la suspension des spores est très importante pour le développement du mycélium (Verfaillie, 2005). Les résultats du pourcentage de l'envahissement du substrat par le mycélium sont donnés par les histogrammes de la figure 20.



**Figure20.** Pourcentage d'envahissement de *Agaricus bisporus* sur le blé pour différentes concentrations des suspensions de spores

Les résultats démontrent que la croissance mycélienne est élevée dans le substrat de l'échantillon (B) par rapport à l'échantillon (A). La figure (21) nous montrons également que la croissance mycélienne pour certains échantillons (1, 3 et 4) atteint un pourcentage d'envahissement de 90%, 80% et 60%, respectivement au 6<sup>ème</sup> jour d'incubation. La croissance mycélienne au niveau de l'échantillon (B) est rapide et elle est aussi importante que les échantillons (A) 1, (A) 3 et (A) 4, où a enregistré une faible efficacité du pourcentage d'envahissement de l'ordre de 30%, 20% et 30% respectivement. Selon Oie (2003), ces résultats peuvent être expliqués par la rigidité de la croûte cellulosique de l'enveloppe du grain de blé et non à la capacité du mycélium de pénétrer et à se nourrir du stock de protéines et d'amidon.

L'inconvénient majeur des céréales est qu'elles fournissent un substrat idéal pour d'autres organismes. Les risques de contamination sont donc bien élevés (Zadrazil, 2004).

Le mycélium doit être de couleur blanche. Si on remarque l'apparition d'un mycélium jaune, bleu, vert ou gris à d'autres endroits de la surface, c'est un signe de contamination fongique. Une croissance crémeuse et brillante est souvent le signe d'une contamination bactérienne (Wayne, 2001).

Nos résultats montrent que la vitesse de croissance mycélienne de *A. bisporus* est influencée par différents facteurs, notamment le milieu de culture et la concentration de la suspension des spores. D'autres travaux de Lemke (1998) et Pradet et Gastrovijo (2001) ont parlé sur l'appréciation de la vitesse de croissance de *A. bisporus* cultivé à différentes concentrations sur le substrat de blé. Ces travaux ont montré qu'il n'y a pas une différence significative comparée à celle que nous avons trouvé.

Le développement du mycélium semble être influencé aussi par les variations du pH du substrat. Selon Durand (1995), le mycélium de *A. bisporus* se développe mieux à pH inférieur à 7,5. Lorsqu'il est supérieur à 7,5 il se développe lentement. Drieux (1994) montre que si le substrat de culture est trop acide, cela va retarder la croissance de *A. bisporus*.

### 1.3. Résultats du compostage

Le champignon *A. bisporus* a besoin d'un substrat composté pour pouvoir pousser. Ce champignons (saprophytes) s'appelle "décomposeur secondaire" de la matière: il n'est pas capable de décomposer la lignine et/ou le cellulose (qui sont de grosses molécules) contenue dans la paille ou le bois (Drieux, 1994). Le mycélium de ce champignon décomposeur

secondaire a besoin d'autres microorganismes (contenu dans le fumier de cheval par exemple) qui décomposent ces matières organiques afin qu'elles deviennent assimilables pour lui (Tschierpe et Sinden, 1964).

A l'issue de notre travail, le composte obtenu est caractérisé par :

- Absence d'odeur ammoniacale
- Texture moelleuse, paille cassante à la traction.
- Couleur "brun luisant dans la masse avec bordures blanches Actinomycètes" à l'extérieur (figure 21).
- Humidité élevée, mais sans que le jus d'une poignée de fumier coule à la pression manuelle, ce qui correspond à une humidité voisine de 60 à 72 %.
- pH 7,5 à 8 (légèrement alcalin).

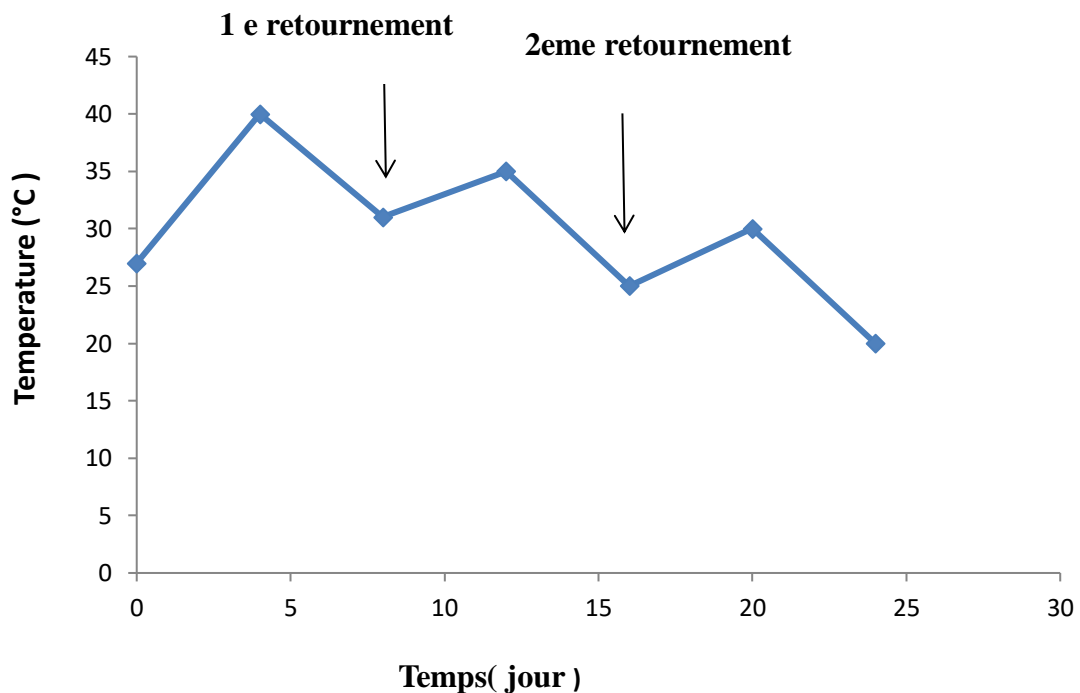
Selon les travaux de l'ITCMI (2014), ces caractéristiques correspondent à un bon composte pour la culture de *A. bisporus*.



**Figure 21.** Photographie montrant la couleur du composte utilisé pour la culture de *Agaricus bisporus*

Selon (Barry et Schisler, 1996) les champignons de couche pouvaient fructifier sur une large gamme de matériel organique à base de fumier de cheval. Le rendement de la culture de *A. bisporus* dépend étroitement de la quantité des spores et de la nature du substrat (Delmas, 2014).

L'essai que nous avons mené nous a permis d'étudier les variations de température et du pH durant le processus de compostage (Figure 22 et 23).



