

REPUBLIQUE DE CÔTE D'IVOIRE

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique



MEMOIRE

Présenté pour l'obtention du Diplôme de

MASTER

BIORESSOURCES-AGRONOMIE

OPTION :

Amélioration des Ressources Agricoles

Année Académique

2021-2022

Numéro d'ordre:

123-2022

Présenté

Par

YEO MIEFONGOBA ANICET

THEME :

**EFFET COMBINE DE L'AGE DU MYCELIUM ET DE LA
FORMULATION DU SUBSTRAT SUR LA PRODUCTIVITE DE
*Pleurotus ostreatus***

Date de soutenance : Lundi 03 Octobre 2022

Membre du Jury

Président : Dr KOTCHI Valère, Maître de Conférences, UJLOG
Directeur Scientifique : Dr SOKO Dago Faustin, Maître de Conférences, UJLOG
Encadreur : Dr SOKO Dago Faustin, Maître de Conférences, UJLOG ,
Examineur : Dr N'DOUBA Amako Pauline, Maître-Assistant, UJLOG,

DEDICACES

A la mémoire de mon père,
A ma mère
pour tous leurs efforts consenti.
Merci pour tout.

REMERCIEMENTS

Cette étude n'aurait pas pu être menée sans le concours et le soutien tant moral que financier ainsi que les encouragements de nombreuses personnes à qui j'exprime ma profonde gratitude et mes remerciements.

- Professeur TIDOU Abiba Sanogo, Présidente de l'Université Jean Lorougnon Guédé, pour avoir accepté notre inscription au sein de son université ainsi que tous ses efforts pour la bonne marche de l'institution.
- Professeur KONE Tidiani, Vice-président chargé de la pédagogie, de la vie Universitaire, de la recherche et de l'innovation technologique de l'Université Jean Lorougnon Guédé qui a toujours été disponible pour répondre à nos préoccupations au plan académique.
- Professeur AKAFFOU Doffou Selastique, titulaire, Vice-président chargé de la planification et des relations extérieures de l'Université Jean Lorougnon Guédé pour son implication au bien-être des étudiants.
- Docteur TONESSIA Dolou Charlotte, Maître de conférences, Directrice de l'UFR Agroforesterie, pour sa disponibilité, ses conseils de sagesse dont nous avons bénéficié durant les années académiques.
- Docteur GROGA Noel, Maître de conférences, Responsable de filière Bioressources-agronomie pour avoir supporté nos humeurs et caprices tout au long de ce parcours et aussi pour les conseils et la disponibilité à répondre à toutes nos suggestions.
- Docteur KOTCHI Valère, Maître de conférences, enseignant chercheur agro-pédologue, pour le grand honneur qu'il m'a fait d'être le Président de mon jury.
- Docteur SOKO Dago Faustin, Maître de conférences, mon Directeur scientifique et encadreur, enseignant chercheur en physiologie végétale, pour avoir accepté la direction et l'encadrement scientifique de ce mémoire de fin cycle et pour tout.
- Docteur N'DOUBA Amako Pauline, Maître Assistant, enseignant chercheur en mycologie, pour avoir accepté l'examen scientifique de ce mémoire.
- A la grande et petite famille YEO, merci pour tout
- A la mémoire de Esaïe, laborantin à l'Université Jean Lorougnon Guédé pour son soutien.
- A mes amis, collègues et camarades étudiants de Bioressources-Agronomie depuis la Licence 1 et à tous ces étudiants que j'ai connu avec qui nous avons partagé des moments inoubliables de cette vie estudiantine.

Et enfin, à tous ceux que j'ai oubliés et qui ont contribué à faire de moi celui que je suis aujourd'hui par leur rencontre et leur présence

TABLE DES MATIERES

DEDICACES	i
REMERCIEMENTS	ii
LISTE DES SIGLES ET ABREVIATIONS	vii
LISTE DES TABLEAUX	viii
LISTE DES FIGURES	ix
INTRODUCTION	1
PARTIE I : GÉNÉRALITÉS	
1.1 GÉNÉRALITÉ SUR LES CHAMPIGNONS SUPÉRIEURES	3
1.2 CLASSIFICATION	3
1.3 ORGANISATION GENERALE DES CHAPIGNONS	4
1.3.1 Le mycélium	4
1.3.2 Le carpophore	4
1.3.3 Le chapeau	4
1.3.4 Le pied	4
1.4 REPRODUCTION DES CHAMPIGNONS.....	5
1.4.1 Reproduction asexuée	5
1.4.2 Reproduction sexuée	6
1.5 ÉCOLOGIE DES CHAMPIGNONS	7
1.5.1 Les champignons symbiotiques	7
1.5.2 Les champignons parasites	8
1.5.3 Les champignons saprophytes.....	8
1.6 IMPORTANCE DE PLEUROTUS OSTREATUS.....	8
1.6.1 Importances nutritionnelles	8
1.6.2 Importances médicinales.....	8

1.6.3	Importances écologiques ou environnementales	9
1.6.4	Importances financières.....	9
1.7	CHAMPIGNON DU GENRE PLEUROTUS	9
1.7.1	Description des champignons pleurotes	9
1.7.2	Différentes formulations de substrats utilisées pour la culture des pleurotes	11
1.7.3	Etapas de la culture de pleurotes	12
1.7.3.1	Obtention de mycélium pure de champignon.....	13
1.7.3.2	Production de blanc de semis.....	14
1.7.3.3	Obtention de carpophores.....	15

PARTIE II : MATÉRIEL ET MÉTHODES

II.	MATÉRIEL ET MÉTHODES	16
2.1	Site d'étude	16
2.2	MATÉRIEL	16
2.2.1	Matériel biologique	17
2.2.2	Matériel technique.....	18
2.3	MÉTHODES.....	18
2.3.1	Compostage du substrat	18
2.3.2	Formulation et remplissage des sachets	19
2.3.3	Stérilisation du substrat.....	21
2.3.4	Inoculation (lardage) du substrat.....	21
2.3.5	Incubation du substrat	22
2.3.6	Dispositif expérimental dans la chambre d'incubation	23
2.3.7	Paramètres évalués	24
2.3.8	Hauteur de colonisation.....	24
2.3.9	Vitesse de colonisation du mycélium (VCM)	24
2.4.	Volume de colonisation du substrat colonisé (VSC)	24
2.4.1	Evaluation du Poids de carpophore (g/sachets) et de l'efficience biologique (%)	24
2.4.2	Traitements des données.....	25

PARTIE III : RÉSULTATS ET DISCUSSION

III	RÉSULTATS ET DISCUSSION.....	26
3.1	RÉSULTATS.....	26
3.1.1	Fructification	26
3.1.2	Effet de l'âge mycélium et de la formulation du substrat sur la Hauteur de colonisation du mycélium.....	26
3.1.3	Effet de l'âge mycélium et de la formulation du substrat sur la vitesse de colonisation du mycélium.....	30
3.1.4	Effet de l'âge mycélium et de la formulation du substrat sur le volume de colonisation.....	31
3.1.5	Effet de l'âge mycélium et de la formulation du substrat sur le rendement en carpophores.....	33
3.2	DISCUSSION.....	35

CONCLUSION ET PERSPECTIVE

RÉFÉRENCES

RÉFÉRENCES.....	38
-----------------	----

LISTE DES SIGLES ET ABREVIATIONS

C : degré Celsius

FAO : United Nations Food and Agriculture Organization

INERA : Institut de l'Environnement et des Recherches Agricoles

J : jours

PMC : Poids Moyens des Carpophores

VCM : Vitesse de Colonisation du Mycélium

VSC : Volume de Substrat Colonisé

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I : Différentes formulations de substrat utilisé dans la culture de pleurotes.....	11
Tableau II : Différentes formulations de substrat utilisé dans la culture de pleurotes.	12
Tableau III : Matériel technique	18
Tableau IV : Formulation des différents substrats	20
Tableau V : Effets des âges des semences en fonction de la formulation F1.....	34
Tableau VI : Effets des âges des semences en fonction de la formulation F2.....	34
Tableau VII : Effets des âges des semences en fonction de la formulation F3.....	34
Tableau VIII : Effets des âges des semences en fonction de la formulation F4.....	34
Tableau IX : Effets de la formulation du substrat sur la productivité.....	34

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Morphologie d'un carpophore.....	5
Figure 2 : Cycle de reproduction asexuée en milieu naturel.....	6
Figure 3 : Cycle de reproduction sexuée en milieu naturel.....	7
Figure 4 : Différentes espèces des champignons d'huitres.....	10
Figure 5 : Obtention de « blanc » du (mycélium pur) à cultiver.....	13
Figure 6 : Obtention du blanc de semis.....	14
Figure 7 : Culture des carpophores.....	15
Figure 8 : Représentation d'étude	16
Figure 9 : Mycélium en bouteille <i>Pleurotus ostreatus</i>	17
Figure 10 : Compostage du substrat.....	19
Figure 11 : Sachets de substrats fermés hermétiquement.....	20
Figure 12 : Stérilisation du substrat.....	21
Figure 13 : Technique d'inoculation du substrat.....	22
Figure 14 : Mesure taux d'humidité [85%].....	22
Figure 15 : Sachet de culture en incubation.....	23
Figure 16 : Dispositif expérimental de l'essai.....	23
Figure 17 : Sachet de culture en fructification.....	26
Figure 18 : Hauteur de colonisation des substrats inoculés avec des semences de 15 jours.....	27
Figure 19 : Hauteur de colonisation des substrats inoculés avec des semences de 30 jours.....	27
Figure 20 : Hauteur de colonisation des substrats inoculés avec des semences de 45 jours.....	28
Figure 21 : Hauteur de colonisation des substrats inoculés avec des semences de 60 jours.....	28
Figure 22 : Vitesse de colonisation des substrats inoculés avec des semences de 15 jours	29
Figure 23 : Vitesse de colonisation des substrats inoculés avec des semences de 30 jours	29
Figure 24 : Vitesse de colonisation des substrats inoculés avec des semences de 45 jours	30
Figure 25 : Vitesse de colonisation des substrats inoculés avec des semences de 60 jours	30
Figure 26 : Volume de colonisation des substrats inoculés avec des semences de 15 jours.....	31
Figure 27 : Volume de colonisation des substrats inoculés avec des semences de 30 jours.....	32
Figure 28 : Volume de colonisation des substrats inoculés avec des semences de 45 jours.....	32
Figure 29 : Volume de colonisation des substrats inoculés avec des semences de 60 jours.....	33
Figure 30 : Rendement en carpophores.....	33

INTRODUCTION

INTRODUCTION

En Afrique de l'ouest, l'agriculture est identifiée comme la base de l'économie et aussi comme la première cause de la déforestation et du déboisement (Pitta et al., 2020). La pression sur les terres à des fins agricoles soulève de nombreux problèmes dans nos sociétés et communautés. Par conséquent, il faut se tourner vers de nouvelles cultures et techniques culturales qui ne nécessitent pas de grandes superficies de terres (FAOSTAT, 2012). La myciculture s'inscrit dans cette vision. Notre planète, compte des milliers de variétés de champignons. Les champignons ou mycètes sont des «Fungi», un groupe qui se distingue nettement des végétaux. Ce sont des organismes hétérotrophes et eucaryotes, caractérisés par une paroi cellulaire chitineuse et se nourrissent par absorption. Ils sont essentiels au maintien des écosystèmes terrestres car ils transforment les éléments chimiques vitaux qui dégradent la matière organique en composants assimilables par d'autres organismes (Courtecuisse, 2011). Sur plus de 16.000 espèces répertoriées, environ 1.400 sont comestibles et environ 700 espèces possèdent des propriétés pharmaceutiques intéressantes (Djomene et al., 2020). Les champignons ont un intérêt capital en nutrition et en santé humaine. Sur le plan nutritionnel, les champignons comestibles sont riches en protéines et en fibres, pauvres en lipides et renferment des vitamines et des oligoéléments importants (Oei, 1993). La domestication et la culture des champignons a connu un progrès considérable au cours des dernières décennies (Ouvier et Guinberteau, 1995). A ce jour une trentaine d'espèces sont cultivées. C'est le cas de *Lentinus edodes*, cultivée depuis neuf siècles en Chine ; *Agaricus spp* et *Agaricus bisporus* qui sont cultivées en France et aux Etats-Unis depuis plus de 200 ans (Baldrian, 2008).

En Côte d'Ivoire les champignons comestibles proviennent des cueillettes saisonnières dans les forêts et savanes (Kouassi, 2012). Les mieux connus par la population se limitent aux espèces sauvages telles que les volvaires (*Volvariella volvacea*), les champignons associés aux termites (*Termitomyces sp*) et les champignons noirs (*Psathyrella tuberculata*) (Kouassi, 2012). Cependant la formation de ces espèces de champignons n'est possible que seulement sous certaines conditions délimitées, une humidité élevée, température favorable et un milieu lignicole (Lushiku, 2012). Cependant, force est de constater que certaines activités de l'homme tels que l'agriculture conventionnelle et la surexploitation des ressources naturelles causent la disparition rapide de cette biodiversité (Lushiku, 2012). Il devient alors nécessaire de produire des champignons afin d'assurer la disponibilité des champignons sur les marchés. Parmi les champignons les plus cultivés, les pleurotes occupent la troisième place (Kalač, 2013) car ils s'adaptent mieux aux régions tropicales à climat relativement chaud dont la température varie

de 25 à 35 °C (Lin, 2006). Le champignon pleurote est l'espèce la plus adaptée aux conditions climatiques de la Côte d'Ivoire. Cependant la difficulté principale des producteurs est l'accès à des semences (blanc) de culture de bonne qualité et la meilleure formulation pouvant assurer des rendements élevés. Selon (Oei, 1993) la durée de stockage du blanc de semis peut influencer la vigueur de croissance du mycélium.

L'objectif de ce travail est l'amélioration de la production de *Pleurotus ostreatus*.

De façon spécifique il s'agit de :

- Evaluer l'effet de l'âge du mycélium sur la productivité de *Pleurotus ostreatus*.
- Evaluer l'effet de la formulation du substrat sur la productivité de *Pleurotus ostreatus*.

Outre l'introduction et la conclusion, ce mémoire comporte trois grandes parties :

La première partie aborde les généralités sur les champignons et la technique de culture.

La deuxième partie aborde le matériel et les méthodes qui ont servi à la réalisation de cette étude.

La troisième partie présente les différents résultats obtenus et la discussion qui en découle.

PARTIE I : GÉNÉRALITÉS

1.1 GÉNÉRALITÉ SUR LES CHAMPIGNONS SUPÉRIEURES

Le champignon n'a pas la même capacité que les végétaux d'utiliser directement l'énergie solaire grâce à la chlorophylle, ce sont des organismes exempts de chlorophylle et ne peuvent donc pas réaliser la photosynthèse (Pegler, 1987). Les champignons dépendent d'autres organismes pour se nourrir. Ils profitent des matières nutritives du matériau organique dans lequel ils vivent. Ainsi, l'organisme vivant du champignon n'est pas la fructification visible au-dessus du sol mais le mycélium qui se trouve en grande partie enfouie sous le sol, à l'intérieur des plantes ou du bois (Oei, 2005). Ils poussent généralement dans des endroits frais et humides comme les pâturages et dans les forêts (Kouagou et al., 2016).

1.2 CLASSIFICATION

L'origine du nom *Pleurotus* est grecque signifiant croissance de branche ou emplacement latéral (Boulmerka & Laoufi, 2017). Sa classification est la suivante.

