

2020-10

Essai de valorisation des substrats locaux pour la culture des champignons comestibles : cas de pleurotus ostreatus 2175 cultivé sur la sciure d'eucalyptus sp complémentée avec les urines de vaches, tithonia diversifolia et les fanes de haricots

Rugayabatinya, Jean Bosco

UB, Faculté des Sciences

<https://repository.ub.edu.bi/handle/123456789/89>

Téléchargé depuis le dépôt institutionnel officiel de l'Université du Burundi

UNIVERSITE DU BURUNDI



FACULTE DES SCIENCES

MASTER EN BIOLOGIE DES ORGANISMES ET ECOLOGIE

ESSAI DE VALORISATION DES SUBSTRATS LOCAUX POUR LA CULTURE DES CHAMPIGNONS COMESTIBLES : CAS DE *PLEUROTUS OSTREATUS* 2175 CULTIVE SUR LA SCIURE D'*EUCALYPTUS* SP COMPLEMENTEE AVEC LES URINES DE VACHES, *TITHONIA DIVERSIFOLIA* ET LES FANES DE HARICOTS.

**Mémoire présenté en vue d'obtenir le diplôme de Master en
Biologie des Organismes et Ecologie ;**

Option : Gestion des paysages et écosystèmes terrestres

Par Jean Bosco RUGAYABATINYA

Sous la direction de:

Pr. Jacques NKENGURUTSE (Directeur)

Prosper KIYUKU, Msc (Co-directeur)

Vincent NTEZIRYAYO, Msc (Co-directeur)

Bujumbura, Octobre 2020

DEDICACE

A mon défunt père Aloys CITATIRA

A ma mère Euphrasie KANKERA

A mon épouse Aline KANKINDI

A mes enfants :

- *Slava Héloïca MUNEZERO*
- *Luc Maël IRAGANJE*
- *Lara Méira ISHIMWE*
- *Orel Bruno MUGEMANCURO*

A mes frères et sœurs et leurs familles

A ma belle famille

A tous les écologistes du monde

Je dédie ce mémoire.

REMERCIEMENTS

Ce travail de recherche de Master en Biologie des Organismes et Ecologie, option Gestion des Paysages et Ecosystèmes Terrestres est le résultat des efforts conjugués de plusieurs personnes qui ont contribué à sa réalisation. Qu'il nous soit permis de leur témoigner notre reconnaissance.

En premier lieu au Pr Jacques NKENGURUTSE (promoteur et directeur), à Messieurs Prosper KIYUKU et Vincent NTEZIRYAYO (promoteurs et co-directeurs), qui, malgré leurs multiples occupations, ont accepté de diriger ce travail. Vos remarques pertinentes, vos conseils judicieux et votre amour du travail bien fait nous ont été d'une grande utilité. Que notre satisfaction soit votre fierté.

Notre gratitude s'adresse également à tout le corps enseignant du Master en Biologie des Organismes et Ecologie de l'Université du Burundi dans la Faculté des Sciences pour ces deux années riches d'enseignements. Notre reconnaissance est grande envers le Pr Claver SIBOMANA, Responsable du Programme de Master en Biologie des Organismes et Ecologie pour avoir répondu favorablement chaque fois que de besoin pour des questions pertinentes d'ordre académique pendant mon cursus académique.

Nos profonds remerciements s'adresse également à tous ceux qui ont contribué à notre formation de Master parmi lesquels figurent : Madame Irène IRAKOZE pour sa contribution dans le traitement statistique des données, nos amis, nos camarades étudiants et spécialement à la famille Cyprien MBONIGABA. Que cette dernière considère ce travail comme son succès pour lequel il a investi toutes ses qualités de père de famille à travers ses conseils, son soutien tant moral que matériel.

Que tous ceux qui, de près ou de loin, nous ont soutenu et encouragé dans la réalisation de ce travail trouvent ici l'expression de nos sentiments de gratitude.