**Figure 22.** Evaluation de la température durant le processus de compostage

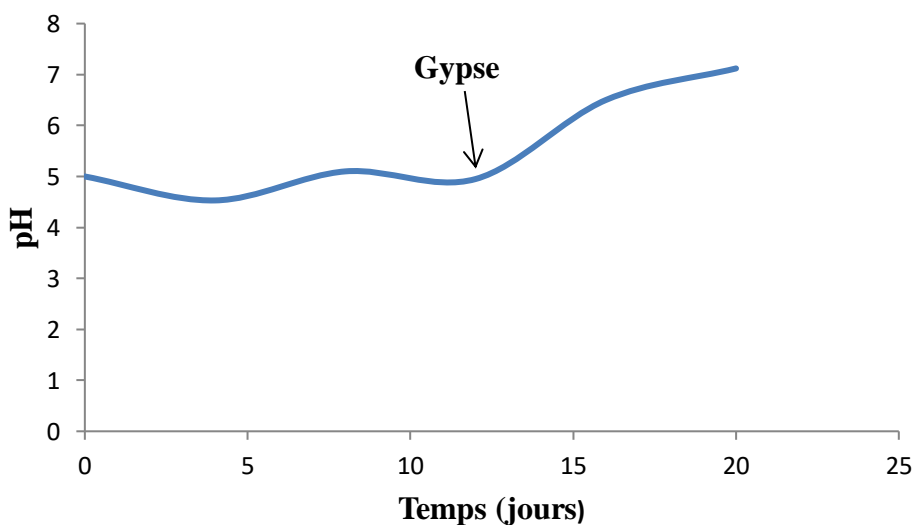
Le composte est une transformation des produits végétaux et animaux (aérés mécaniquement) pour faire évoluer la matière organique vers une forme plus stable. Les microorganismes (bactéries) présents dans la matière organique se développent en milieu aéré et à une la température de 40°C. Cette évolution peut aller jusqu'à 20 jours et plus (Drieux, 1994).

En quelques semaines, nous avons obtenu un compost jeune désodorisé, de couleur foncée et cela après 2 à 3 mois de maturation. Selon la figure (22) la température atteint rapidement 40°C puis 45°C suite à la respiration des microorganismes aérobies mésophiles (valmaseda, 1991).

Les premières composantes du compost les plus dégradables qui sont consommées par microorganismes mésophiles sont les sucres et l'amidon (Barry et Schisler, 1996). Après une courte latence, on constate qu'il y a une légère augmentation de la température. Cela peut être expliqué par l'activité respiratoire endogène de cellules vivantes présentes dans la masse à composter. Les résultats de l'évolution de la température au cours de processus de compostage sont en accord avec ceux trouvés par Mustin (2002).

La figure (22) montre également que le premier retournement de température se situe entre 30°C et 35°C. Cette variation de température est donc très courte et ne peut s'observer qu'en laboratoire, lorsque le mélange à composter contient une forte proportion des tissus frais (Barry et Schisler 1996)

Les microorganismes épuisent l'oxygène de la masse en compostage et rendent le milieu anaérobie, des germes anaérobies se développent alors, conduisant à un abaissement de température car leur métabolisme est moins thermogène. Ils sont de plus responsables de la libération de composés volatils nauséabonds (méthane, ammoniac, hydrogène sulfuré...), la respiration est augmentée suite à l'augmentation de la température de compost, cette température est aux environs de 40°C. Cela est dû au remplacement des microorganismes mésophiles par des thermophiles et des thermo-tolérants. Cela explique la présence d'un deuxième retournement des températures de composte dans la courbe allant jusqu'à 25°C (Valmaseda 1991).



**Figure23.** Evolution du pH durant le processus de compostage

En réalité, le composte connaît effectivement un passage acide en dessous de pH 7 pendant quelques jours, lors d'un démarrage de fermentation. Le dégagement d'ammoniac qui accompagne invariablement le composte, provoque une remontée du pH au-dessus de 7, et dès lors, le compost reste dans une fourchette entre 7,2 et 8,5 (Juan 2013).

#### 1.4. Résultats de la culture de *Agaricus bisporus*

Après l'ensemencement, le mycélium commence à se développer. La température idéale de croissance se situe au-dessous de 30°C. Une humidité suffisante est un autre facteur important pour le développement du mycélium. Par conséquent, l'humidité relative (HR) doit être très élevée (HR 95% ou plus). Lorsque le mycélium arrive à sa maturité, cette humidité va favoriser une bonne fructification, ce qui va aider le champignon à traverser la couche de composte de couverture (figure 24) (Ould Bouamama 1988).



**Figure24.** Photographie montrant le mycélium traversant la couche de composte.

Les champignons de couches, seront cueillis au stade où ils sont les plus rentables, c'est à dire quand leurs chapeaux sont encore fermés. Au moment de la cueillette des champignons, on doit les détacher délicatement du substrat ou de la couverture (figure 25) (Couvry, 2002).

Le rendement obtenu est d'environ 3 fruits de champignon par 195 cm<sup>2</sup>. C'est un rendement faible par rapport à d'autres études (ITCMI, 2014) et (Couvry, 2002), et cela peut être dû aux contaminations de nos cultures par la mouche de champignon.



**Figure 25.** Photographie montrant la cueillette de *A. bisporus*.

## 2. Résultats de la caractérisation du champignon hypogé *Agaricus bisporus*.

### 2.1. Caractères morphologiques du champignon hypogé

Les résultats des mesures du diamètre, du volume, de la masse ainsi que les calculs des densités des champignons étudiés sont présentés dans le tableau 3. Ces valeurs représentent les moyennes de trois répétitions.

**Tableau. 3.** Résultats des caractères morphologiques du champignon hypogé

	Moyenne
<b>Diamètre (mm)</b>	47,8± 13,43
<b>Volume (cm<sup>3</sup>)</b>	33,3± 20.81
<b>Masse (g)</b>	27,36± 15.27
<b>Densité</b>	0,74± 0.051

Selon Harki et Hammoudi (2008), le diamètre du chapeau de *A. bisporus* peut varier de 20 à 80 mm. Il est globuleux puis il devient hémisphérique, ensuite convexe et vers la fin de la maturité, il s'aplati. Sa couleur est de fond blanchâtre à brun clair et à marge plus ou moins appendiculée. Il est recouvert de fibrilles brunâtres à roussâtres à marge plus claire.

Ce champignon a une lame fine et serrée, de couleur rose puis devenant brunes puis bistre-noirâtres à arêtes plus pâles en vieillissant. Anneau bien marqué, épais et souvent en bourrelet, cotonneux et complexe, de couleur blanche un peu brunâtre en marge. Avec un

ped trapu et ferme, plutôt court, s'épaississant vers la base de couleur blanche devenant ochracé roussâtre vers la base. Ces caractéristiques sont similaires à celles citées par Delmas, (1983) et Couvy, (2002).

Selon Creno (2009), le poids moyen de *A. bisporus* est de 18 à 30g selon l'espèce du champignon hypogé. Les résultats du diamètre, du volume et de la densité sont similaires avec ceux trouvés par Harki et Hammoudi (2008).

## **2.2. Teneur en eau**

La détermination de la teneur en eau influence la précision des divers résultats analytiques. D'après les résultats obtenus, la teneur en eau moyenne des échantillons du champignon est de 91,31%. Cette teneur en eau correspondant à un taux de matière sèche de 8,69%. Ces résultats sont proches de ceux trouvés par Morais et al. (2000) et Sánchez, (2004) qui sont de 90% d'eau et de 10% de matière sèche.