Règne :	<i>Fungi</i>
Division :	<i>Eumycota</i>
Subdivision :	<i>Basidiomycotina</i>
Classe :	<i>Hymenomycètes</i>
Ordre :	<i>Aphylliphorales</i>
Famille :	<i>Polyporaceae</i>
Tribu :	<i>Lentineae</i>
Genre :	<i>Pleurotus</i>
Espèce :	<i>Pleurotus ostreatus</i>

Classification de *Pleurotus ostreatus* (Curvetto et al., 2002)

1.3 ORGANISATION GENERALE DES CHAMPIGNONS

En dépit de leur grande diversité, la plupart des champignons basidiomycètes ont un pied surmonté d'un chapeau généralement convexe.

1.3.1 Le mycélium

Le mycélium est l'appareil végétatif des champignons. Il se présente sous la forme de filaments plus ou moins ramifiés et enchevêtrés. C'est lui qui est à l'origine de la fructification porteuse des organes de reproduction et de dispersion (Chang, 1999).

1.3.2 Le carpophore

Le carpophore ou sporophore, est l'organe qui porte les spores et formé par l'ensemble du pied et du chapeau. Le carpophore est l'appareil reproducteur du champignon. C'est à dire à nos yeux le champignon lui-même, par opposition à son mycélium qui est presque toujours invisible et enfoui dans son milieu (Oei,2005).

1.3.3 Le chapeau

Le chapeau présente deux faces : une face inférieure portant les organes de reproduction et les sporocystes en forme de lames, de tubes, d'aiguillons, de simples plis ou même une surface lisse, dont la couleur varie suivant celle des spores et une face supérieure et une face supérieure quant à elle peut prendre différentes formes, aplatie, en forme d'oreille ou en forme de bouton (Oei,2005).

1.3.4 Le pied

La taille et la forme du pied peuvent varier selon les espèces. Le pied est très réduit voire même absent pour certaines espèces (Oei,2005) (Figure 1).

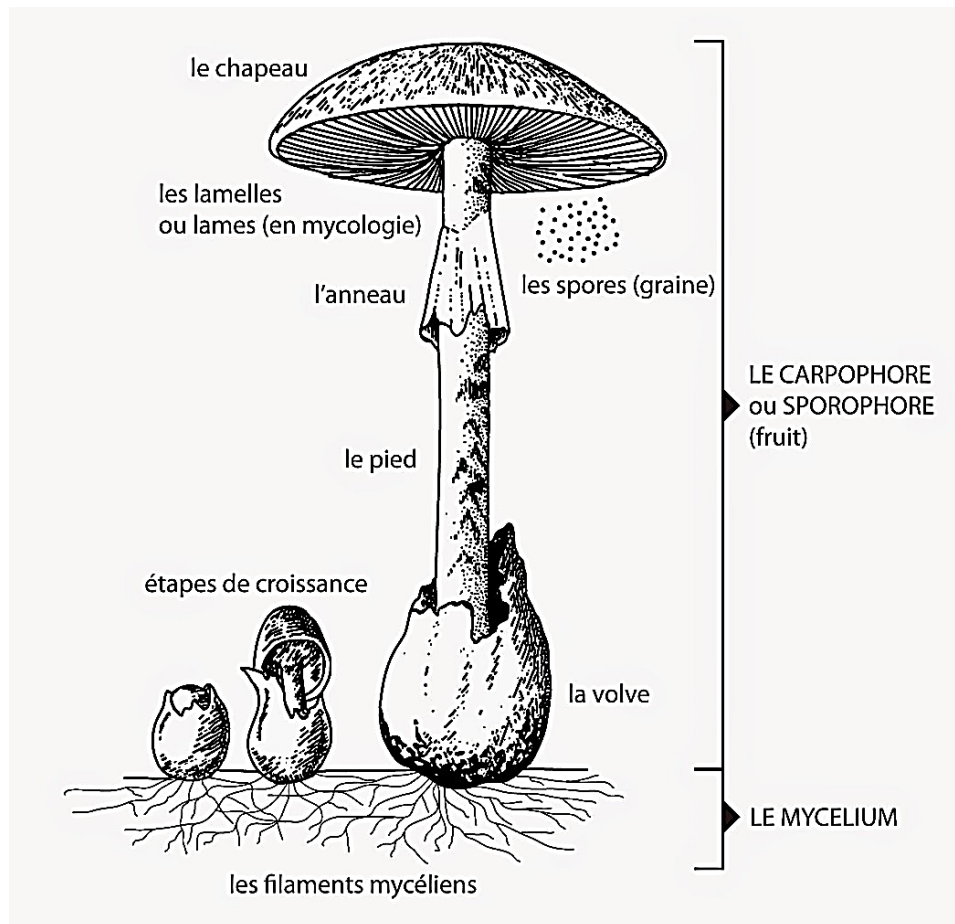


Figure 1 : Morphologie d'un champignon Basidiomycètes (Härkönen, 2009).

1.4 REPRODUCTION DES CHAMPIGNONS

1.4.1 Reproduction asexuée

La reproduction asexuée des champignons est la formation d'un nouveau mycélium par fragmentation, à partir de l'hyphe. C'est une reproduction qui implique un seul parent pour générer une progéniture (Ndoye *et al*, 2007). Les champignons issus de processus de reproduction asexuée sont des clones, ce qui signifie qu'ils possèdent une charge génétique exactement identique à celle de leur parent (Redecker, 2002) (Figure 2).

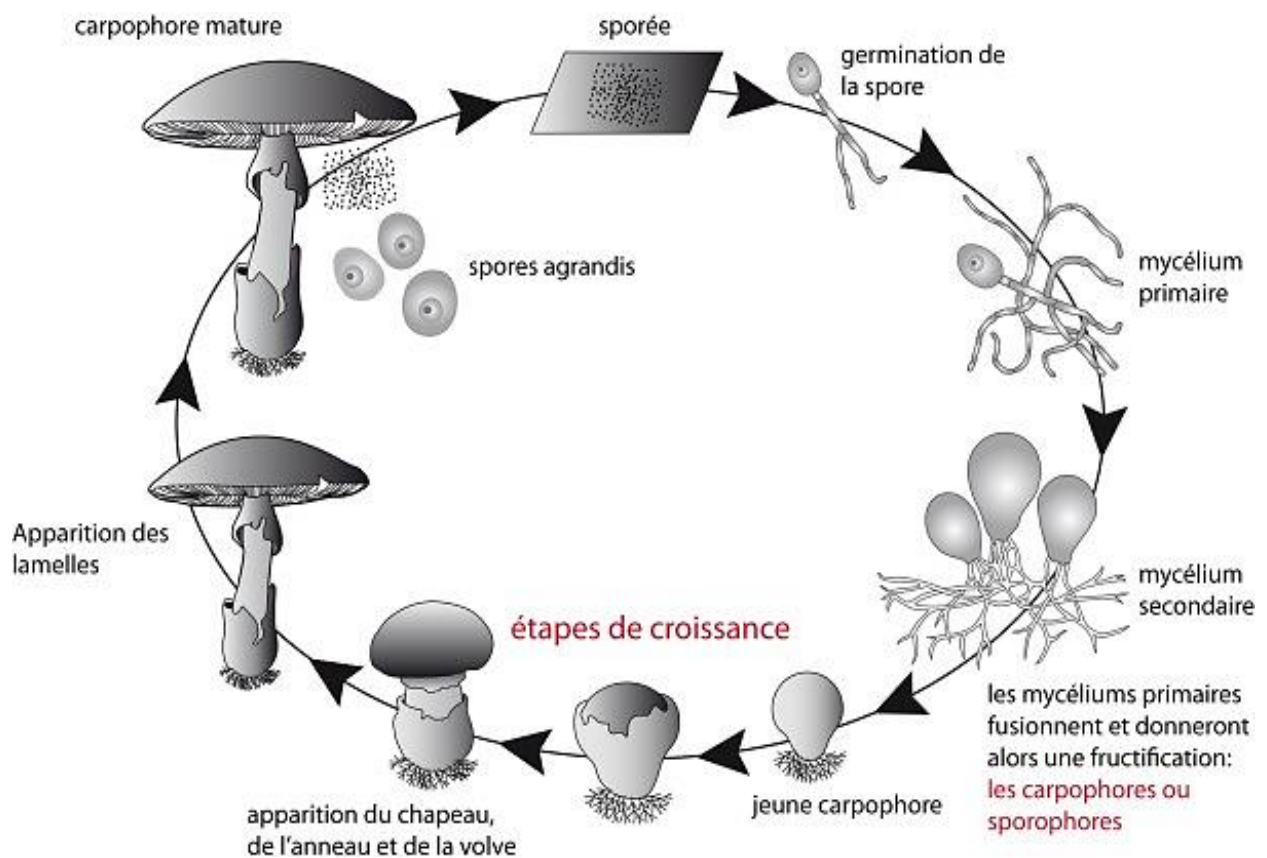


Figure 2 : Cycle de reproduction asexuée en milieu naturel (Oei, 2005)

1.4.2 Reproduction sexuée

La reproduction sexuée est propre aux champignons parfaits. Ils peuvent être de n'importe quel phylum, bien que les champignons Zygomycètes, Ascomycètes et Basidiomycètes tendent à appartenir à ce groupe (Ninkwango, 2007). Dans la grande majorité des cas, les champignons qui se reproduisent sexuellement se reproduisent également asexuellement (Demain *et al*, 1998). Bien que la reproduction sexuée soit plus longue et produise moins de descendants, les champignons la pratiquent pour augmenter sa variabilité génétique, faire face aux nombreuses maladies ou conditions défavorables (Koné *et al*, 2013). Dans le cadre de la reproduction sexuée, deux individus de la même espèce unissent leur matériel génétique pour créer un nouvel individu qui possède des caractéristiques des deux (Figure 3).

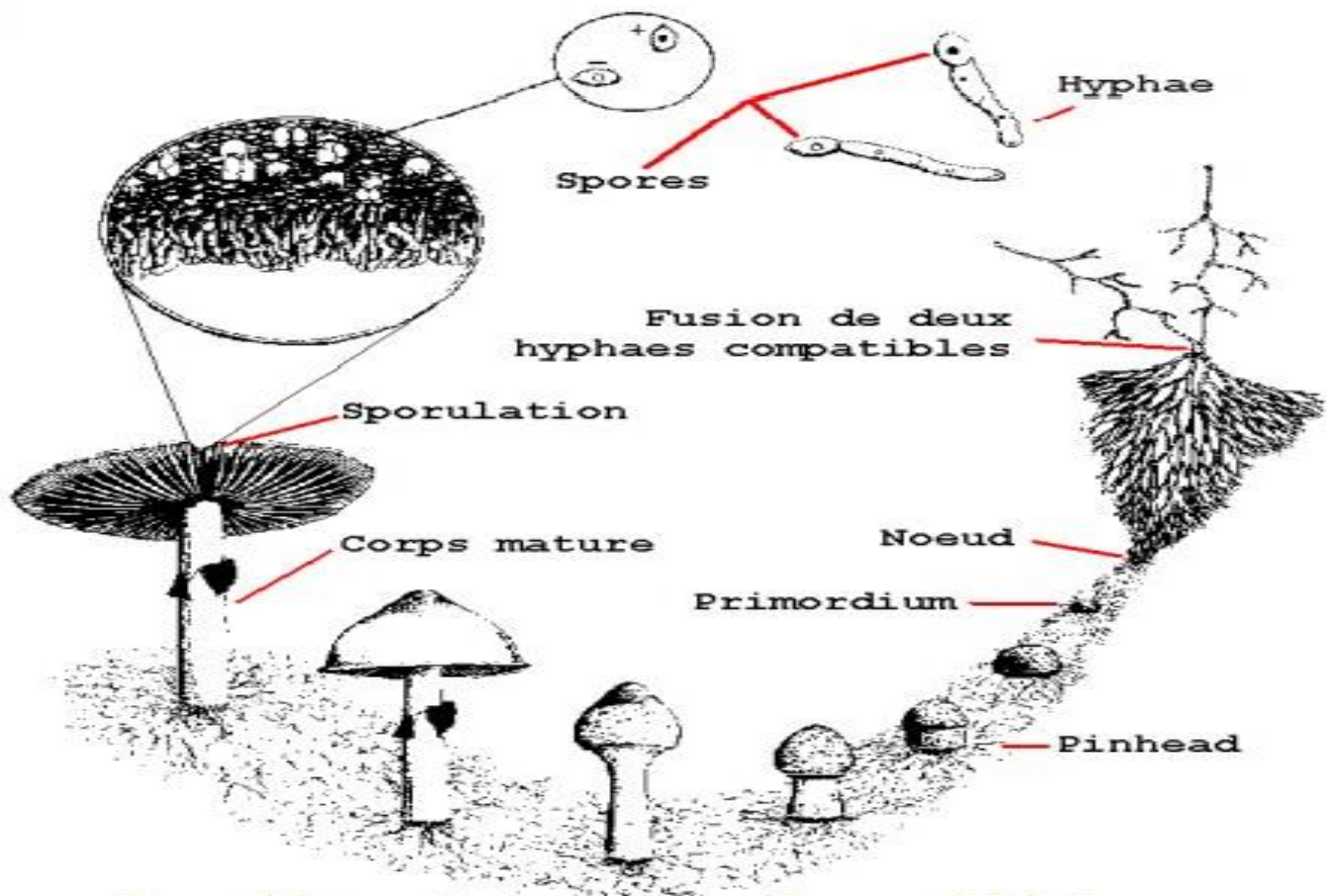


Figure 3 : Cycle de reproduction sexuée en milieu naturel (Oei, 2005)

1.5 ÉCOLOGIE DES CHAMPIGNONS

Les champignons sont dans presque tous les écosystèmes terrestres et aquatiques (forêts, savanes, mangroves, océans...) selon les conditions climatiques (Babitskatya *et al*, 1999).

Les champignons sont rangés selon trois (3) modes de vie :

1.5.1 Les champignons symbiotiques

Les champignons symbiotiques vivent en symbiose avec d'autres êtres vivants. Ils établissent avec une autre espèce un équilibre à bénéfices réciproques (Brundrett, 2004). Lorsque le champignon, via les hyphes, forme des associations avec les racines des espèces végétales, ce type de symbiose est appelé mycorhize (Simon *et al.*, 1993). C'est la relation symbiotique la plus répandue à l'échelle planétaire (Jennings et Lysek, 1996).

1.5.2 Les champignons parasites

Ils se nourrissent à partir de la matière vivante animale ou végétale et s'accroissent aux dépens d'autres cellules vivantes, utilisent les substances organiques des êtres vivants, qu'ils rendent malades, et même tuent (Sicard & Lamoureux, 2006). Ils causent d'importants dégâts notamment aux plantes cultivées (Eyindong et al., 2011).

1.5.3 Les champignons saprophytes

Ils exploitent et se nourrissent des substances organiques mortes, ce sont des détritivores. Ils provoquent (avec l'aide de bactéries) la décomposition de débris végétaux (feuilles et fruits tombés, bois morts, herbes sèches...), débris animaux et participent à l'élaboration de l'humus et du sol. (Senn-Irlet et al., 2012).

1.6 IMPORTANCE DE PLEUROTUS OSTREATUS

1.6.1 Importances nutritionnelles

Les champignons sont composés à 90 % d'eau. Les 10 % restants correspondent à 10-40 % de protéines, 2-8% de lipides (toutes les classes lipidiques avec une part relativement importante en acides gras essentiels), 3-28 % de glucides (sucres simples, disaccharides, polysaccharides), 3-32 % de fibres, 8-10 % de cendres avec en majorité du potassium, sodium, phosphore, calcium, magnésium, fer, zinc et cuivre (Wang, 2000). La plupart des champignons renferment des vitamines essentiellement du groupe B (vitamines B3, B1, B2, et B8) et de la vitamine C, il y a également des provitamines A et D (Gunde et Plemenitas, 2001).