Enfin, que notre chère épouse, notre mère et nos quatre enfants trouvent dans ce travail une particulière expression de notre gratitude pour les bienfaits et la tendresse dont ils nous ont comblés. Qu'ils veuillent considérer ce travail comme le fruit de ce qu'ils ont semé.

Jean Bosco RUGAYABATINYA

LISTE DES SIGLES ET ABREVIATIONS

% : Pourcentage

°C : Degré Celsius

ISABU : Institut des Sciences Agronomiques du Burundi

MEEATU : Ministère de l'eau, de l'environnement, de l'aménagement du territoire et de l'urbanisme

LASPA : Laboratoire d'Analyse des Sols et des Produits Agroalimentaires

MS : Matière sèche

FABI : Faculté d'Agronomie et de Bio-Ingénierie

g : Gramme

ISTEEBU : Institut des Statistiques et des Etudes Economiques du Burundi

kg : Kilogramme

L : Litre

mm : millimètre

LISTE DES FIGURES

Figure I.1 : Etat de la Sciure d' <i>Eucalyptus sp</i> dans les menuiseries	3
Figure II.2 : Morphologie d'un champignon avec indications des caractères principaux.....	5
Figure II.3 : Parties à prélever pour l' <i>Agaricus</i> , le <i>Lentinus</i> , le <i>Flammulina</i> , le <i>Pleurotus</i> et l' <i>Hericium</i> respectivement de 1, 2, 3, 4, 5.....	10
Figure III.4 : Récolte de <i>Tithonia diversifolia</i> et séchage dans la serre	15
Figure IV.5: Différenciation de couleurs du substrat après la fermentation	22
Figure IV.6 : La récolte et pesage des champignons	23
Figure IV.7 : Moyenne des rendements en fonction de la nature des compléments	27
Figure IV.8 : Effet de la fermentation sur le rendement.....	28

LISTE DES TABLEAUX

Tableau III.1. Composition des échantillons soumis au LASPA	16
Tableau III.2 : Les échantillons de substrats de culture soumis à l'essai de culture	17
Tableau III.3 : Composition des bottes et proportion des mélanges utilisés	19
Tableau IV. 4 : Résultats d'analyses chimiques de substrats utilisés dans la production des carpophores de <i>Pleurotus ostreatus</i> 2175.....	22
Tableau IV.5 : Calcul du rendement en fonction de : la nature du substrat, temps moyen de production et rapport carbone sur azote	23
Tableau IV. 6: Traitement statistique du rendement en fonction des compléments.....	26
Tableau IV. 7 : La moyenne de rendement par rapport à la fermentation.....	28

RESUME

Ce travail de recherche a été réalisé du mois de février, 2020 au mois d'août, 2020 dans le cadre du mémoire de fin d'études de Mastère en Biologie des Organismes et Ecologie. L'objectif principal de cette étude était de valoriser les sciures d'*Eucalyptus sp* comme substrat de culture dans la production des champignons pleurotes. C'est ainsi que la sciure d'*Eucalyptus sp* a été collectée dans l'une des menuiseries de la zone Kinama, commune Ntahangwa en Mairie de Bujumbura. Elle a été mélangée avec des urines de vaches à différentes doses puis elle a été soumise à la fermentation dans des bâches. Après la fermentation de la sciure d'*Eucalyptus sp*, 36 lots de substrats de compositions différentes ont été constitués. Ils étaient composés par de la sciure d'*Eucalyptus sp* comme substrat de base, complémentée respectivement par des feuilles et tiges de *Tithonia diversifolia* et des fanes de haricots broyées à des doses de 10, 15 et 20 %. Le rapport carbone sur azote a été déterminé pour les différents lots de substrats. Par la suite, la souche de *Pleurotus ostreatus* 2175 a été cultivée sur ces différents types de substrats afin de déterminer lequel d'entre eux donnerait le meilleur rendement. Les résultats des analyses effectuées au laboratoire des sols et produits agro-alimentaires de l'ISABU ont montré que les substrats n'ayant pas subi une fermentation ou fermentés sans urines mais complémentés avec les additifs riches en azote (*Tithonia diversifolia* et les fanes de haricots) à la dose de 20% ont donné des valeurs du rapport C/N proches de celle connu dans la littérature (C/N= 50). Ces données prédisent le rendement qui a été obtenu après la culture de *Pleurotus ostreatus* 2175 sur les trente-six échantillons de substrat répétés trois fois. Après la récolte qui a duré 78 jours, nous avons remarqué qu'il n'y a pas eu effet de la fermentation sur la productivité car les essais de culture ont montré que la sciure d'*Eucalyptus sp*. non fermentée et complémentée avec *Tithonia diversifolia* ou les fanes de haricot à la dose de 20% ont donné de bons rendements de l'ordre de 93,82% et de 83,24% respectivement. La sciure fermentée avec 2 litres d'urine de vaches et complémentée avec *Tithonia diversifolia* à dose de 20% s'est placée en dernière position avec un rendement bas de 23.7 %.