D'après Gbolagade et al. (2006), les champignons de paris contiennent en générale 93% d'eau.

## **2.3. Taux de cendres**

Les résultats de la détermination du taux de cendres ont montré que *A. bisporus* contient 1.05g de cendres/100g de matière sèche. D'après Tool (1996), cette matière est représentée principalement par le potassium, le phosphore et le calcium.

Le taux de cendres de *A. bisporus* est légèrement proche de celui mentionné par Badid et al. (2001) qui est de 1.40g /100 de matière sèche. Cette variation peut être due à une différence variétale ou aux conditions culturales différentes entre les échantillons analysés.

## **2.4. Résultats de la déshydrations osmotique et du séchage complémentaire**

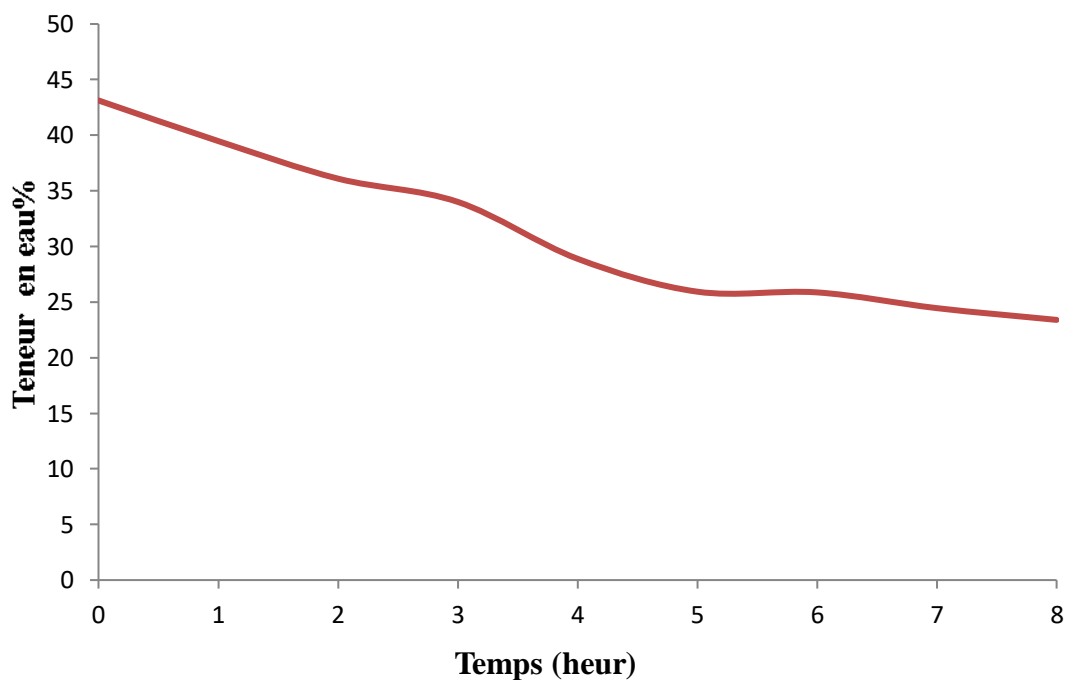
La déshydrations osmotique est un procédé relativement lent. Il est donc important de trouver des méthodes qui augmentent le transfert de masse sans affecter la qualité du produit. Ainsi, un traitement permettant d'augmenter la perméabilité des membranes cellulaires et de faciliter la libération de l'eau pendant la déshydratation osmotique est obligatoire. Parmi les prétraitements utilisés, nous pouvons citer les méthodes thermiques de blanchiment (Kowalska et al., 2008).

La combinaison de la déshydratation osmotique avec le séchage permet d'améliorer la qualité des produits (Fernandes et al., 2006) et de réduire le cout énergétique global de l'élimination de l'eau. En effet, la pré-déshydratation diminue le temps de séchage et le besoin énergétique du séchage complémentaire (Fernandes et al., 2006).

La cinétique de séchage par l'air est caractérisée par une période à vitesse constante, correspondant à l'évaporation de l'eau de surface qui est constamment renouvelée par transport interne et qui se traduit par une variation linéaire de la teneur en eau en fonction du temps. Cette première période est suivie d'une ou de plusieurs étapes à vitesses décroissantes, où les forces capillaires n'acheminent plus suffisamment d'eau en surface pour compenser l'évaporation (Ade-Omowaye et al., 2003).

Pour les produits alimentaires et biologiques, le séchage est limité par la résistance des parois cellulaires, par la migration des solutés qui obstruent les pores et par le croutage de la surface (Wang et al. 2000 ; Ade-Omowaye et al., 2003).

Les résultats de séchage complémentaire sont présentés par les figures 26 et 27.



**Figure26.** Courbe de séchage montrant la perte de poids en fonction du temps

La figure 26 montre que la teneur en eau au cours du séchage diminue avec l'augmentation de la température de l'air et par conséquent la diminution du temps de séchage.

La perte de masse est fonction du mode de séchage et de la température appliquée. Cette courbe présente la même allure que celle décrite par Desmorieux, (1992). Après 8 heures de séchage à 60°C, nous avons observé une forte diminution de la teneur en eau des champignons, tandis qu'il faut attendre 20 heures pour confirmer que le séchage est complet. Ces résultats sont en accord avec ceux trouvés par Bimbenet et al., (2002).

La détermination de la teneur en eau du champignon selon la courbe ci-dessus, donne les résultats suivants : après 2 heures à l'étuve on a 36,09%, après 4 heures on a 28,89% et après 5 à 6 heures on a 25% jusqu'à ce qu'on atteigne une teneur finale constante égale à 23%.

Ces observations peuvent facilement s'expliquer par l'augmentation de l'apport en chaleur au produit (figure 26). Ces travaux sont comparables à ceux trouvés par (Newman et al.1997) pour le séchage des prunes. Nos résultats sont similaires à ceux trouvés par (Kechaou et al., 1996).

L'étude du séchage a permis de ressortir que la durée de séchage et la teneur en eau finale du champignon varient en fonction du type de séchage (et au four à 60°C). Lors du séchage, il y a une perte en certains composés tels que les vitamines (Fernandes et al., 2006).

Le séchage à 60°C serait le plus favorable puisqu'il induit moins de modifications de la composition physico-chimique du champignon. Par ailleurs, l'étude de la stabilité physico-chimique a permis de noter une variation significative de la composition au cours du stockage.