1.6.2 Importances médicinales

Les champignons du genre *Pleurotus* ont des propriétés qui stimulent le système immunitaire de l'organisme, aident à combattre les cellules anormales et renforcent le système contre les effets néfastes de la chimiothérapie et des radiations des thérapies utilisées pour tuer les cellules tumorales (Blandeau, 2012). *Pleurotus ostreatus* a des propriétés anticancéreuses et antioxydantes puissantes rapportées par (Khan, 2010). *Pleurotus ostreatus* contient également un composé qui inhibe la réductase, une enzyme utilisée dans la biosynthèse du cholestérol et est utilisé dans la médecine traditionnelle pour prévenir ou soigner plus de 30 maladies ou

troubles. La consommation de pleurotes peut réduire le niveau du cholestérol dans le corps et aussi prévenir l'hypertension artérielle et la constipation (Mattila, 2006).

1.6.3 Importances écologiques ou environnementales

Les champignons participent à l'équilibre des écosystèmes au même titre que tous les êtres vivants. Les espèces symbiotiques permettent la régénération des végétaux par des mycorhizes adaptées (Sanchez, 2010). En effet, le mycélium apporte aux végétaux eau, sels minéraux et différents métabolites, recevant en retour la matière organique indispensable à son alimentation. La culture des pleurotes permet de recycler et valoriser les résidus de l'agriculture (Flandroy et al, 2006) de plus les résidus de cette culture peuvent être à leur tour valorisés comme engrais (Kara & Kuniak, 1994), être intégrés dans l'alimentation animale ou être utiliser comme substrat de culture hors sol (Adhikari et Durrieu, 1996). Aussi de nombreuses recherches ont été entreprises pour l'utilisation des Pleurotes dans la bio remédiation des sols contaminés (Cannon & Kirk, 2007).

1.6.4 Importances financières

La culture et le commerce des champignons procurent des moyens de subsistance, pouvant non seulement réduire la vulnérabilité à la pauvreté, mais aussi améliorer les capacités d'une personne ou d'une communauté à agir sur d'autres opportunités économiques par la génération d'un rendement rapide et d'un meilleur revenu (Alexander et al, 2003). L'intérêt économique des champignons pleurotes réside surtout dans le fait qu'ils utilisent des substrats de culture issu essentiellement des résidus de récoltes dont le coût d'acquisition est très faible voire même nul. Ils permettent ainsi de valoriser les résidus de culture mais de dégager des marges financières assez intéressantes (Bakary et al, 2015).

1.7 CHAMPIGNON DU GENRE PLEUROTUS

1.7.1 Description des champignons pleurotes

Le champignon pleurote est généralement appelé le champignon d'huîtres parce que le pileus ou le capuchon est en forme de coquillage, spatulé et le stipe est excentrique ou latéral (Guzman, 2000). Les espèces de *Pleurotus* sont utilisée comme aliment ou à des fins médicales depuis

longtemps et joue actuellement un rôle important en tant que champignon comestible commercial. Plus de 1000 espèces de champignons d'huîtres ont été décrites dans le monde entier, dont plus de 25 genres apparentés. Cependant, seulement environ 50 espèces valides sont reconnues dans le genre *Pleurotus* (Guzman, 2000). L'espèce *Pleurotus ostreatus* est l'une des espèces les plus connus, mais ils existent d'autres espèces couramment cultivées dont le *Pleurotus sajor-caju* (Champignons d'huîtres gris ou champignon à queue de phoenix), *Pleurotus cystidiosus* (champignons d'ormeaux), *Pleurotus ostreatus* (champignons d'huîtres blanches), *Pleurotus citrinopileatus* (Champignons d'huîtres d'or), *Pleurotus flabellatus* (champignons d'huîtres roses) et le *Pleurotus sapidus* (champignon noir d'huîtres) (Boulmerka et Laoufi, 2017). Les lamelles du *Pleurotus ostreatus* sont blanches ou crèmes et se prolongent longuement sur le pied. Sa chair est épaisse, ferme et blanche. L'odeur de *Pleurotus ostreatus* est comparable à celle de l'anis et a une saveur très agréable. La sporée est blanche, crème ou teinté de lilas (Guzman, 2000) (Figure 4).



Figure 4 : Différentes espèces des champignons d'huîtres (Boulmerka et Laoufi, 2017)

1.7.2 Différentes formulations de substrats utilisées pour la culture des pleurotes

En Europe et aux Etats-Unis, la culture de pleurotes est principalement réalisée sur substrat pasteurisé. En Asie du Sud-Est, la culture en sacs plastiques stérilisés est largement répandue pour de nombreuses espèces de pleurotes. Le taux d'infection dans les pays tropicaux est bien plus élevé que sous les climats tempérés, l'utilisation de petits sacs qui ne laissent pas entrer les contaminants est donc plus avantageux. Les formules de substrat diffèrent selon la disponibilité des matériaux (Oei, 1993).

De nombreux déchets agricoles tels que des copeaux ou de la sciure de bois, de la bagasse de canne à sucre et différents types de paille peuvent servir de matériau de base du substrat pour pleurotes (Oei, 2005). (Tableau I & Tableau II)

Tableau I : Différentes formulations de substrat utilisé dans la culture de pleurotes (Oei, 1993).

	Formules couramment utilisées	Culture de <i>Pleurotus</i> aux Philippines	Culture de <i>Pleurotus</i> à Singapour
Substrat de base	Sciure (94 à 78 %)	Sciure de bois (88 %)	Sciure de bois (90 %)
Additif	Son de riz (5 à 20 %) Son de blé (5 à 20 %) Farine de soja (5 %)	Son de riz (10 %) Urée (1 %)	Son de riz (5 %)
Régulateur de pH	Chaux CaCO ₃ (1 à 2 %)	Chaux CaCO ₃ (1 %)	Chaux CaCO ₃ (5 %)

Il faut ajouter à ces formules 65 à 72 litres d'eau. Le pH doit être stabiliser par le gypse et de la chaux de 5,5 à 6. Le taux d'humidité doit être de 60 à 65 % (Oei, 1993).

Tableau II : Différentes formulations de substrat utilisé dans la culture de pleurotes (Oei, 1993).

		F1	F2	F3	F4
Substrat de base	Sciure	50 kg		25 kg	20 %
	Balles de grain de coton		50 kg	25 kg	
	Paille de blé				20 %
	Paille de riz				50 %
Additifs	Son de blé	1,5 kg	20 kg	10 kg	
	Farine de maïs	1 kg		1 kg	
	Sucre de canne	0,6 kg		0,5 kg	1,3 %
	Superphosphate de calcium	30 kg			
	Sulfate d'ammonium	20 g			
	Acide citrique				0,2 %
Régulateur de pH	Gypse	1,5 kg	1,5 kg	1,5 kg	0,5 %
	Chaux		30 kg		1,5 %

F1 : formule 1, F2 : formule 2, F3 : formule 4, F4 : formule 4

1.7.3 Etapes de la culture des pleurotes

La culture des espèces de pleurotes est relativement facile et d'une grande adaptabilité. De ce fait, elles sont cultivées dans le monde entier et leur production a augmenté rapidement au cours des dernières années (FAOSTAT, 2012). Les techniques de croissance et de culture de pleurote sont simples et peu coûteuses. Elles utilisent une large gamme de déchets issus des végétaux tels que la sciure de bois, la paille de riz, la bagasse, les essences de maïs, le coton usé, les tiges et les feuilles de bananes. En termes de production, certaines espèces de pleurotes donnent des rendements très élevés en quelques semaines. Ces espèces peuvent utiliser 100 grammes de déchet végétal pour une production de 50 à 70 grammes de carpophores (Lelly, 1987). Il existe plusieurs étapes pour cultiver avec succès les champignons en particulier les pleurotes. La première étape est l'obtention du blanc de semis. Ensuite le type de substrat pour la culture. Les substrats nécessaires à la culture de certaines espèces de champignon doivent être stérilisés mais d'autres champignons peuvent être cultivés grâce à des substrats pasteurisés (c'est le cas pour

Pleurotus ostreatus). Enfin, maîtriser l'environnement de la culture et veiller à éviter les contaminations (Sanchez, 2010).

1.7.3.1 Obtention de mycélium pure de champignon

Dans la nature, les champignons se multiplient en libérant des spores. Celles-ci, extrêmement petites, sont difficiles à manipuler ; elles sont, de plus, assez longues à germer, de sorte que des champignons concurrents pourraient se développer plus rapidement. C'est pourquoi, on inocule dans le substrat une culture pure du mycélium désiré, afin de le favoriser par rapport aux autres. Ce procédé est appelé « lardage » et la culture pure (mycélium pur) porte le nom de « blanc » (Oei, 1993). L'obtention d'une semence de pleurote se fait en deux étapes. La première étape réside dans la préparation du milieu de culture. La deuxième consiste en l'obtention de mycélium pur après culture sur milieu gélosé au choix. (Figure 5).

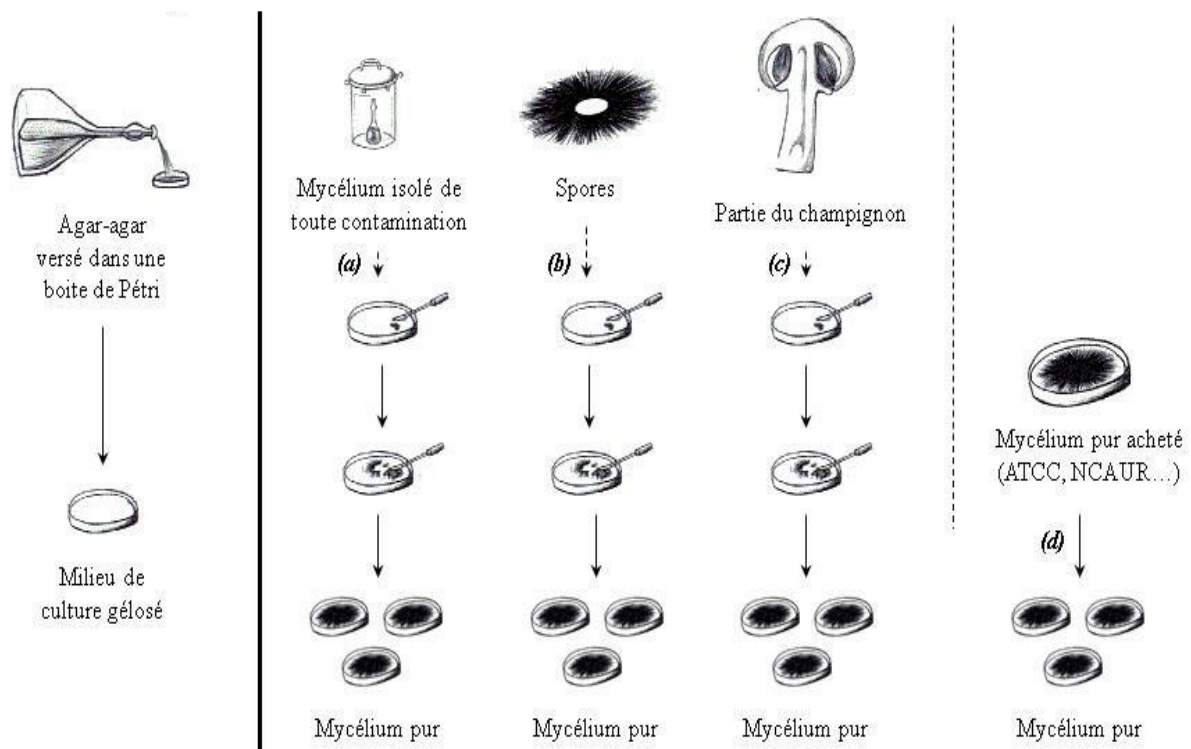


Figure 5 : Obtention de « blanc » du (mycélium pur) à cultiver (modifié par Sanchez, 2010 et Stamets, 1985).

1.7.3.2 Production de blanc de semis

Le blanc de semis est obtenu par inoculation des grains de céréales stérilisés par du mycélium pur (Oei, 1993). (Figure 6)

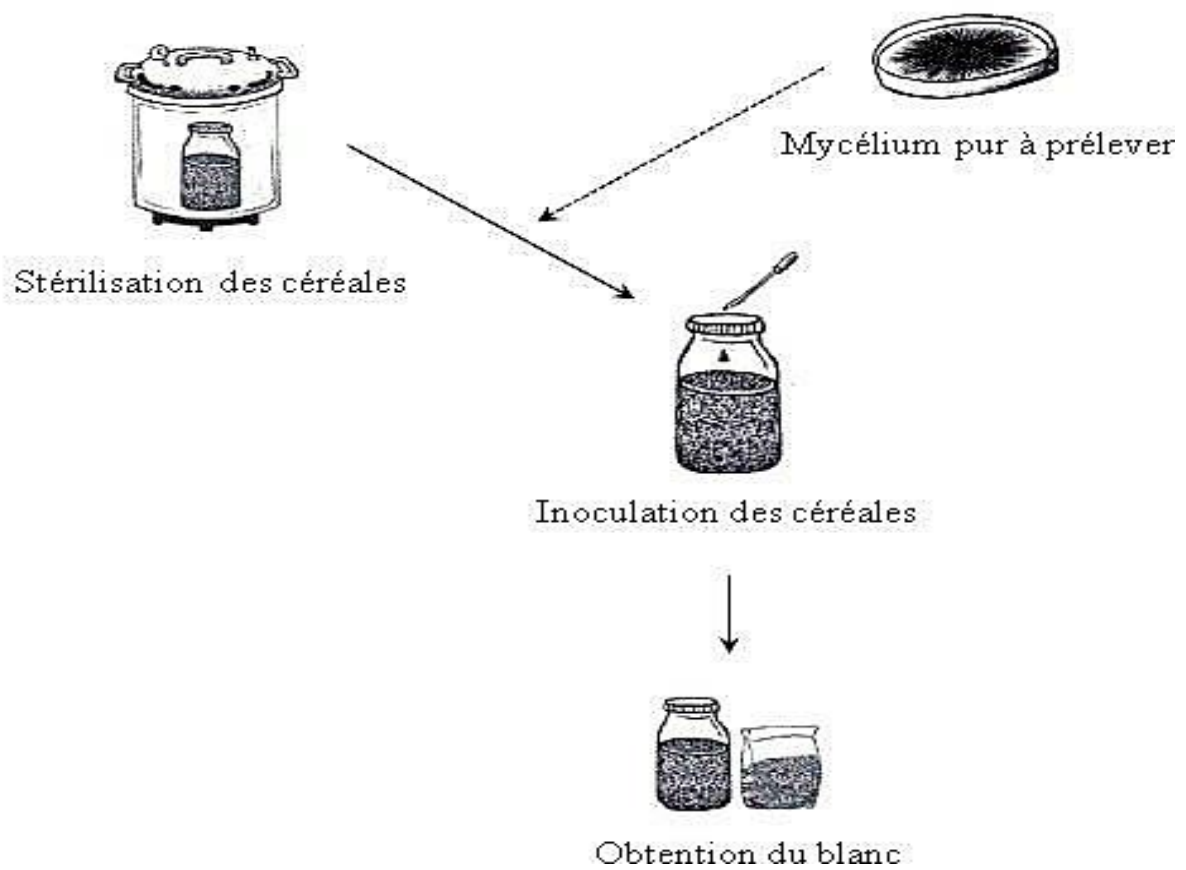


Figure 6 : Obtention du blanc de semis (modifié par Sanchez, 2010, Stamets, 1985).

1.7.3.3 Obtention de carpophores

Divers types de culture sont utilisables selon l'espèce de champignon à cultiver (Figure 7). Ainsi, il est possible de cultiver des sporophores directement à partir du blanc (Figure 7A). Le blanc peut aussi être mis en contact avec divers substrats (Figure 7B) pour constituer une culture en murs (Figure 7Ba), une culture en suspension aussi appelée culture en colonnes (Figure 7Bb), une culture en sacs (Figure 7Bc), ou encore une culture en buttes aussi appelée culture en monticules (Figure 7Bd). Enfin, il est envisageable d'inoculer des sciures ou des chevilles de bois à partir du blanc (Figure 7C) pour ensuite faire des cultures sur souches d'arbres (Figure 7Ca) ou des cultures sur bûches (Figure 7Cb) (Sanchez, 2010).

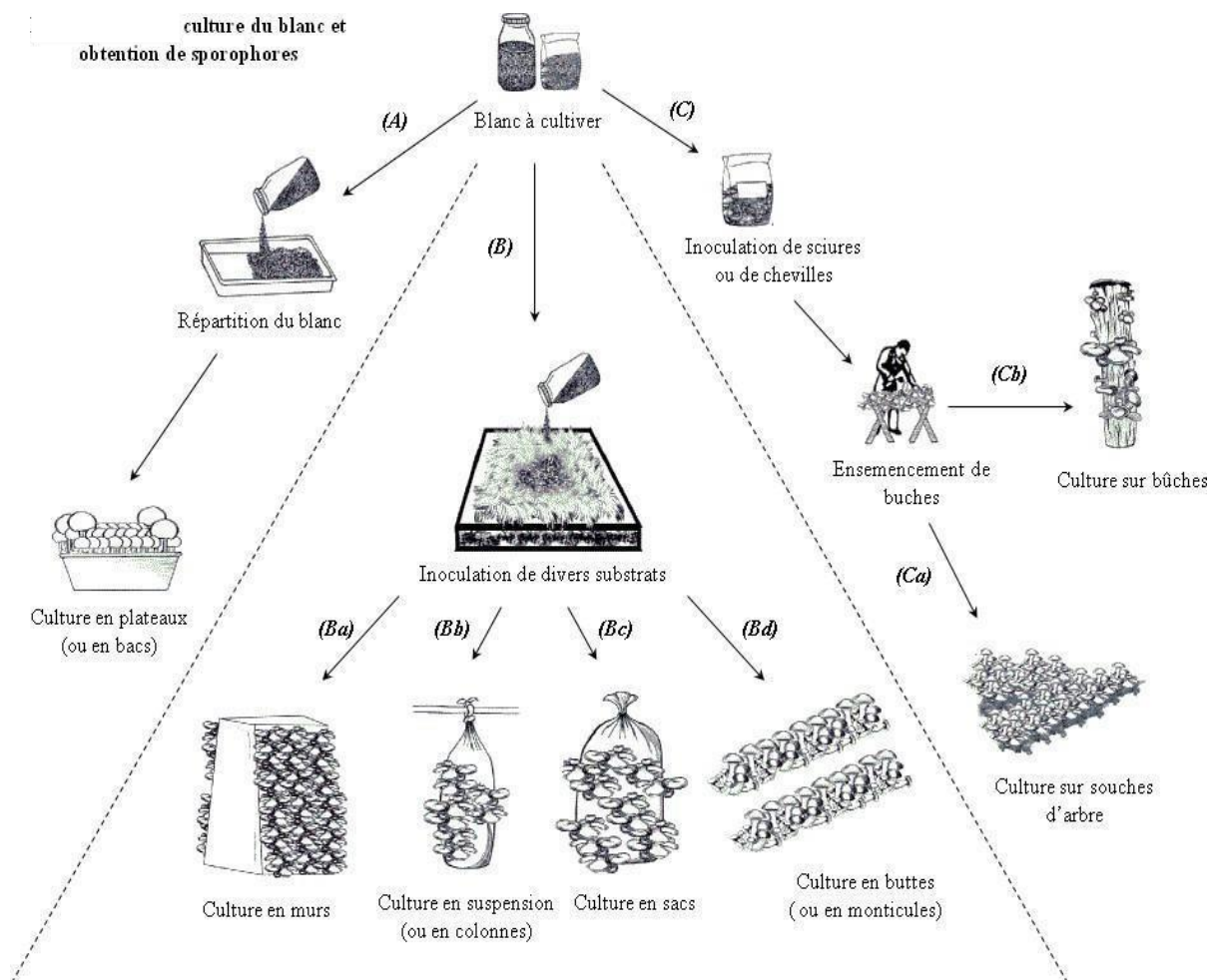


Figure 7 : Culture des carpophores (modifié par Sanchez, 2010 & Stamets, 1985)

PARTIE II :
MATÉRIEL ET MÉTHODES

II. MATÉRIEL ET MÉTHODES

2.1 Site d'étude

Cette étude a été réalisée dans une champignonnière traditionnelle dans la région des lagunes précisément dans le village d'Allokoï. Ce village situé sur l'axe de l'autoroute du nord à 22 km de Gesco à la sortie de la ville d'Abidjan. Sa localisation GPS est de 5° 23'39.79'' latitude Nord et 4° 9'1.19'' longitude Ouest. Le site expérimental est caractérisé par un climat subéquatorial à quatre saisons : une grande saison sèche (décembre à mars), une grande saison des pluies (mars à juin), une petite saison sèche (juillet à août) et enfin une petite saison des pluies (septembre à novembre). La pluviométrie annuelle y dépasse les 1 500 mm/an. Les températures moyennes de la région varient entre 24 et 32 °C (N'guessan, 2017). (Figure 8).

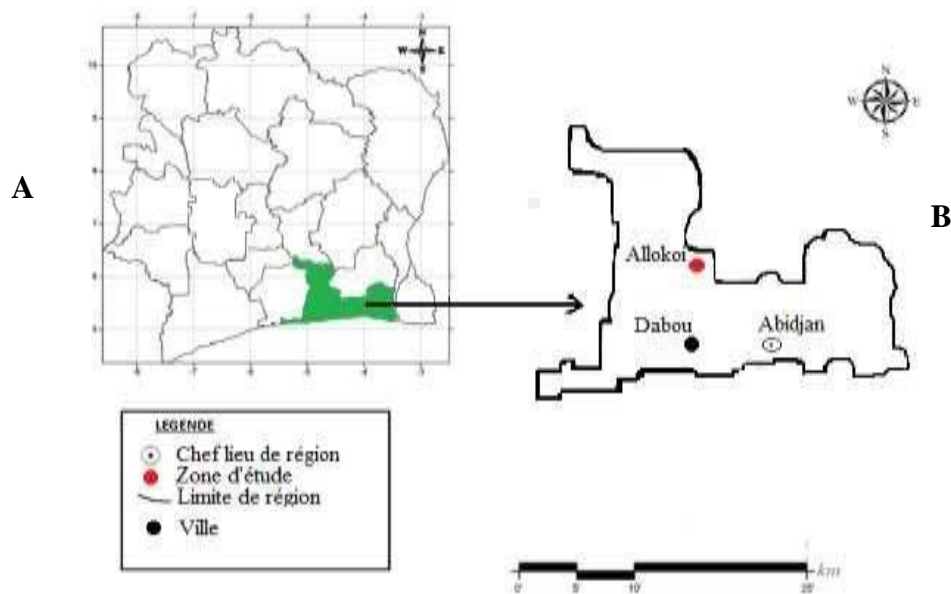


Figure 8 : Représentation de la zone d'étude

A : Carte de la Côte d'Ivoire

B : Carte de la ville d'Abidjan

2.2 MATÉRIEL

Nous avons utilisé deux types de matériels dans cette étude à savoir le matériel biologique et le matériel technique.

2.2.1 Matériel biologique

Le matériel biologique est constitué de :

- Mycélium qui nous a été fourni par le centre de l'innovation technologique TIDOU Abiba de l'Université Jean Lorougnon Guédé (Figure 9).
- Sciure de bois provenant de la scierie
- Son de riz acheté au moulin



Figure 9 : Mycélium en bouteille *Pleurotus ostreatus*

2.2.2 Matériel technique

Tableau III : Matériel technique

Matériel techniques	Rôles
Balance électronique	Peser les additifs
Balance Roberval	Peser le substrat
Thermo-hygromètre	Mesurer la température et le taux d'humidité des substrats
Sachets plastiques thermorésistants	Contenir le substrat de production
films plastiques	Fermer les sachets de culture
Coton	Boucher l'ouverture des sachets de culture
Anneaux de tuyaux PVC	Fermer les sachets de culture
Baril métallique	Stérilisation du substrat
Bracellets élastiques	Maintenir la fermeture des sachets de culture
Pelles	Retournement du compost

2.3 MÉTHODES

La formulation et compostage du substrat, le remplissage des sachets et la stérilisation du substrat sont les différentes étapes de la préparation du substrat.

2.3.1 Compostage du substrat

Le compost est un mélange de sciure de bois (98 %), de son de riz (1 %) et de chaux agricole (1%). Le compost est déposé en pile et couvert avec une bâche en plastique noire (Figure 10). La durée du compostage du substrat est de 6 mois. Pendant cette période, le compost a été retourné une fois tous les quatre jours, à l'aide d'une pelle afin d'éliminer les contaminants anaérobiques (Figure 10).



Figure 10 : Compostage du substrat

2.3.2 Formulation et remplissage des sachets

Dans nos essais, le type de substrat de culture qui était utilisé pour la fructification de l'espèce *Pleurotus ostreatus* a été la sciure de bois. La sciure de bois a été mélangé avec du son de riz et de la chaux agricole avec une formulation de 98 % pour la sciure de bois, 1 % pour la chaux agricole et 1% pour le son de riz. Le pourcentage de chaux agricole ne varie pas pour tous les substrats obtenus (Tableau V). Le rôle du son de riz est d'enrichir le substrat en matière nutritive. Le rôle de la chaux consistait à ramener le pH à la neutralité pour favoriser la meilleure croissance et la fructification après inoculation des blancs de semis sur le substrat.

Les sachets thermorésistants ont été remplis et pesés à raison d'un kilogramme et demi (1,5kg) de substrat en poids à l'aide d'une balance Roberval. Ensuite, ils ont été fermés avec un anneau de tuyau PVC et recouvert par un film plastique et maintenu à l'aide d'un bracelet plastique. Les sachets sont ensuite, remplis immédiatement à la main avant d'être fermés avec les anneaux de tuyau en PVC. Les sachets de substrats sont, enfin, recouverts par un film plastique et maintenu à l'aide d'un bracelet plastique avant la stérilisation (Figure 11).

Tableau IV : Formulation des différents substrats

Substrats	F1	F2	F3	F4
Son de riz	0 %	2 %	5 %	7 %
Sciure	99 %	97 %	94 %	92 %
Chaux	1 %	1 %	1 %	1 %



Figure 11 : Sachets de substrats fermés hermétiquement

2.3.3 Stérilisation du substrat

La stérilisation consiste à éliminer les micro-organismes susceptibles de contaminer le substrat dans les sachets de culture. Elle a été faite à la vapeur dans les barils métalliques. Un support de bois en trépied est déposé au fond du fût et rempli d'eau jusqu'à la hauteur du support.

Les sachets fermés sont disposés verticalement sur le support et empilés les uns sur les autres jusqu'au remplissage des barils. Les barils ont été fermés à l'aide d'un couvercle percé d'un trou pour laisser échapper une partie de la vapeur. La source de chaleur est alimentée par du bois de chauffe. A partir de l'apparition des premières vapeurs, la durée de la stérilisation est de 3 heures 30 minutes. A la fin les sachets sont retirés des barils et transférés dans la salle d'inoculation en attendant leur refroidissement (environ 25°C) pendant 24 heures dans les conditions naturelles (Figure 12).

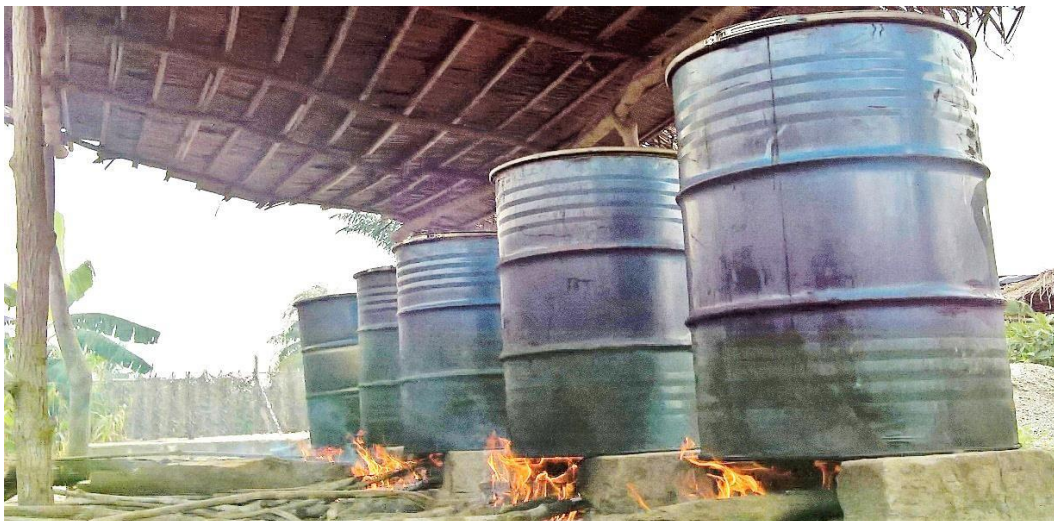


Figure 12 : Stérilisation du substrat

2.3.4 Inoculation (lardage) du substrat

Le lardage a consisté à inoculer les sachets avec du mycélium en conditions aseptiques dans une salle d'inoculation, une mesure du taux d'humidité des substrats a été effectuée et assurée par un thermo-hygromètre avant l'inoculation (Figure 14) pour s'assurer des conditions de température et d'humidité favorables. Pour inoculer, il faut enlever le coton, les anneaux de tuyaux PVC et le bracelet plastique sur les sachets pour y déposer une quantité de blanc de semis (mycélium) à raison de 5 % par rapport à la masse du substrat (Figure 13). Nous avons d'abord ajouté du blanc de différents âges (15 ; 30 ; 45 ; 60) jours au compost pour obtenir différentes formulations de substrat. Elle est réalisée en conditions aseptiques dans une salle dite « d'inoculation ». Elle

intervient après refroidissement total des sachets pour éviter de tuer le mycélium. Le blanc de semis contenu dans les bouteilles doit être décompacté à l'aide d'une tige de fer préalablement aseptisé avec de l'alcool et de la flamme d'une lampe à alcool.

Deux cuillères de mycélium environs 50g soit 5% ont été prélevées et saupoudré à l'intérieur des sachets, c'est-à-dire à la surface des différents substrats. Enfin, les substrats sont à nouveau fermés comme précédemment.



Figure 13 : Technique d'inoculation du substrat



Figure 14 : Mesure taux d'humidité [85%]

2.3.5 Incubation du substrat

La durée d'incubation peut varier de 2 à 3 semaines selon les essais. Mais pour notre cas nous sommes allés jusqu'à 60 jours. Le processus d'incubation a été assuré à une température de 25° C, à l'obscurité (Figure 15).



Figure 15 : Sachet de culture en incubation

2.3.6 Dispositif expérimental dans la chambre d'incubation

Le dispositif est un dispositif factoriel entièrement randomisé avec deux (2) facteurs mis en étude. L'effet de l'âge du blanc de semis (15 jours, 30 jours, 45 jours et 60 jours) et la formulation du substrat (0 %, 2 %, 5 %, et 7 %, de son de riz). Les différentes combinaisons donnent lieu à 16 traitements (Figure 16). Trois répétitions ont été utilisées dans cette étude.