**Figure27.** Photographie montrant le champignon hypogé *Agaricus bisporus* après déshydratation osmotique et séchage complémentaire

### 2.5. Résultats de taux de brunissement

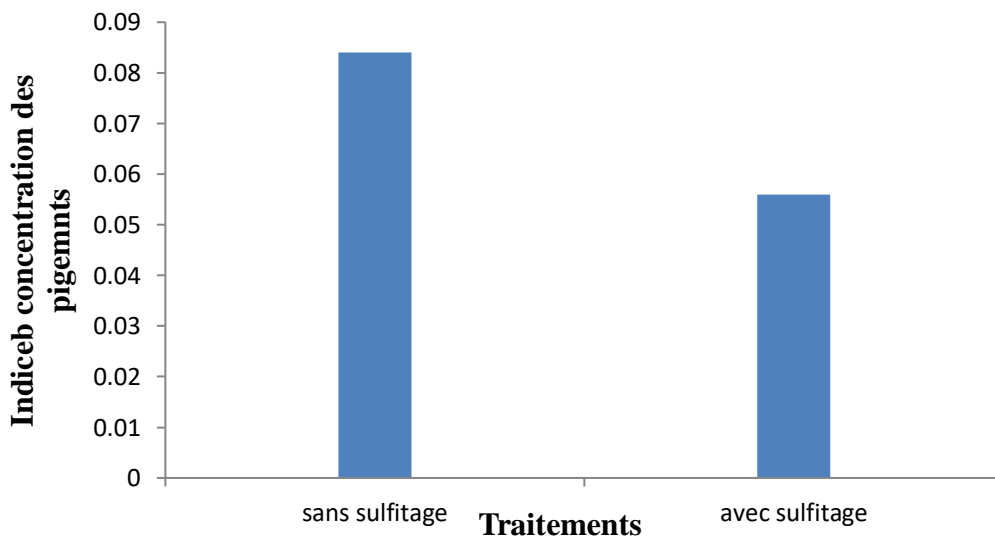
Le brunissement est le plus souvent une réaction indésirable. Il est responsable du changement de la couleur, de l'odeur et du goût désagréable du champignon (Varoquaux, 2001).

Le Tableau 4 présente les résultats des composés du brunissement (enzymatique ou non enzymatique) de champignon sec et qui ont été évalués par la méthode de Belaid (2015).

**Tableau .4.** Les résultats des composés du brunissement (enzymatique ou non enzymatique) du champignon sec

Absorbance	Concentration de pigments de brunissement des champignons sans sulfitage	Concentration de pigments de brunissement des champignons avec sulfitage
Langueur d'onde 500	0.096	0.066
Langueur d'onde 600	0.012	0.010

L'indice de concentration correspondante en pigments bruns est donné par l'histogramme de la figure 28.



**Figure28.** Résultats du taux de brunissement des champignons séchés avec ou sans sulfitage.

La figure 28 montre que l'indice de concentration des pigments bruns des champignons sans sulfitage est de 0,084. Cette valeur est supérieure à celle des champignons traité aux sulfites qui est de 0,056.

L'addition des méta bisulfites de sodium permet de garder aux champignons séchés (et au cours du séchage) la qualité organoleptique (notamment la couleur et l'odeur) et nutritionnelle (figure 29). L'utilisation d'anhydride sulfureux évite aux champignons de prendre une couleur marron foncé lors du séchage (Kompany, 1990) ; (Belaid, 2015).

Un traitement dans une solution adéquate (cas de méta bisulfite de potassium) permet en outre la destruction des parasites adhérents au produit, et d'accroître l'allure du séchage (Mahmutoglu, 1996).

Le sulfitage a pour but de ralentir les réactions de brunissement non enzymatique pouvant avoir lieu au cours du séchage. Il permet aux doses adéquates, de préserver le jaune doré caractérisant le champignon (Kompany, 1990).



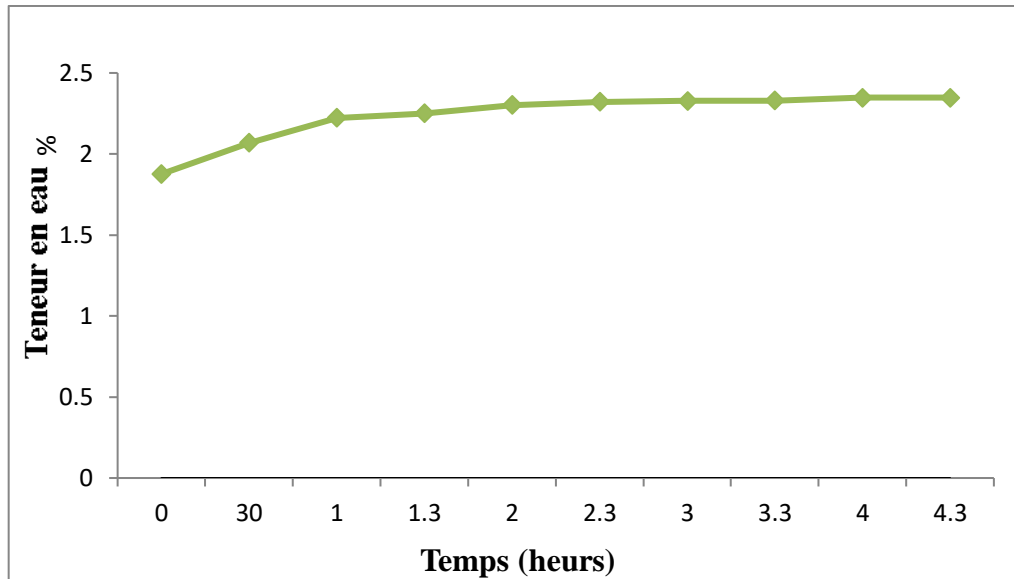
**Figure29.** Photographie montrant des champignons traités avec le méta bisulfite de sodium puis sèches



**Figure30.** Photographie montrant des champignons non traités avec le méta bisulfite de sodium puis sèches

## 2.6. Résultats de la réhydratation

L'absorption de l'eau par les tranches de champignon séchées, exprimée en taux de réhydratation par rapport à la teneur initiale en eau, est de 91.31%. Ce taux est calculé à partir des teneurs en eau qui évoluent dans le temps ce qui permet de tracer la courbe de réhydratation du champignon séché. L'eau de réhydratation est restée sans changement (figure 31).



**Figure31.** Courbe de réhydrations du champignon séché

La courbe montre la teneur en eau après réhydratation par rapport à la teneur en eau initiale du légume en fonction du temps.

Les résultats de la réhydratation ont montrés que l'imbibition capillaire révèle une cinétique de deux régions distinctes. La première partie est linéaire définit l'imbibition linéaire du liquide par les capillaires et la seconde montre la saturation.

Le changement de l'allure de la pente est observé à partir de 2h où la vitesse de réhydratation devient plus ou moins constante. Nous pouvons alors assimiler ce comportement à une absorption capillaire au début. Dans la deuxième phase, une diffusion progressive lente aboutissant au gonflement du produit avec une quasi-récupération de la forme et de la taille initiales du champignon.

La taille de découpe a un effet sur la capacité de réhydratation. Selon Gachovska Tanya, (2009), la dimension du légume séché a une influence significative sur le pouvoir de réhydratation.

La figure (32) représente la capacité de réhydratation d'un champignon coupé en deux après un séchage à une température de à 60°C.