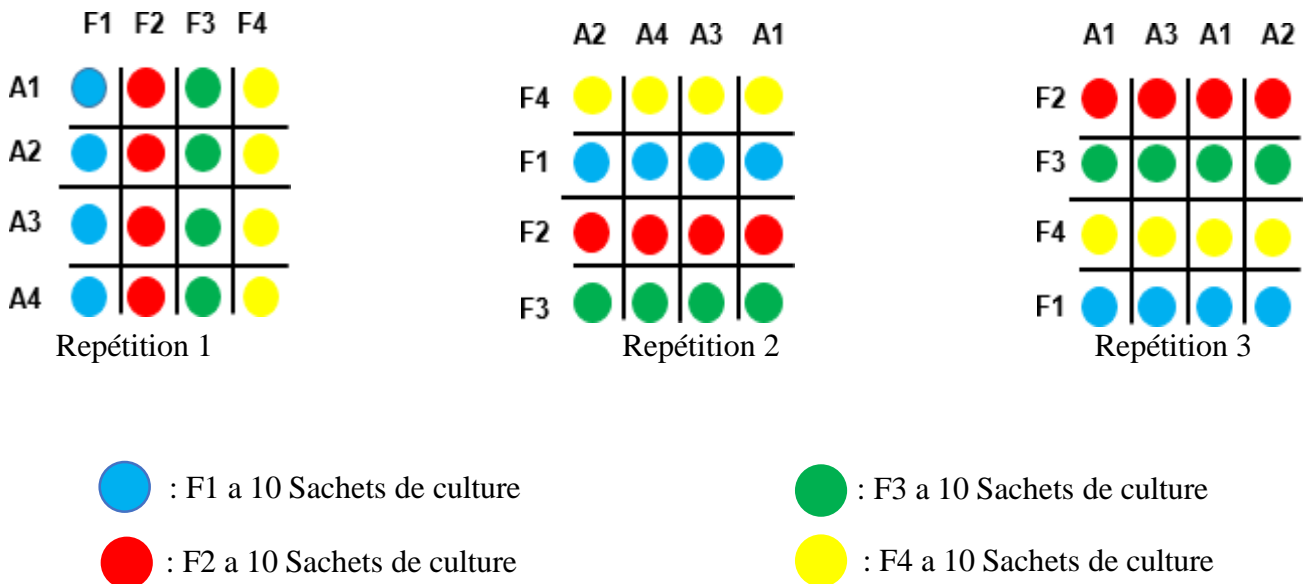


Figure 16 : Dispositif expérimental de l'essai

2.3.7 Paramètres évalués

2.3.8 Hauteur de colonisation

La hauteur de colonisation est la distance parcourue par le front du mycélium sur le substrat. Cette hauteur est mesurée à l'aide d'une règle graduée à partir du point d'inoculation au front du mycélium. Cette valeur a permis de déterminer le volume de substrat colonisé (VSC) et la vitesse de colonisation du mycélium (VCM) sur substrat.

2.3.9 Vitesse de colonisation du mycélium (VCM)

$$VCM(cm/jour) = \frac{\text{Hauteur de colonisation (cm)}}{\text{Temps (jour)}}$$

2.4. Volume de colonisation du substrat colonisé (VSC)

$$VSC (cm^3) = \text{hauteur de colonisation (cm)} \times \text{aire de la base du sachet (cm}^2\text{)}$$

2.4.1 Evaluation du Poids de carpophore (g/sachets) et de l'efficacité biologique (%)

Les carpophores obtenus ont été pesés avec une balance numérique. Le poids frais de carpophore obtenu a été estimé en gramme. L'efficacité biologique quant à lui est encore appelé rendement. Elle a été calculée en multipliant par 100 le rapport « Poids frais du carpophore ou récolte totale sur le poids frais du substrat » (Oei,1993) rapporté en pourcentages.

$$\text{Efficacité biologique (\%)} = \frac{\text{Masse de champignon (g)}}{\text{Masse de substrat (g)}} \times 100$$

2.4.2 Traitements des données

Les données mesurées et les calculs ont été exécutées dans le logiciel Excel 2013, qui a permis de réaliser les courbes d'évolution de la vitesse de colonisation du mycélium, du volume de colonisation du mycélium, des histogrammes des hauteurs de colonisation du mycélium et des barres de rendements.

Le logiciel Statistica 7.1 a permis de faire les analyses de variance (ANOVA) suivant deux facteurs randomisés pour évaluer l'effet de chaque facteur sur la croissance.

PARTIE III :
RÉSULTAS ET DISCUSSION

III. RÉSULTATS ET DISCUSSION

3.1 RÉSULTATS

3.1.1 Fructification

Après le temps d'incubation, les substrats sont déplacés dans la salle de fructification. Ils sont disposés horizontalement les uns sur les autres dans la salle de fructification sur des étagères aménagés à cet effet. Les sachets sont ensuite ouverts à l'aide d'un couteau et arrosés deux fois par jours pour maintenir un taux d'humidité satisfaisant (Figure 17).



Figure 17 : Sachet de culture en fructification

3.1.2 Effet de l'âge mycélium et de la formulation du substrat sur la Hauteur de colonisation du mycélium

La hauteur de colonisation présente des progressions presque égales pour les combinaisons A1F2, A1F3 tout au long de l'expérience. Cependant en ce qui concerne la combinaison A1F1, la hauteur de colonisation croit très rapidement et atteint son maximum de 19 cm le 30^e jour (colonisation complète des sachets). Le mycélium de A1F4 a continué à croître lentement par rapport aux autres. La combinaison A1F1 présente la hauteur de colonisation la plus élevée alors que le traitement A1F4 présente la hauteur de colonisation la plus faible (Figure 18)

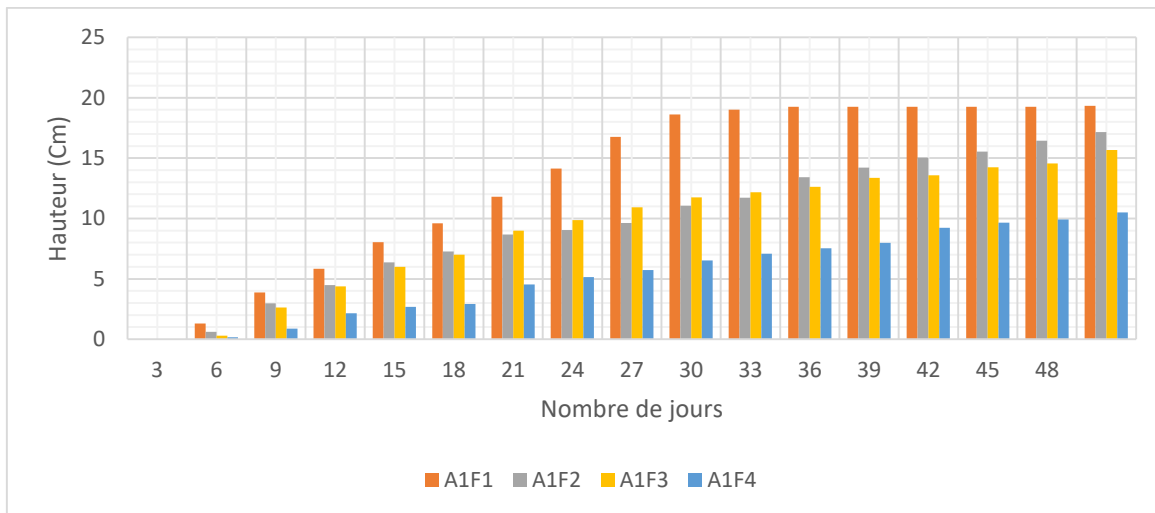


Figure 18 : Hauteur de colonisation des substrats inoculés avec des semences de 15 jours

La combinaison A2F1 et A2F2 présente les taux de croissance les plus élevés, A2F1 a les meilleures hauteurs de croissance. Au 30^e jour A2F1 présente une colonisation complète. Tandis que A2F3 et A4F4 ont des hauteurs de croissance relativement faible, le traitement A4F4 ayant les hauteurs les plus faibles. Le traitement A4F4 présente des hauteurs en constante progression (Figure 19).

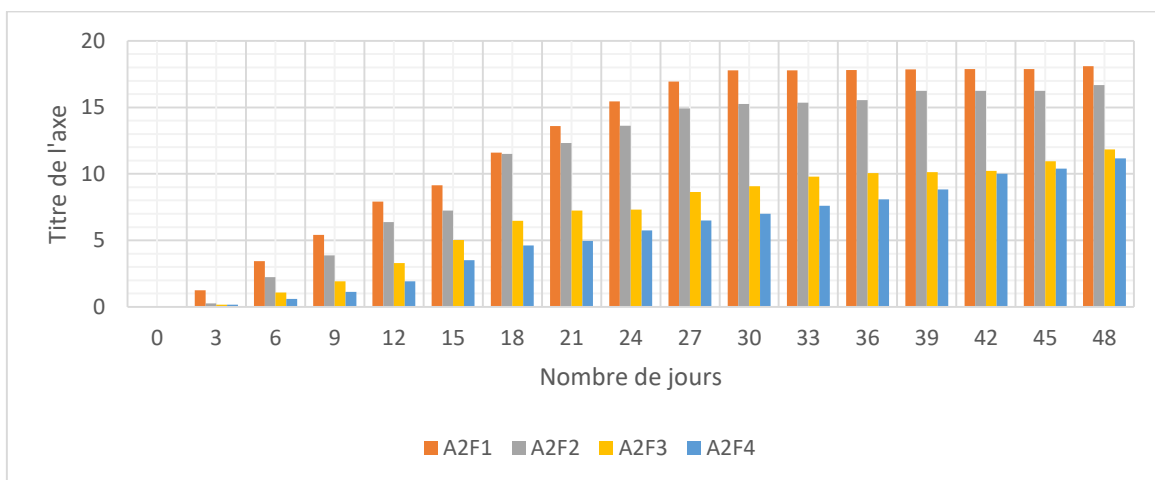


Figure 19 : Hauteur de colonisation des substrats inoculés avec des semences de 30 jours

Le traitement A3F1 présente des hauteurs qui croissent très rapidement jusqu'au 27^e jour. A partir du 30^e jour, le mycélium envahi totalement les sachets de culture. Les traitements A3F2 et A3F3 présentent des progressions presque similaires jusqu'au 42^e jour où le mycélium du traitement A3F2 tendait à totalement coloniser le sachet. Le mycélium de A3F4 évolue en progression lente et constante (Figure 20)

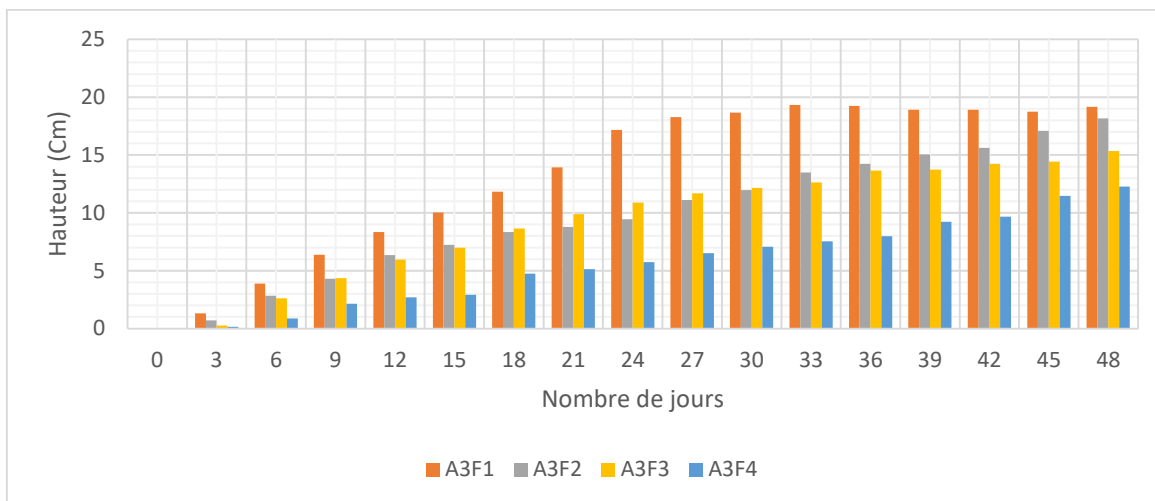


Figure 20 : Hauteur de colonisation des substrats inoculés avec des semences de 45 jours

Dans les traitements A4F1 et A4F2, le mycélium envahi complètement le substrat à partir du 30^e jour après une croissante vertigineuse du 3^e au 27^e jour. Les traitements A4F3 et A4F4 ont des hauteurs de croissance en progression continue (Figure 21)

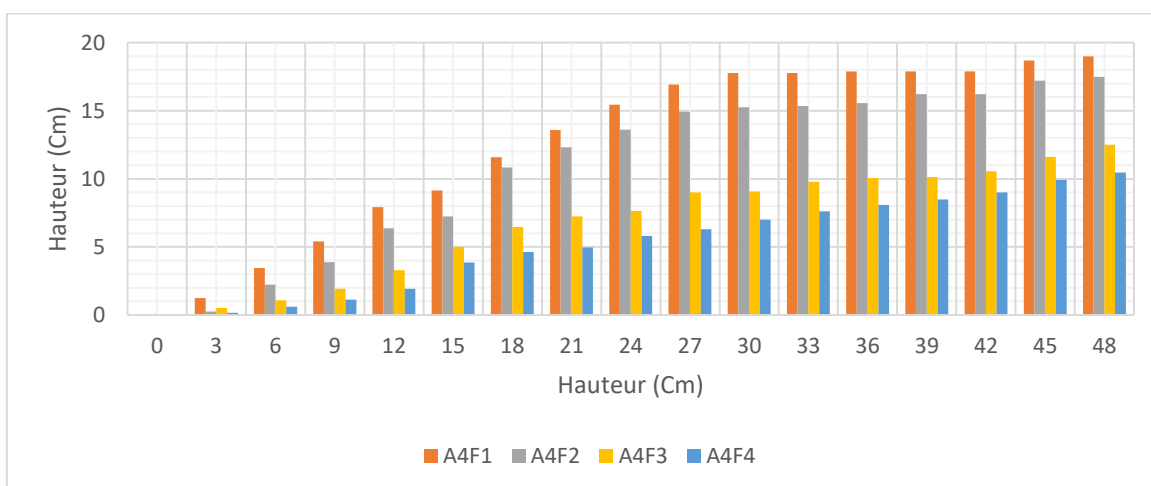


Figure 21 : Hauteur de colonisation des substrats inoculés avec des semences de 60 jours

3.1.3 Effet de l'âge mycélium et de la formulation du substrat sur la vitesse de colonisation du mycélium

Du 3^e au 9^e jour, tous les traitements présentent de meilleure croissance de vitesse. A partir du 12^e jour les traitements A1F2, A1F3 et A1F4 ont des vitesses qui démunies lentement et progressivement jusqu'au 48^e jour. Le traitement A1F1 atteint la vitesse maximale de colonisation de 0,7 cm/jour le 24^e jour et chute très rapidement du 27^e au 48^e jour (Figure 22)

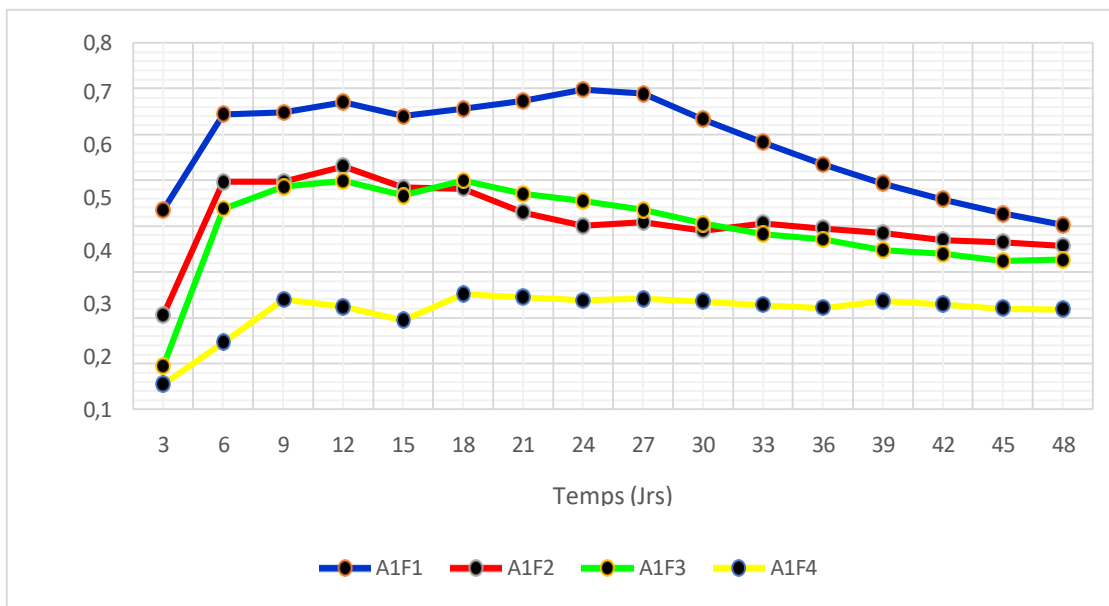


Figure 22 : Vitesse de colonisation des substrats inoculés avec des semences de 15 jours

L'ensemble des traitements présentent des vitesses croissantes du 3 au 18^e jour et chaque traitement atteint sa vitesse maximale le 18^e jour. Les traitements A2F1 et A2F2 ont la même vitesse maximale le 18^e jour de 0,68 cm/jour. Après le 18^e jour, toutes les vitesses diminuent (Figure 23).

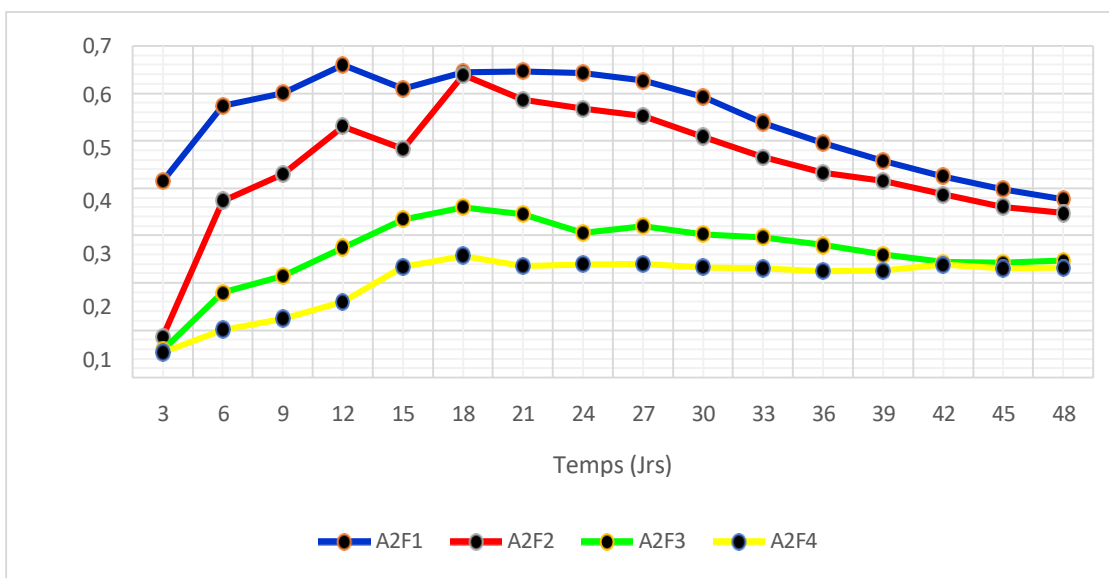


Figure 23 : Vitesse de colonisation des substrats inoculés avec des semences de 30 jours

Tous les traitements présentent leur meilleur taux de croissance de vitesse entre le 3 et le 9^e jour. Les traitements A3F2 et A3F3 ont des vitesses de colonisation presque similaire de moyenne 0,46 cm/jour. A3F1 présente la meilleure allure de vitesse à l'opposé du traitement A3F4 (Figure 24)

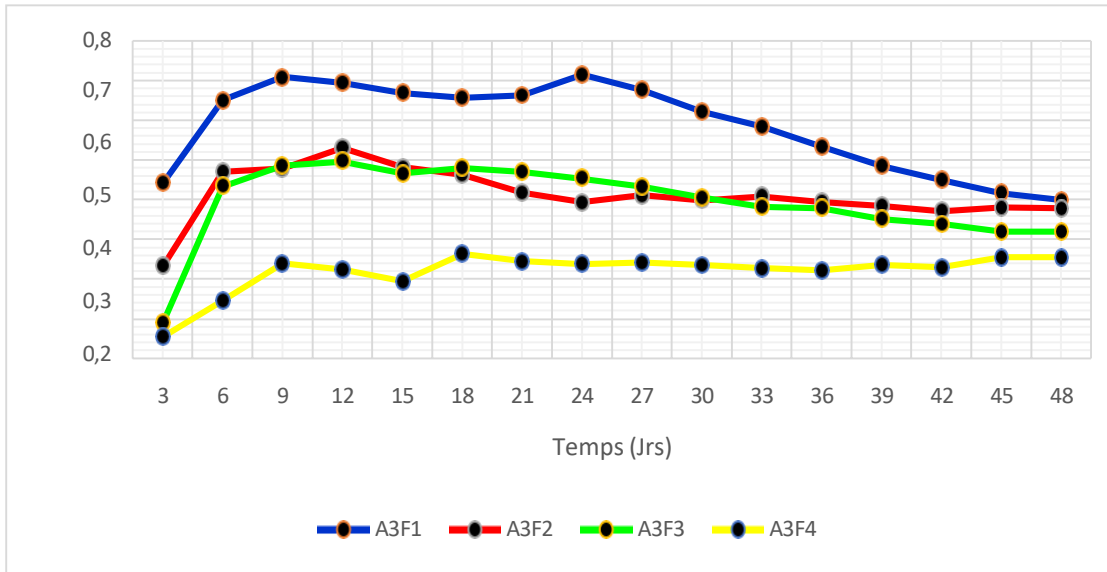


Figure 24 : Vitesse de colonisation des substrats inoculés avec des semences de 45 jours

L'ensemble des vitesses augmentent jusqu'au 18^e jour et diminuent ensemble à partir du 27^e jour. Les traitements A4F1 et A4F2 présente les vitesses de croissance les plus élevées tandis que les traitements A4F3 et A4F4 présentent des vitesses en légère et constante baisse (Figure 25).

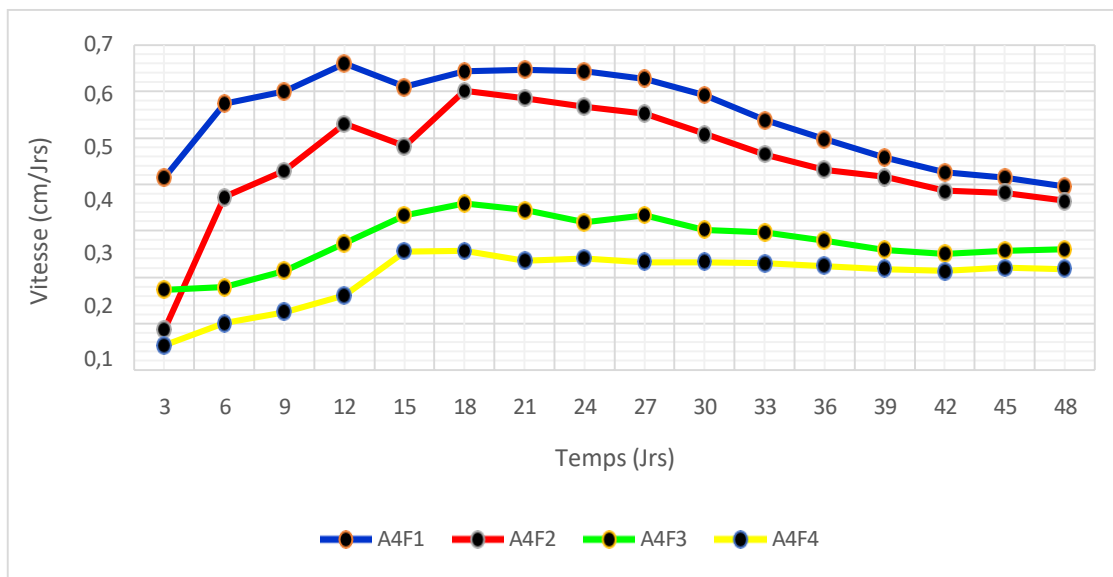


Figure 25 : Vitesse de colonisation des substrats inoculés avec des semences de 60 jours

3.1.4 Effet de l'âge mycélium et de la formulation du substrat sur le volume de colonisation

Le volume de colonisation du traitement A1F1, évolue très rapidement pour atteindre son niveau maximum à partir du 30^e jour. Le niveau maximum du volume de colonisation du mycélium de semis de 15 jours est de 2200 cm³ pendant que celui du blanc de 60 jours est de 700 cm³ (Figure 26).

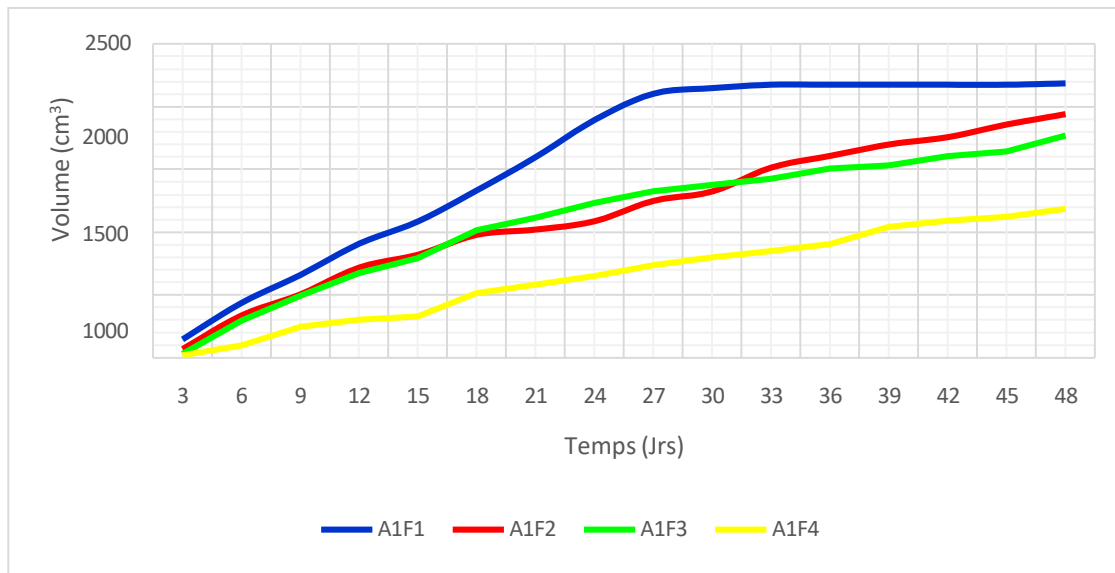


Figure 26 : Volume de colonisation des substrats inoculés avec des semences de 15 jours

Dans le traitement 2, le volume de colonisation évolue rapidement et atteint son maximum (28^e jour) le 28^e jour pour le traitement A2F1 demeure par la suite constant. Après le 28^e jour, alors que le volume de colonisation du mycélium du traitement A2F2 évolue lentement vers son niveau maximum (1950 cm³) celui des traitements A2F3 et A2F4 croissent progressivement jusqu'au 45 jours (1200 cm³) (Figure 27).

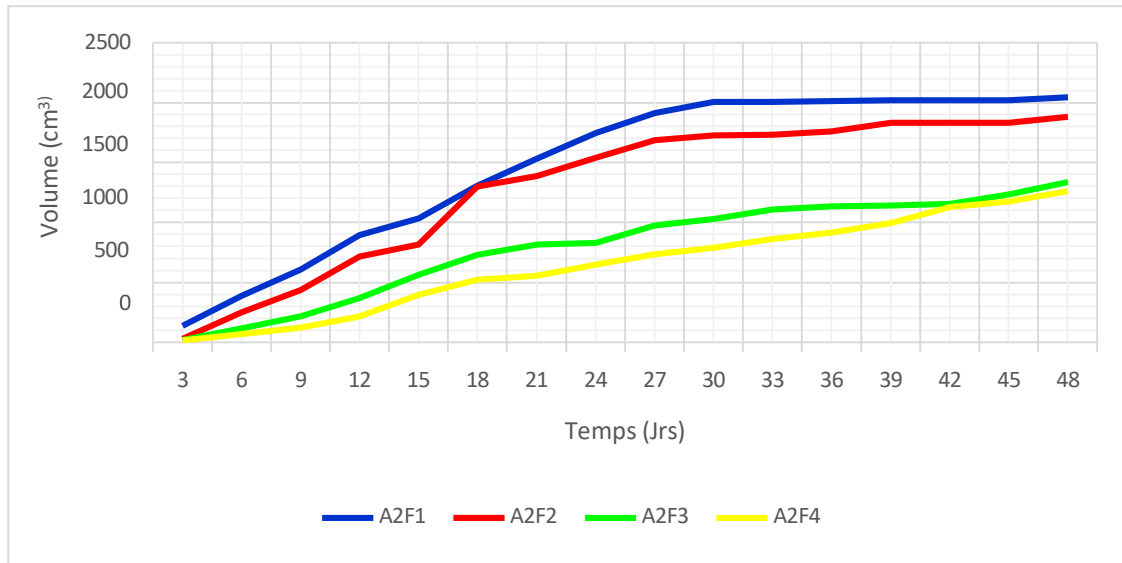


Figure 27 : Volume de colonisation des substrats inoculés avec des semences de 30 jours

Le volume de colonisation évolue très rapidement dans le traitement A3F1, avant le 22^e jour. A partir du 32^e jour, il évolue lentement jusqu'au 48^e jour. Le volume de colonisation le plus élevé est atteint par le traitement A3F1 (2200 cm³) contre 1480 cm³ pour le traitement A3F2, 1400 cm³ pour le traitement A3F3 et 800 cm³ pour le traitement A3F4 (Figure 28).

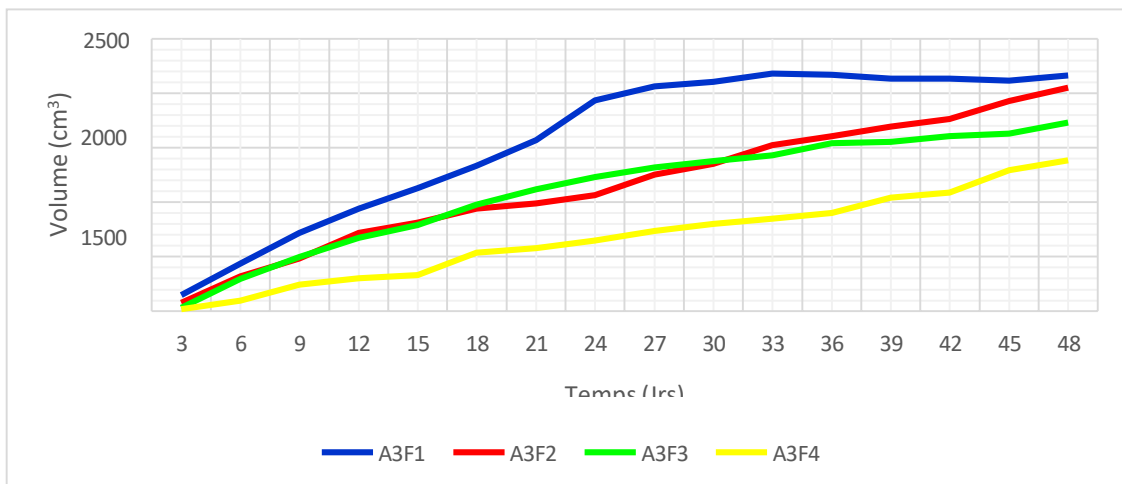


Figure 28 : Volume de colonisation des substrats inoculés avec des semences de 45 jours

Dans le traitement A4F1, le volume de colonisation évolue rapidement du 3 au 28^e jour et demeure par la suite constant (2000cm³), suivi de près par celui du traitement A4F2. Les volumes des traitements A4F3 et A4F4 évoluent lentement et progressivement (Figure 29).