**Figure32.** Photographie montrant la réhydrations d'un champignon séché

Le séchage du champignon montre que l'effet de l'épaisseur ainsi que celui de la température de séchage, sur l'altération du produit et la durée de séjour de ce dernier, sont des facteurs déterminants sur l'évolution de la vitesse de séchage, sur la rétraction et l'aptitude du produit à se réhydrater (Nindo et al., 2002).

Les critères d'instantanéité et le temps de réhydratation sont des critères importants dans la définition de la qualité du produit déshydraté (Bimbenet et al., 2003). La notion de qualité est relative à l'application visée. Un ingrédient pour potage nécessite une grande capacité de réhydratation couplé au caractère d'instantanéité (Gachovska Tanya, 2009).

La qualité du produit fini est défini selon différents critères pour un même produit ayant plusieurs types d'applications. Elle dépend du traitement technologique appliqué sur le champignon (nature du procédé physique, paramètres opératoires et conduite du procédé), mais également de l'état de la matière première (variété, origine, état de maturité, pratiques culturales, prétraitements) (Kompany, 1990).

L'échantillon le plus épais nécessite plus d'énergie que celui qui est mince. Ceci reflète une faible capacité de réhydratation et un temps plus en moins lent pour le séchage. De même pour la rétraction (diminution de l'épaisseur), ça nécessite de l'énergie pour augmenter de la pénétration de l'eau au cours de la réhydratation (Bimbenet et al., 2003).

D'après les résultats des cinétiques de séchage de champignon et de l'étude de son comportement au cours et après séchage que nous avons obtenu, nous pouvons conclure qu'il existe une inter relation entre la température, l'épaisseur du produit, la vitesse de séchage, le taux de rétraction, et les conséquences de ces derniers sur le taux de réhydratation des champignons séchés.

*Conclusion*

---

## Conclusion

D'après les résultats de notre étude, on peut dire qu'afin d'obtenir une bonne fructification du champignon *A. bisporus*, il faut respecter toutes les conditions que demande la culture de ce champignon tels que la température et l'humidité.

La culture des spores de *A. bisporus* dépend de plusieurs facteurs ; notamment, la concentration de la suspension des spores, la nature du substrat à inoculer, et le choix du milieu de culture le plus nutritive.

Dans cette étude, nous avons trouvé que ce champignon hypogé contient une teneur en eau de 91,31%, et un taux de cendre égal à 1,05 %. Ce champignon se caractérise par un chapeau de diamètre moyen de 47,8 mm, et une masse moyenne de 27,36g. Ces résultats montrent que ce champignon est caractérisé par une bonne qualité alimentaire.

A partir des résultats du séchage de champignon hypogé obtenus, nous pouvons dire que le traitement par sulfitage donne de meilleurs résultats de conservation. On outre, la réhydratation de ce dernier lui permet de récupérer partiellement sa forme et son poids initial.

Dans le cadre d'un travail futur, il est envisageable de :

- ✓ Prendre en considération l'influence de la concentration du CO<sub>2</sub>, sur la croissance de champignon
- ✓ Choisir des souches performantes pour éviter le vieillissement des souches.
- ✓ Déterminer les meilleures conditions de travail pour éviter les contaminations des cultures de *A. bisporus* par les champignons

## *Références bibliographique*

---

## ***Références bibliographiques***

- Ade-Omowaye B. I. O., Rastogi N K., Angersbach A et Knorr D., (2003).** Combined Effects Of Pulsed Electric Field Pre-Treatment And Partial Osmotic Dehydration On Air Drying Behaviour Of Red Bell Pepper. In : J. Food Eng. P 89-98.
- Aimin L. I., Begin M., Kokurewicz K., Bowden C. et Horgen P. A., (1994).** Inheritance Of Strain Instability (Sectoring) In The Commercial Button Mushroom, *Agaricus Bisporus*. In: Applied And Environmental Microbiology. P 2384-2388.
- Alexander S., Pilz D., Weber N. S., Brown E et Rockwell V. A., (2002).** Mushrooms, Trees and Money Value Estimates of Commercial Mushrooms and Timber in the Pacific Norwest. In: Environmental Management 30 (1).P129-141.
- Amolds E., (1991).** Decline of ectomycorrhizal fungi in Europe. In: Agriculture Ecosystems and Environment. P 209-244.
- A.O.A.C. (Association Of Official Analytical Chemists), (1984).** Official Method Of Analysis. Edidion Washington, D.C.
- A.O.A.C. (Association Of Official Analytical Chemists), (1990).** Official Method Of Analysis. Edidion Inc., Virginia.
- Arrold N. P. et Blake C. D., (2000).** Some Effects Of Ditylenchus Myceliophagus And Aphelenchoides Composticola On The Growth On Agar Plates Of The Cultivated Mushroom *Agaricus Bisporus*. In: Nematologica. P 501-510.
- Badid N., Moussaoui A. et Belbraouet S., (2001).** Production De Protéines d'Organismes Unicellulaires Cultivés Sur Corn Steep Liquor Et Evaluation Nutritionnelle De La Biomasse. In: Rev. Energ. Ren. Production Et Valorisation – Biomasse. P 11-28.
- Banafsheh J. M. S., (2014).** Evolution intraspécifique du génome et modes de reproduction générateurs de diversité génétique chez *Agaricus bisporus*. Thèse Présentée Pour Obtenir Le Grade De Docteur De L'université De Bordeaux. P15

- Barroso S. R., Guizelini. P., Vandenberghe L. P., Medeiros A. B. et Socco C. R., (2009).** Lab-Scale Production Of *Bacillus Atrophaeus* Spores By Solid State Fermentation In Different Types Of Bioreactors. In: Braz. Arch. Biol. Technol. P159-170.
- Barry H et Shisler (1996).** Utilisation of fatty acides by *Agaricus bisporus* In Commercial Culture. In: Revu.Mycologia. P 722-728.
- Bchir B., Besbes S., Giet J. M., Attia H. et Blecker C., (2010).** Synthèse Des Connaissances Sur La Déshydratation Osmotique. In: Biotechnol. Agron. Soc. Environ. P 129-142.
- Belaid J., (2015).** Algerie: Manuel De Sechage Des Fruits. In: Sciences Et Techniques Agronomiques. P 11.15.22.
- Belitskyi I. V et Krasnopolskaya L. M., (2000).** The edible and medicinal xylophorie mushroom's spawn: growing technology and quality criterions. In: Scientific j. (in Russian). Gavrish. P 11-15.
- Bimbenet J. J., Duquenoy A. et Trystram G., (2002).** Génie des procédés alimentaires : des bases aux applications; Dunod: Paris.
- Bimbenet J. J., Bonazzi C et Dumoulin E., (2003).** L'Eau en Séchage, Stockage et Réhydratation. In: l'eau dans les Aliments, par Le Meste, D. Lorient et D. Simatos, Eds, Edition Lavoisier, Tec. & Doc, Paris. P 674.
- Bisht B. S., Harch N. S. K., et Plant N. K., (1998).** Evaluation Of Two Locally Availables Millets For Spawn Production Of *A.bisporus*. In: Andion Phytopathology. Vol. 36. P 777-778.
- Bouabdelli H., (2010).** Détermination Matricielle Des Effets De Quelques Paramètres Technologiques Sur La Déshydratation Osmotique Des Terfez De Sud Algérien. Mémoire Ingénieur D'état En Agronomie. P 26.
- Bouchet P. H., Guignard J. L. et Villard J., (1999).** Les Champignons, Mycologie Fondamentale Et Appliquée. Édition Masson. Paris. P 1.

- Boulestreau H., (2016).** Guide De Bonnes Pratiques. Editon CCLIN Sud-Ouest. P 25.
- Cantwell., ( 1999); Sargent., (2000); McGregor., (1987).** Manuel Pour La Préparation Et La Vente Des Fruits Et Des Légumes, Du Champ Au Marché. FAO. P 48.
- Castle A., Speranzini D., Rghei N., Alm G., Rinker D. et Bissett J., (1998).** Morphological and molecular identification of *Trichoderma sp* isolates on North American mushroom farms. In: Appl Environ Microbiol. P 133-137.
- Chaboud A., (2013).** Impact de l'approche moléculaire sur la classification systématique des Agaricomycetidae. These Presentee Pour L'obtention Du Titre De Docteur En Pharmacie Diplôme D'état. P 41.
- Chevailier G., Rioussel L. et Bardet M., (2001).** Truffes d'Europe Et De Chine. Edition INRA. Nancy .P 176.
- Clinquart A., (2005).** Les Techniques De Conservation Des Aliments. Sart Tilman Liège. P 25.
- Colas F., Auger P., Baldet M., Bettez A. et Savary., (2012).** Gestion Opérationnelle De L'évolution De La Qualité Des Lots De Semences Forestière à L'aide De La Mesure De L'activité De L'eau. Gouvernement De Québec, Ministère Des Ressources Naturelles, Direction De La Recherche Forestières Note De Recherche Forestière. P18.
- Couvy J., (1996).** La Fructification d'*Agaricus bisporus* en Milieu Aseptique: un Modele Experimental pour l'Etude des Substances Impliquees dans l'Initiation Fructifer. In : The International Society For Mushroom Science. P 1-15.
- Couvy J., (2002).** Les Facteurs De Fructification Des Agaricales Et Plus Particulièrement De l'*Agaricus Bisporus* (Lange) .In : Sing., Botaniste. P 103-128.
- Creno., (2009).** Tableau Des Calibres Légumes Frais. Ensemble, Constructions De Frais De Demain. P 3.

- Dahman S. et Rennane A., (2009).** Etude De L'osmo-Déshydratation Et Du Séchage Des Fruits: Application Aux Pommes Et Aux Bananes. Mémoire De Ingénieur D'état En Biologie. P11.
- Delmas J., (1953).** Alimentation du champignon de couches. bull.tech. d'inf. P 736-744.
- Delmas J., (1983).** La Truffe Et Sa Culture. Institut National De La Recherche Agronomique Paris.
- Desmorieux H., (1992).** Le séchage en zone subsaharienne: une analyse technique à partir des réalités géographiques et humaines. Thèse de doctorat, Institut National Polytechnique de Lorraine, Nancy, France.
- Diansambu M. I., Dibaluka M. S., Lumande K. J., Degreef J., Dibaluka S. M., Lukoki F. L., Kese D. I. et Degreef J., (2010).** Essais de culture de quelques champignons lignicoles comestibles de la région de Kinshasa (R.D.Congo) sur divers substrats lignocellulosiques. In : Biotechnol Agron. Soc. Environ P 417-422.
- Diansambu M. I., Dibaluka M. S., Lumande K. J et Degreef J (2017).** Culture de trois espèces fongiques sauvages comestibles du Groupement de Kisantu (R.D. Congo) sur des substrats ligno-cellulosiques compostés. In: Afrique Science 11(3). P 241 – 261.
- Dittriche P. et Grau J., (2000).** GEO Champignons. Lichens. Algues. Mousses. Fgères. Édition Minh Hoang Cong-Jacana. Allemagne. P 82.
- Dodileva S. I.,(1992).** High quality spawn production of *Agaricus bisporus*. In: J. Mushroom. P 45- 46.
- Drieux T., (1994).** Le compostage: une voie de valorisation des engrais de ferme. Revue Fourrages 140. P 543-550.
- Durand R., (1995).** Physiologie De La Fructification Des Basidiomycetes Superieurs Lignicoles. D. E. A. Lyon. P 32.

- El-Assfour A., Ouazzani T A. et Douira A., (2005).** Etude De Quelques Espèces *d'Agaricus* De La Forêt De La Mamora (Maroc). In : Bulletin De l'Institut Scientifique, Section Sciences De La Vie. N°26-27. P 1-5.
- Ellis J. J., (1998).** Preserving fungus strains in sterile water. *Mycologia*. P 1072-1075.
- FAO., ( 1980).** A manual of rural composting. FAO/UNDP Regional Project RAS Field Document N° 15. Rome.
- FAO., (2004).** Food and Agriculture Organizations of the United Nations, Wild Edible fungi a global overview of their use and importance to people.
- FAO., (2007).** Food and Agriculture Organizations of the United Nations, What are nonwoodforest products.
- Fernandes F., Rodrigues S., Gaspareto O C P. et Oliveira E.L., (2006).** Optimization of osmotic dehydration of papaya followed by air-drying. In: *Food Res. Int.*, 39. P 492-498.
- Fitz James I. et Kuipers B., (2003).** La conservation des fruits et des légumes. *Stoas Digrafi*, Wageningen, Pays bas. P 7.
- Gachovska Tanya K., Simpson Marian V., Ngadi Michael O., Et Raghavan G S V, (2009).** Pulsed Electric Field Treatment Of Carrots Before Drying And Rehydration. In: *Journal Of The Science Of Food And Agriculture*. P 2372-2376.
- Gandy D.G., (1999).** Points De Mort Thermique Des Spores De Champignons Et Du Mycélium. Rapport Annuel De L'institut De Recherche Sussex Sur Les Cultures De Serre. Littlehampton. P 144.
- Gbolagade J., Ajayi A., Oku I. et Wankasi D., (2006).** Nutritive Value Of Common Wild Edible Mushrooms From Southern Nigeria. In: *Global Journal Of Biotechnology & Biochemistry*. P 16-21.