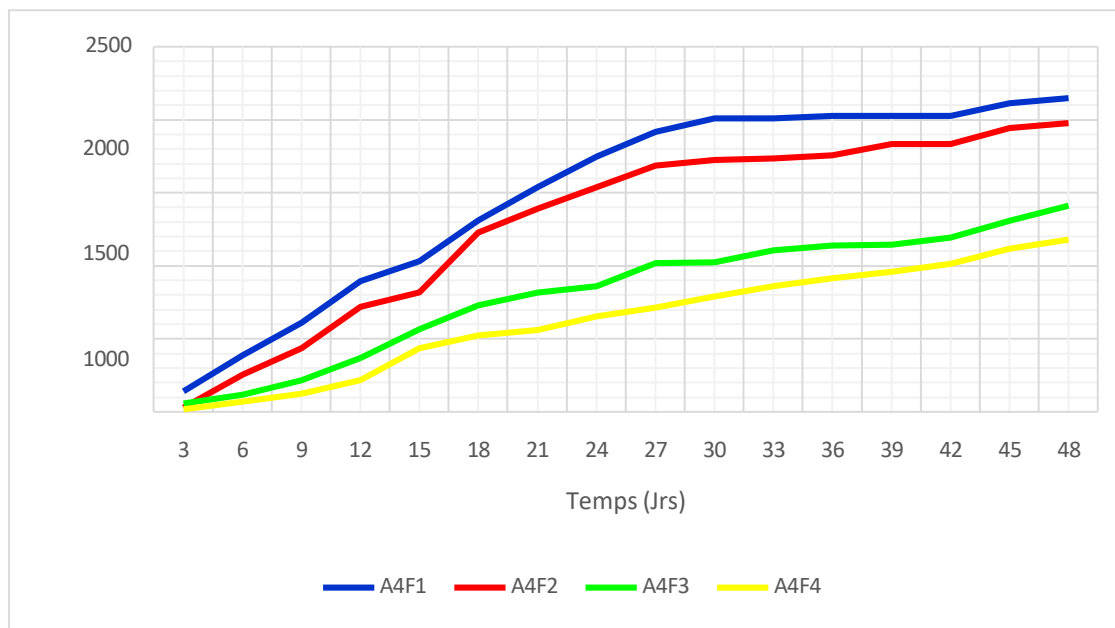


Figure 29 : Volume de colonisation des substrats inoculés avec des semences de 60 jours

3.1.5 Effet de l'âge mycélium et de la formulation du substrat sur le rendement en carpophores

Du mycélium de différents âges de *Pleurotus ostreatus* a été utilisé pour ensemençer différentes formulations de substrat de fructification à base de la sciure de bois. Après 48 jours d'incubation, les sachets ont été ouverts. Une semaine après, il y a eu apparition des premiers bourgeons qui 4 jours plus tard sont devenus des champignons matures. Le poids moyen des carpophores est de 4494,9 grammes (figure 30).

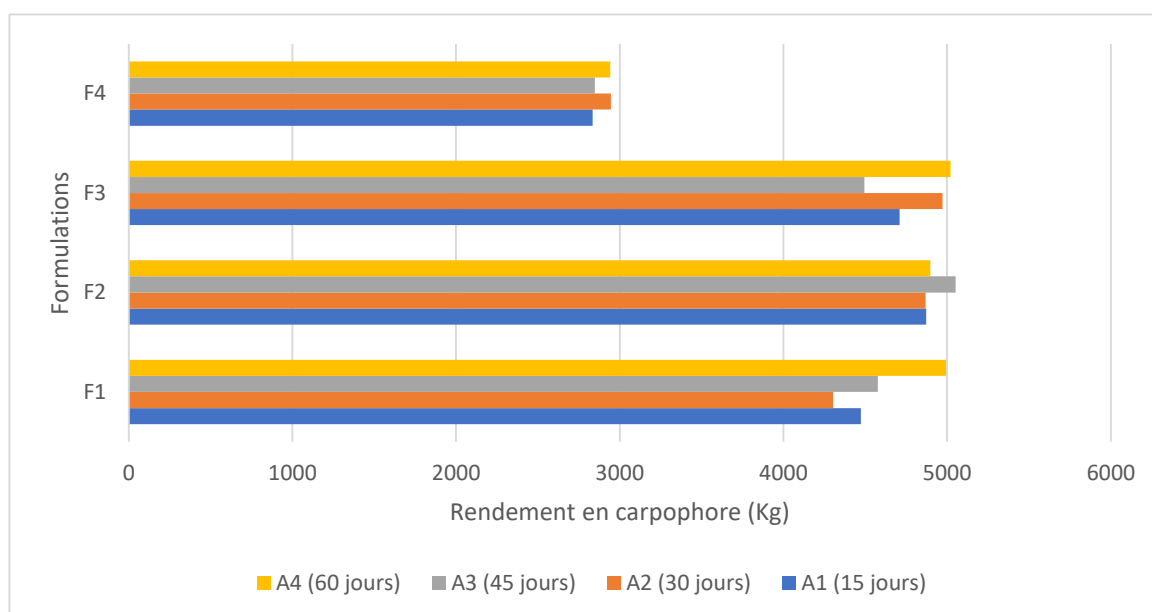


Figure 30 : Rendement en carpophores

L'analyse statistique révèle des probabilités P largement supérieur au seuil de significativité (0,05). Par conséquent, l'âge des semences n'a pas d'effet significatif sur les paramètres de production de *pleurotus ostreatus*. (Tableau V, VI, VII et VIII).

Tableau V : Effets des âges des semences en fonction de la formulation F1

	Ages				P
	AG15	AG30	AG45	AG60	
Rendements	149,11 ±2,6 ^a	143,42 ±5,0 ^a	142,55 ±7,6 ^a	145,44 ±14,1 ^a	0,9102

Tableau VI : Effets des âges des semences en fonction de la formulation F2

	Ages				P
	AG15	AG30	AG45	AG60	
Rendements	161,34 ±0,5 ^b	162,33 ±3,0 ^b	166,32 ±4,6 ^b	164,51 ±2,5 ^b	0,8956

Tableau VII : Effets des âges des semences en fonction de la formulation F3

	Ages				P
	AG15	AG30	AG45	AG60	
Rendements	156,76 ±3,4 ^c	154,47 ±5,1 ^c	159,23 ±8,4 ^c	152,29 ±5,95 ^c	0,9424

Tableau VIII : Effets des âges des semences en fonction de la formulation F4

	Ages				P
	AG15	AG30	AG45	AG60	
Rendements	92,64 ±2,32 ^d	95,39 ±4,50 ^d	96,96 ±4,32 ^d	91,23 ±6,23 ^d	0,79432

La formulation du substrat présente une probabilité très inférieure au seuil de significativité (0,05). De ce fait la formulation a un effet significatif sur la production des carpophores (Tableau IX).

Tableau IX : Effets de la formulation du substrat sur la productivité

Formulations	AG 15	AG 30	AG 45	AG 60	P
F1	149,11 ±2,6 ^a	143,42 ±5,0 ^a	142,55 ±7,6 ^a	145,44 ±14,1 ^a	0,0000
F2	161,34 ±0,5 ^b	162,33 ±3,0 ^b	166,32 ±4,6 ^b	164,51 ±2,5 ^b	
F3	156,76 ±3,4 ^c	154,47 ±5,1 ^c	159,23 ±8,4 ^c	152,29 ±5,95 ^c	
F4	92,64 ±2,32 ^d	95,39 ±4,50 ^d	96,96 ±4,32 ^d	91,23 ±6,23 ^d	

3.2 DISCUSSION

Dans cette étude, nous avons évalué l'influence de l'âge du mycélium et de la formulation du substrat sur la productivité du champignon *Pleurotes ostreatus*. Ainsi, quatre substrats ont été inoculés par du mycélium de quatre différents âges. La capacité d'envahissement des substrats est extrêmement importante dans la détermination de la qualité de production des champignons. Les résultats révèlent que la hauteur de colonisation du mycélium est plus élevée pour les substrats légèrement acide (F1) que le substrat neutre (F2 et F3) et légèrement alcalin (F4).

La vitesse moyenne de la formulation F1 est de 0,6cm/jour alors que la vitesse moyenne de F4 est de 0,21cm/jour. L'augmentation du taux de son de riz dans le substrat entraîne une baisse de la vitesse de colonisation du mycélium suite à un excès d'éléments nutritifs dans le substrat. Cette observation est corroborée par les études menées par Chandy (1997), qui a prouvé que la vigueur des champignons est liée en majeure partie à la richesse du substrat en nutriments essentiels disponibles.

Nous constatons que parmi les quatre (4) formules de substrats utilisés dans le cadre de cette étude, seule la formulation F4 (7 % de supplément additif de son de riz) n'a pas pu être correctement colonisée par le mycélium. Cette formulation n'est pas adaptée à la culture de *Pleurotus ostreatus*. La vitesse de colonisation du mycélium est plus élevée pour les substrats légèrement acide (F1 et F2) que dans le substrat neutre (F3) et légèrement alcalin (F4). Ces résultats sont en conformité avec ceux de (Tiébré, 2001) qui soutient que la plupart des champignons cultivés préfèrent se développer dans les milieux légèrement acides. Nous constatons que la vitesse moyenne d'envahissement du mycélium baisse progressivement au fur et à mesure que le supplément additif de son de riz augmente dans la formulation du substrat causé par un excès d'éléments nutritifs. En effet selon Chandy (1997), la vigueur des champignons est liée en majeure partie à la richesse du substrat en nutriments essentiels disponibles.

La vitesse moyenne de la formulation F1 est de 0,6cm/jour. Ce résultat est similaire à celui de Dibaluka et al. (2010) qui soutient que la vitesse d'envahissement du substrat par le mycélium des pleurotes est voisine de 0,5 cm par jour. Cependant dans la formulation F4, la vitesse moyenne est de 0,21cm/jour. Ce qui peut s'expliquer par le fait qu'un excès de supplément en additif (son de riz) augmente le pH du substrat et entraîne une baisse de la vitesse de colonisation. Nos résultats sont identiques à ceux des travaux de Koné et al. (2013).

Au-delà de 5 % de supplément additif son de riz, la vitesse de colonisation chute en dessous de 0,5 cm/jour. Ces résultats sont donc similaires à ceux de Soko et al. (2018) qui ont montré que le mycélium est plus efficace sur des substrats qui contiennent moins 5 % de son de riz. De même, Fadeyi et al (2017) et Oei (1993) attestent que plus le substrat est riche en nutriments, plus sa susceptibilité à l'infection augmente et plus la concurrence entre pleurotes et autres microorganismes s'accroît.

Le rendement en carpophore diminue lorsque le pourcentage de supplément additif en son de riz est élevé dans la formule du substrat. En effet au-delà de 5% de supplément additif de son de riz sur le substrat de base, le rendement chute de moitié ou le substrat ne produit presque pas de champignon. Ce résultat est comparable à celui de Mushagalusa et al. (2017) selon lequel, au-delà de 10 % de supplément en additif de son de riz sur les fanes de haricot, le rendement chute de moitié et devient même inférieur au témoin sans additif. Les résultats de cette étude sont également en concordance avec ceux de Ducouso et al. (2003) qui soulignent que la variation du rendement est influencée par la composition du substrat et ceux de Diansambu et al. (2015) qui affirment que la vitesse de croissance mycélienne est en rapport avec le rendement ou l'efficacité biologique. Cependant nos résultats sont en contradiction avec les résultats des études menées par De Kesel et al. (2002) et Dibaluka et al. (2010), qui ont observé que l'envahissement des rafles par *Marasmiellus* et la vitesse de croissance mycélienne n'est cependant pas en rapport direct avec le rendement ou l'efficacité biologique.

Il ressort de cette étude que le seuil d'apport de supplément additif de son de riz, entraînant une chute de la vitesse de colonisation du substrat et du rendement en carpophore, dépend de la nature du substrat. Ceci confirme les résultats de Soko et al. (2018) selon lesquels au-delà du seuil, tout apport supplémentaire d'additif de son de riz, rend le substrat alcalin et fait chuter de moitié jusqu'à annuler la vitesse d'envahissement du mycélium et la production en carpophores. Dans notre étude, les âges de blanc de semis n'influencent pas la vitesse de colonisation et le rendement en carpophore alors que l'interaction âge de la semence et formulation du substrat influence les paramètres mesurés. Ces résultats sont conformes à ceux obtenus par Yao (2018). L'analyse du rendement montre une variabilité en fonction du substrat car l'effet du substrat n'est pas lié à celui de l'âge du blanc de semis. Par contre, l'effet de l'âge du blanc de semis est lié à celui du substrat. Ce constat est soutenu par Soko et al. (2019)

CONCLUSION ET PERSPECTIVES

CONCLUSION ET PERSPECTIVES

Ce travail a consisté à évaluer l'effet de l'âge du mycélium et des formulations sur la productivité des champignons *Pleurotus ostreatus* sur substrat à base de sciure de bois. Les résultats obtenus indiquent que l'âge du mycélium n'a pas d'effet sur la productivité de *Pleurotus ostreatus*. Cependant les formulations avec un taux d'additifs de son de riz inférieur à 5% ont une meilleure productivité. Parmi les âges de blanc de semis de *Pleurotus ostreatus* (15 jours, 30 jours, 45 jours et 60 jours), les meilleurs rendements ont été obtenus sur les substrats dont l'apport de supplément additif de son de riz est inférieur ou égal à 5 %. Au-delà de ce seuil, le rendement chute de moitié ou le substrat ne produit pas de champignons. Alors, il est recommandé aux pleuroculteurs d'ajouter 2 % de supplément additif de son de riz dans la formulation du substrat pour limiter les risques de contamination et avoir de bon rendement.

En perspectives pour obtenir de meilleurs rendements pour cette culture, il convient de :

- Faire varier le taux de chaux agricole (stabilisateur de pH) en fonction de l'apport de supplément additif de son de riz afin de maintenir le pH du substrat légèrement acide.
- Comparer l'effet des mycéliums de 30 jours, 60 jours et 90 jours conservés au frais sur la croissance et la productivité de *Pleurotus ostreatus*.
- Déterminer la dose optimale, pour avoir une bonne production de champignon, avec d'autres types de supplément additif autre que le son de riz.
- Etendre la culture de pleurotes sur d'autres types de déchets agricoles en tenant compte du dosage de supplément additif et du régulateur de pH pour obtenir un meilleur rendement.