- Harki E. et Hammoudi A., (2008).** Les Champignons Comestibles Du Maroc: Donnees Et Etat Actuel. In: Revue AFN Maroc. P 89-99.
- Hatvani L., Antal Z., Manczinger L., Szekeres A., Druzhinina I S., Kubicek C P., Nagy A., Nagy E., Vágvölgyi C. et Kredics L., (2007).** Green mold diseases of *Agaricus* and *Pleurotus* spp. Are caused by related but phylogenetically different *Trichoderma* sp. species. In: Phytopathology. P 532-537.
- Hermosa M R., Grondona I. et Monte E., (1999).** Isolation of *Trichoderma* sp. *harzianum* Th2 from commercial mushroom compost in Spain. In: Plant Dis. P 591.
- Indian Agricultural Research Institute (IARI), (1989).** Biofertilizers. New Delhi, Division of Microbiology.
- ITCMI., (2014).** Guide Pratique Culture De Champignon De Paris Sur Compost. Institut Technique Des Cultures Maraîchères Et Industrielles. Alger P 7.
- Jian P., Zhu L., Ying Z., Zefen Y. et Keqin Z.,(2011).** Diversity And Population Biology Of Wild Mushrooms From Southwestern China. In: Proceedings Of The 7th International Conference On Mushroom Biology And Mushroom Products. P 77-87.
- Juan , Dong-Mei , Yang et Li-Ji(2013).** A Biosecure Composting System for *Tilletia controversa* Kühn-Infected Wheat Waste. In: Microbiology. P 133-137.
- Kechaou N., Bagane M., Maalej M. et Kapseu C. (1996).** Approche empirique de la cinétique de séchage des dattes. Sciences des aliments n°16. P 593-605.
- Khalil E., (1998).** Etude économique des conditions de commercialisation et de transformation des truffes: Cas des truffes de la Mamora. Mémoire de troisième cycle ENA. de Meknès. P 14.
- Komon-Zelazowska M., Bissett J., Zafari D., Hatvani L., Manczinger L., Woo S., Lorito M., Kredics L., Kubicek C P. et Druzhinina I S., (2007).** Genetically Closely Related But Phenotypically Divergent *Trichoderma* Sp. Species Causes Green Mold

- Diseases In Oyster Mushroom Farms Worldwide. In: Applied & Environmental Microbiology 73(22). P 7415-7426.
- Kompany E. K., Allaf J. M., Bouvier P., et Moraux A., (1990).** Nouveaux Procédés De Déshydratation Des Fruits Et Légumes A Réhydratation Rapide. In: I.A.A. P 1243 – 1248.
- Kowalska H., Lenart A. et Leszczyk D., (2008).** The effect of blanching and freezing on osmotic dehydration of pumpkin. In: *J. Food Eng.*, 86. P 30-38.
- Krupke O. A., Castle A. J. et Rinker D. L., (2003).** The North American mushrooms competitor, *Trichoderma* sp. *aggressivum* f. *aggressivum*, produces antifungal compounds in mushroom compost that inhibit mycelial growth of the commercial mushroom *Agaricus bisporus*. In: Mycological Research: 107(12). P 1467-1475.
- Kuck U., Osiewacz H. D., Schmidt U., Kappelhoff B., E Schulte S. U et Esser k. (1992).** The onset senescence is affected by DAN rearrangements of discontinuous mitochondrial gene in *Podospora anserine*. In: Current Genetic: 9. P 373-382.
- Laborde J., (2001).** Les Champignon De Couche. Actualité Et Perspective .In: Horit. P 37-38.
- Larousse J., (1972 ).** Traitement Conservation Et Commercialisation Des Champignons Lyophilisés. In: The International Society For Mushroom Science. P 1-61.
- Benarab N., (2014).** Culture des champignons en Algérie. In: L'ECO Magazine, [www.leconews.com](http://www.leconews.com).
- Lemke G., (1998).** Vitesse De Croissance Et Temperatures Létholes Du Mycelium De Différents Souches d'*Agaricus bisporus* En Comparaison Avec Différents Souche *Agaricus bisporus*. in: Mish.Soi X (Part I). P 539-550.
- Maheshwari S., (2013).** A Guide For White Button Mushroom (*Agaricus bisporus*) Production. In: Scientificreports: 2. P 668.

- Mahmutoglu T., Birol Saygi Y., Borcakli M. et Ozay G., (1996).** Effect Of Pretreatment Drying Method Combinations On The Drying Rates - Quality And Storage Stability Of Apricots, *Lebensm - Wiss. U., Technol*, Vol 29. P 418-424.
- Mamoun M. L., Savoie J. M. et Olivier J. M., (2000).** Interactions between the pathogen *Trichoderma sp. harzianum Th2* and *Agaricus bisporus* in mushroom compost. In: *Mycologia*: 9. P 2233-240.
- Marshall E. et Nair T., (2009).** Make money by growing mushrooms. FAO. Rome. P 3.
- Medjoudj H. et Zidoune M. N., (2008).** Etude Du Comportement Au Séchage Du Cardon. In: *Revue Des Energies Renouvelables SMSTS'08*. P 285 – 300.
- Morais M. H., Ramos A. C., Matos N Et Santos-Oliveira E. J., (2000).** Production Of Shiitake Mushroom (*Lentinus Edodes*) On Ligninocellulosic Residues: Note. In: *Food Sci. Techol*. P 123–128.
- Multon J. L., (1991).** Techniques D'analyse Et De Contrôle Dans Les Industries Agro-Alimentaires. Edition Lavoisier. P 6-7.
- Munguia P., Guzman G. et Ranrez-Guillen F., (2006).** Seasonal community structure of macromycetes in Veracruz, Mexico. In: *Ecography* 29. P 57-65.
- Musanga F., (2002).** Mushroom. Ministry Of Agriculture Vihiga. P 28.
- Mustin M., (2002).** Le Compost: Gestion De La Matière Organique, Eds: François Dubusc, Paris, P12.
- Navarro Rodriguez A. M., (2014).** Adaptation des températures élevées du champignon de Paris *Agaricus bisporus*. Thèses Pour Obtenir Le Grade De Docteur De L'université De Bordeaux. P14.
- Newman G. M., Price W. E. et Woolf L. A. (1997).** Factors Influencing The Drying Prunes- Effects Of Temperature Upon The Kinetics Of Moistre Loss During Drying. In: *Food Chemistery*, Vol. 57, N° 2. P 241-244.

- Nieuwenhuijzen B. V., (2007).** La Culture Des Champignons A Petite Echelle – 2. Edition Digigrafi, Wageninmgen, Pays-bas. P 9
- Nindo C. I., Sun T., Wang S. W., Tang J. et Powers J. R., (2002).** Evaluation of Drying Technologies for Retention of Physical Quality and Antioxidants in Asparagus (*Asparagus officinalis*), Swiss Society of Food Science and Technology. in: Technology, Vol. 36. P 507 – 516.
- Oei P., (2003).** Mushroom cultivation, appropriate technology for mushroom growers. Netherlands. P 10-84.
- Oei P., (2005).** La Culture Des Champignons A Petite Echelle Pleurotes, Shiitakes Et Auriculaires. Edition Digigrafi, Wageninmgen, Pays-bas. P 14-16.
- Osemwegie O. et Okhuoya J. A., (2011).** Diversity and abundance of macrofungi in rubber agroforests in southwestern Nigeria. In: Nordic Journal of Botany. P 119-128.
- Ould Bouamama M., (1988).** Contribution à L'étude D'un Modèle De Production Du Champignon De Couche *Agaricus Bisporus*. Thèse En Vue De L'obtention Du Diplôme D'ingénieur Agronomie. Institut Nationale Agronomique. El-Harrach. P 7.
- Overstijns A., (2003).** Le Compostage Et La Pasteurisations Dans La Culture Des Champignons. In: Do L'agr. P 693-711.
- Perrin P. W., (1997).** Long term storage of cultures of wood inhabiting fungi under mineral oil. In: Mycologia. 71: P 867.
- Piar G. et Lanoisellé J. L., (2000).** Appertisation des denrées alimentaires. In: Congrès français de Thermique, Lyon. P 1-31.
- Pinna S., Gévry M. F., Côté L. M. et Sirois., (2010).** Factors influencing fructification phenology of edible mushrooms in a boreal mixed forest of Eastern Canada. In: Forest Ecology and Management. P 294–301.

- Pollock S. H., (1998).** Magic Mushroom Cultivation. Doc de l'université du Texas à Austin. P 25.
- Pradet A. Et Gastroviejo M., (2001).** Caractérisation De La Culture Du Mycélium De *Pleurotus ostreatus* En Milieu Liquide Et Gélose Par La Mesure De La Teneur En A.T.P. Et La Charge Énergétique. In: Mush. Sci X (Part I). P 552-562.
- Raper C. A., Raper J. R. et Miller R. E., (1972).** Genetic analysis of the life cycle of *Agaricus bisporus*. In: Mycologia 64. P 1088–1117.
- Rinker D. L. et Snetsinger R. J., (1984).** Damage threshold to a commercial mushroom by a mushroom-infesting phorid (Diptera: Phoridae). In: J. Econ.Entomol: 77. P 449-453.
- Rosset P., Beaufort A., Cornu M. et Poumeyrol G., (2002).** La chaîne du froid en agroalimentaire. In: Cahier de Nutrition et de Diététique. P 124-130.
- Royer A. et Prilleux B., (2012).** Huiles Et Graisses Comme Agents D'enrobage Dans L'industrie Agro-Alimentaire. In: OCL (2). P 120-122.
- Saiqa S. H., Nawaz B. M. et Asif H., (2008).** Studies on Chemical Composition and Nutritive Evaluation of Wild Edible Mushrooms. In: Iran. J. Chem. Chem. Eng. P 151-154.
- Sanantonio J., (1999).** Stability of spawn stock of the cultivated mushroom stored for nine years in liquid nitrogen. In: Mushroom Science 1. P 103-114.
- Sánchez C., (2004).** Modern Aspects Of Mushroom Culture Technology. Applied Microbiology Biotechnology. P 756- 762.
- Sarr J., Sall M., Sow M. L. et Kane M. M.,(2003).** Etude Expérimentale Des Courbes De Séchage Du Poisson. In: J. Sci. Vol. 3, N°1. P 1-9.
- Schisler L. C. et Patton J. G., (1978).** Influence Of Cultural Factors On The Growing Of Varians Strains Of *Agaricus bisporus*. In: Mish.Soi X (Part I). P 115-120.

- Schisler L. E., Sinden J. W. et Sigel E. M., (1968).** Etiology of mummy diseases of cultivated mushrooms. In: *Phytopathology* : 58. P 944-941.
- Sénéchal N., (2008).** Culture de champignons sur billes en sous-bois. Université de Moncton, Campus d'Edmundston. P 2.
- Serrurier M., (2008).** Ctifl Memento Fruits Et Legumes. Edition Centre Technique Interprofessionnel Des Fruits Et Légumes. Paris. P 298.
- Sharma S. R. et Vijay B., (1996).** Yield loss in *Pleurotus ostreatus* spp. caused by *Trichoderma sp viride*. In: *Mushroom Res*: 5. P 19-22.
- Smith J. F. et Spencer., (2002).** Repide Préparation Of Composts Suitable For Tho Production Of Cultivated Myshroom. In: *Soi.Horti*. P 21-28.
- Stamets P et Chilton J., (1996).** A practical Guide To Growing Mushroom at Home. Agarikn Press. Olympia, Washington, US. P 415.
- Stamets P. et Chilton J. S., (1 983).** Mushroom Cultivator A Practical Guide To Growing Mushrooms At Home. Edition Agarikon Press, Hong Kon. P 5.
- Stamets P., (2000).** Growing gourmet and medicinal mushrooms. 3rd edition. Berkeley, California, Ten Speed Press. P 574.
- Stoller B. B., (2005).** Some practical aspects of making mushroom spawn. In: *Mushroom science*. P170-184.
- Straatsma G., Ayer A. et Egli S., (2001).** Species richness, abundance and phenology of fungal fruit bodies over 21 years. In: *Swiss forest plot. Mycol. Res.* 105. P 515–523.
- Tool., (1996).** La Culture Des Champignons. In: *Production Et Valorisation – Biomasse*. P 318 -325.
- Tschierpe H. J. et Sinden J. W., (1964).** D'autres Etudes Du Dioxyde Exercent Ting Signifié La Fournure De Fructification Des Champignons Cultivés, *Agaricus Campestris* Var. *bisporus*. In: *LGE Arc Microbiol*. P 405-425.

- Umar M. H. et Van Griensven L. J., (1997).** Morphological Studies On The Life Span, Developmental Stages, Senescence, And Death Of Fruit Bodies Of *Agaricus bisporus*. In: Mycol. Res. 101. P 1409-1422.
- Valmaseda M., Almendros G. A et Martinez A. T., (1991).** Chemical Transformation Of Wheat Straw Constituents After Solid-State Fermentation With Selected Lignocellulose Degrading Fungi. In: Biomass And Bio Energy 1(5). P 261-266.
- Van Greuning M. et Eicker A., (1991).** The identity of the lipstick mold of cultivated mushrooms, *Agaricus bisporus*. Bot: In Bull. Acad. Sin. : 32. P 57-62.
- Varoquaux P., (2001).** Contribution A L'étude Des Propriétés De L'o-Diphénoloxydase Du Champignon De Paris (*Agaricus Bisporus*). Thèse Univ. De Dijon. P 134.
- Vedder P. J. C., (1994).** La Culture Moderne Des Chmpignons. Edition Stam/ Robijns. B. V. P 384.
- Verfaillie M., (2005).** Safety device of breeding mycelium.Champignon. in: German. P 18-21.
- Wang W. C. et Sastry S. K., (2000).** Effects of thermal and electrothermal pretreatments on hot air drying rate of vegetable tissue. In: J. Food Process Eng. P 299-319.
- Wayne R. R., (2001).** Growing mushroom the easy way. Mushroom science. P 37.
- Zadrazil F., (2004).** The ecology and industrial production of *Pleurotus ostreatus*, *P. florida*, *P. cornucopiae*, and *P. eryngii*. In: Mushroom science.1: P 621-652.

*Annexes*

---

## *Annexes*

Composition des milieux de culture utilisés:

### **Milieu sabouraud**

Peptone.....	10 g
Glucose massé.....	20 g
Agar-agar.....	15 g
Eau distillée (qsp).....	1 000 ml
pH = 6,0	

### **Milieu PDA**

Pomme de terre.....	200 g
dextrose .....	20 g
Agar-agar.....	20 g
Eau distillée (qsp).....	1 000 ml