RÉFÉRENCES

RÉFÉRENCES

- Adhikari M.K. & Durrieu G. (1996). Ethnomycologie Nepalaïse, Bulletin Societé Mycologique de France, 112 : 31– 41.
- Alexander S., Pilz D., Weber N.S., Brown, E., & Rockwell V. A. (2003). Mushrooms, Trees And Money : Value Estimates of Commercial Mushrooms and Timber in the Pacific Norwest. *Environmental Management* 30 (1) : 129-141p.
- Babitskatya V.G., Bisko N.A., Scherba V.V., Mitropolskaya N.Y., Puchkova T.A. (1999). Some biologically active substances from medicinal mushroom *Pleurotus ostreatus* (Jacq.:Fr.) P. Kumm. (Agaricomycetidae), *Int. J. Med. Mushrooms*, 345–349 p.
- Bakary S., N’Golo A. K., Linda P., (2015). Louyounan V. L., Bakayoko A., Konaté S., & Koné D., Vente des champignons sauvages utilitaires en Côte d’Ivoire : diversité, disponibilité et importance socio-économique. *Journal of Applied Biosciences* 172 : 17905 – 17918
- Baldrian P. (2008). Enzymes of saprotrophic basidiomycetes. *British mycological society symposia series*, Elsevier, 386p.
- Blandeau E. (2012). Etat des lieux du potentiel anticancéreux de neuf champignons Macroscopiques. Thèse Doctorat, Univ. Angers, France, 112p.
- Boulmerka A. & Laoufi O. (2017). Essai de multiplication et culture de champignons pleurote à échelle du laboratoire, Microbiologie, Option : Biotechnologie des Mycètes : Fermentation et production de substances fongiques, Mémoire de Master en Sciences de la Nature et de la Vie, UFR Microbiologie, Université des Frères Mentouri Constantine, Algérie, 42 p.
- Brundrett M. (2004). Diversity and classification of mycorrhizal associations. *Biological Reviews* 79(3) : 473-495.
- Cannon P.F. & Kirk P.M. (2007). *Fungal families of the world*. CABI Publishing Series, 456p.
- Chandy K.T. (1997). *Oyster Mushroom Cultivation*, Indian Social Inst., New Delhi, 12p
- Chang S.T. (1999). World production of cultivated edible and medicinal mushrooms in 1997 with emphasis on *Lentinusedodesin* China. *International Journal of Medicinal Mushrooms*, 291–300.
- Courtecuisse R. (2011). 1752 espèces décrites et illustrées. *Guide des champignons de France et d’Europe*, Delachaux et Niestlé, Paris, 544 p.

- Curvetto N., Fglas D. & Delmastro S. (2002). Growth and productivity of deferent pleurotus osreatus strains on sunflower seed hulls supplemented with N-NH₄⁺ and/or Mn (II), *Bioresour. Techonol.*, 84, 171-176 p.
- De Kesel A., Codjia J.C. & Yorou N. S. (2002). Guide des champignons comestibles du Bénin. Jardin Botanique National de Belgique. Meise. Belgique, 272 p.
- Demain R., Arnold L., & Zhang J. (1998). Cephalosporin C Production by *Cephalosporium acremonium*: The Methionine Story, *Critical Reviews in Biotechnology*, 18:4, 283-294.
- Diansambu I.M., Dibaluka S.M., Lumande J. K., Degreeef J. (2015). Culture de trois espèces fongiques sauvages comestibles du Groupement de Kisantu (R.D. Congo) sur des substrats ligno-cellulosiques compostés. *Afrique SCIENCE*, 241 – 261 p.
- Dibaluka S.M., Lukoki L.F., De Kesel A. & Degreeef J. (2010). Essais de culture de quelques champignons lignicoles comestibles de la région de Kinshasa (R. D. Congo) sur divers substrats lignocellulosiques. *Biotechnol Agron. Soc. Environ*, 417 – 422 p.
- Djomene Y.S., Ninkwango T.A. et Foudjet A.E. (2020). Itinéraire stratégique de la production et de la commercialisation des champignons comestibles pleurotus au Cameroun (Cas de la Coop SDEM COOP-CA), *Revue Scientifique et Technique Forêt et Environnement du Bassin du Congo Volume 15*. P. 71-81.
- Ducouso M., Ba A.M., Thöen D. (2003). Les champignons ectomycorhiziens des forêts naturelles et des plantations d’Afrique de l’Ouest : une source de champignons comestibles. *Bois & forêts des tropiques*. 275 : 51-63.
- Eyindong H E., Degreeef J., De Kesel A., (2011). Champignons comestibles des forêts denses d’Afrique Centrale. *Taxonomie et identification. ABC Taxa*. (10) :253 p.
- Fadeyi G.O., Badou A.S., Aignon L.H., Codjia I.E.J., Moutouama K.J., et Yorou S.N. (2017) Etudes ethnomycologiques et identification des champignons sauvages comestibles les plus consommés dans la région des Monts-Kouffè au Bénin (Afrique de l’ouest). *Agronomie Africaine*. 29(1):93-109.
- FAOSTAT. (2012). Champignons comestibles sauvages, vue d’ensemble sur leurs utilisations et leur importance pour les populations. Rome, Rapport final, INS / FAO, 157.

- Flandroy S., Hansford D., Higgins S., Gillian A., Rostron C., & Dale L. (2006) Enzymatic synthesis and evaluation of new novel ω -pentadecalactone polymers for the production of biodegradable microspheres, *Journal of Microencapsulation*, 23(2), 213-226,
- Gunde-Cimerman N. & Plemenitas A. (2001). Hypocholesterolemic activity of the genus *Pleurotus* (Jacq.: Fr.) P. Kumm. (Agaricales, Basidiomycetes), *International Journal of Medecine sciences Mushrooms*, 395 –397.
- Guzman G. (2000). Genus *Pleurotus* (Jacq.: Fr.) P. Kumm. (Agaricomycetideae): diversity, taxonomic problems, and cultural and traditional medicinal uses, *International Journal of Medecine sciences Mushrooms*, 95 –123.
- Härkönen M, Niemelä T, Mbindo K, Kotiranta H, Pearce G (2009). *Zambianmushrooms and mycology*. *Norrlinia*, 29: 1-208.
- Jennings D.H. & Lysek G. (1996). *Fungal biology*, Bios Scientific publishers eds, 9(7) : 65-76.
- Kalač P. (2013). « A review of chemical composition and nutritional value of wild-growing and cultivated mushrooms », *Journal of the Science of Food and Agriculture*, vol. 93, no 2, 209-218.
- Kara S. & Kuniak L. (1994). Polysaccharides of *Pleurotus ostreatus*: isolation and structure of pleuran, an alkali insoluble b-D-glucan. *Carbohydr. Polym.* 24, 107– 111.
- Khan M.A. (2010). *Nutritional composition and hypocholesterolemic effect of mushroom: pleurotus sajor-caju and pleurotus florida*: Lambert Academic Publishing, Saarbrucken, Germany 1-11
- Koné N.Y. A., Konate S., Linsenmair K.E. (2013). Socio-economical aspects of the exploitation of *Termitomyces* fruit bodies in central and southern Côte d'Ivoire : Raising awareness for their sustainable use. *Journal of Applied Biosciences*. 70 :5580 – 5590.
- Koné N.G.A., Yéo K., Konaté S., Linsenmair K.E., (2013). Socio-economical aspects of the exploitation of *Termitomyces* fruit bodies in central and southern Côte d'Ivoire : Raising awareness for their sustainable use. *Journal of Applied Biosciences*, 70, 5580-5590.

- Kouagou Y.R., Tsopmbeng G.N. et Njouonkou A.L., (2016). Diversité et ethnomycologie des champignons sauvages utilisés dans la préfecture de la Lobaye en République Centrafricaine. Bulletin scientifique sur l'environnement et la biodiversité, 1, 30-38.
- Kouassi K.C. (2012), Taxinomie, Ecologie et Ethnomycologie des Champignons de Côte : cas des Macromycètes des forêts classées de Bouaflé, Bayota et Niégré, Thèse de Doctorat, Université Félix Houphouët-Boigny, UFR biosciences, Abidjan, Côte d'Ivoire, 216 p.
- Lelly J. (1987). Edible mushrooms as a weapon against starvation. Mushroom, 170-173 p.
- Lin Z. (2006). Juncao technology, Fujian Agriculture and Forestry University, 143p
- Lushiku W. (2012). La culture de pleurote (*Pleurotus ostreatus*) Jacquin : pries KUMMER Var *Ostreatus C.V. florida* : une biotechnologie prometteuse pour assurer la sécurité alimentaire à Kananga, Mycobiologie, vol. 41, no 4, 1 p.
- Mattila P., Suonpa K., and Pilonen V., (2006) Functional properties of edible mushroom. Nutritional Journal. 16 :694-696.
- Michel J. (1976). Les isolences d'un écologiste. Energie, environnement et justice sociale. Québec, les éditions du Boréal Express, 81p.
- Mushagalusa G.N., Mondo J.M., Masangu G.B., Lutwamuzire S.C., Sambili C., Bagula E.M. & Balezi A.Z. (2017). Effet de doses croissants d'additifs sur la productivité de deux souches de *Pleurotes ostreatus* (Jacq.) P. Kumm. Sous la technique de gobetage et sur substrats locaux en R.D. du Congo, TROPICULTURA, 35 : 102 – 109.
- N'guessan Q.F.F. (2017). Effet de l'âge du blanc de semis du champignon comestible (*pleurotus eous berk.*) sur la croissance et le developpement des carpophores. Mémoire de master en Agriculture et Foresterie, UFR Agroforesterie, Université Jean Lorougnon Guédé Daloa, Côte d'Ivoire, 60 p.
- Ndoye O., Awono A., Preece L. & Toirambe B., (2007). Marchés des produits forestiers non ligneux dans les provinces de l'Équateur et de Bandundu : présentation d'une enquête de terrain. In : Croizer C. & Trefon T., eds. Quel avenir pour les forêts de la République démocratique du Congo ? Bruxelles : Coopération Technique Belge (CTB), 68-70.
- Ninkwango T.A. (2007). Rapport de l'assemblée générale budgétaire 2006 du Projet de Développement de la Filière Champignon. Yaoundé-Cameroun : Jeune Afrique, 72p.
- Oei P. (1993). La culture des champignons, GRET, Paris et TOOL, Amsterdam ,318 p.

Oei P. (2005). La culture des champignons a petit échelle : pleurotes, shiitakes, et auriculaire. Agrodok n°40. digigrafi, Wageningen, Pays-Bas, 86p.

Ouvrier Y. et Guinberteau T. (1995). « La domestication et la culture des champignons », in *Revue pour la science* n° 144, Paris. 57-68.

Pegler (1987). « The edible Mushroom of Zambia KEW BULL », in *MUSHROOM NEWSTELLER for the tropics*, edition international 1 (2). 87-95.

Pitta B.M.S., Yian G.C., Adjessi A.B.J.P.E. et Tiébré M.S., (Mars 2020), développement de la culture des champignons sauvages comestibles en côte d’ivoire : production des semences et tests de croissance des carpophores sur quatre substrats organiques, *Journal of Agriculture and Veterinary Science* : Volume 13, 2319-2380p.

Redecker D. (2002). New views on fungal evolution based on DNA markers and the fossil. *Research in Microbiology*. 153 : 125-130 p.

Sanchez C. (2010). « Cultivation of *Pleurotus ostreatus* and other edible mushrooms », *Applied Microbiology and Biotechnology*, vol. 85, no 5, 1321 to 1337.

Senn-Irlet B., Egli S., Boujon C., Kuchler H., Küffer N., Neukom H-P., & Roth J-J. (2012). Protéger et favoriser les champignons. Notice pour le praticien (49), Birmensdorf, Suisse, 12p.

Sicard M. & Lamoureux Y. (2006). *Connaître, cueillir et cuisiner les champignons sauvages du Québec*. Ed. Fides, Québec, 365 p.

Simon L., Bousquet J., Levesque R.C., & Lalonde M. (1993). Origin and diversification of endomycorrhizal fungi and coincidence with vascular land plants. *Nature*. 363 : 67-69. 45

Soko D.F., Dally T., Kotchi V., N’guessan F.F., Boye M.A.D., Ayolie K.G. & Aké S. (2019) Influence of spwan age (seed) on the carpophores production and nutritional quality of the edible mushroom *Pleurotusostreatus* in Allokoua (Côte d’Ivoire). *Asian Journal of Science and Technology*.1(10) :9239 – 9244.

Soko D.F., Kotchi V., Boye M.A.D., Yao K.G. & Aké S. (2018), Influence of substrate formulation and *Pleurotus* spwan age on the growth and carpophores production in the locality of Allokoua (Côte d’Ivoire). *Inter. Journal of Food Science and Nutrition*. 6(3) : 151– 156.

Stamets P. (1985). *The Mushroom Cultivator: A Practical Guide to Growing Mushrooms at Home*. Richmond Publishing Co Ltd, 1985, 415 p.

Tiébré M.S. (2001), Ethnomycologie dans la région de Sikensi en Côte d'Ivoire. Mémoire de DEA, Faculté Universitaire des Sciences Agronomiques de Gembloux, Belgique. 108p.

Wang H.N.T.B. (2000). Isolation of a novel ubiquitin-like protein from *pleurotus ostreatus* mushroom with anti-human immune deficiency virus, translation-inhibitory and ribonuclease activity biochem biophys. Res commun 276 :587.593.

Yao K.G. (2018). Influence de la formulation du substrat et de l'âge du blanc de semis sur la croissance et le développement du champignon *pleurotus eous*. Mémoire de master en Sciences biologiques et Amélioration de la production végétale, UFR Agroforesterie, Université Jean Lorougnon Guédé Daloa, Côte d'Ivoire, 59 p.

Yian G.C. Champignons (2018) comestibles du Sud de la Côte d'Ivoire : Cas des Régions du Gôh, de L'Agnéby-Tiassa et du District d'Abidjan. Thèse de doctorat de l'Université Félix Houphouët-Boigny, Abidjan, Côte d'Ivoire. 226 p

RÉSUMÉ

Notre étude a porté sur l'évaluation de l'effet de l'âge de la semence et de la formulation du substrat sur la productivité de *Pleurotus ostreatus*. Cette étude a été effectuée dans une champignonnière situé dans le village de Allokoua. L'objectif de cette étude a été d'améliorer de façon générale la production de *Pleurotus ostreatus*. Pour ce faire, nous avons utilisé du mycélium de quatre âges différents AG15 (15 jours), AG30 (30 jours), AG45 (45 jours), et AG60 (60 jours) sur quatre formulations de substrat ayant des taux de son de riz varié, F1 (0%), F2 (2%), F3 (5%) et F4 (7%). Les paramètres mesurés évoluent selon la composition des substrats, un taux d'incorporation d'additifs de plus 5 % réduit considérablement (50%) le potentiel de production du mycélium. Le taux de son de riz doit être compris entre 2% et 5%. Les rendements en carpophores dépendent de la formulation du substrat et non de l'âge de la semence.

Mots-clés : Culture de champignon, Formulation du substrat, Age du mycélium, Production,

Pleurotus ostreatus

ABSTRACT

Our study focused on evaluating the effect of seed age and substrate formulation on the productivity of *Pleurotus ostreatus*. The study was conducted in a mushroom farm located in the village of Allokoua. The objective of this study was to improve the overall production of *Pleurotus ostreatus*. To do so, we used mycelium of four different ages AG15 (15 days), AG30 (30 days), AG45 (45 days), and AG60 (60 days) on four substrate formulations with varying levels of rice bran, F1 (0%), F2 (2%), F3 (5%) and F4 (7%). The parameters measured change according to the composition of the substrates, a rate of additive incorporation of more than 5% considerably reduces (50%) the mycelium production potential. The rice bran content should be between 2% and 5%. Carpopore yields depend on the substrate formulation and not on the age of the seed.

Keywords : Mushroom culture, Substrate formulation, Mycelium age, Production, *Pleurotus*

ostreatus