En définitive, la valorisation de la sciure d'*Eucalyptus sp*. pour la culture des champignons pleurotes nécessite l'adjonction de certains additifs riches en azote comme *Tithonia diversifolia* et des fanes de haricot à la dose de 20%.

Mots-clés : Valorisation des déchets, substrats, sciure d'*Eucalyptus sp*, fermentation, rapport C/N, complément, rendement, temps moyen de production

ABSTRACT

This research work was carried out from February to August 2020 in the frame work of the Master's thesis in Biology of Organisms and Ecology. The main objective of this study was to promote *Eucalyptus sp* sawdust as a substrate in the production of oyster mushrooms.

Eucalyptus sp sawdust was collected in one of the joineries of the Kinama zone, Ntahangwa commune in Bujumbura town. It was mixed with cow urine in different doses and then subjected to fermentation in tarpaulins. After the fermentation of the *Eucalyptus sp* sawdust, 36 batches of substrates of different composition were made. They were composed of *Eucalyptus sp* sawdust as the basic substrate, supplemented respectively with crushed leaves and stems of *Tithonia diversifolia* and bean tops at the rates of 10, 15 and 20%. The carbon to nitrogen ratio was determined for the different batches of substrates. Subsequently, the *Pleurotus ostreatus* 2175 strain was cultivated on the different substrate types to determine which of them should give the best yield for this strain. Results from the analyses carried out in the ISABU soil and agro-food products laboratory showed that the substrates which had not undergone fermentation or fermented without urine but supplemented with nitrogen-rich additives (*Tithonia diversifolia* and bean tops) at a rate of 20% gave values of the C / N ratio close to that known in the literature (C / N = 50). These data predict the yield that was obtained after culturing *Pleurotus ostreatus* 2175 on the thirty-six substrate samples repeated three times. After the harvest which lasted for 78 days, we noticed that there was no effect of fermentation on the productivity because the cultivation tests showed that the sawdust of *Eucalyptus sp* supplemented with *Tithonia diversifolia* or the bean tops at a dose of 20% gave good yields, in the order of 93.82% and 83.24% respectively. Sawdust fermented with 2 litres of cow urine and supplemented with *Tithonia diversifolia* at a rate of 20% was the last with a low yield of 23.7%.

Ultimately, the use of *Eucalyptus sp* sawdust as substrate in the cultivation of oyster mushrooms requires the addition of certain nitrogen-rich additives such as *Tithonia diversifolia* and bean tops at a rate of 20%.

Keywords: Waste valorisation, substrates, *Eucalyptus sp* sawdust, fermentation, C/N ratio, supplement, yield, average production time.

TABLE DES MATIERES

DEDICACE.....	i
REMERCIEMENTS	ii
LISTE DES SIGLES ET ABREVIATIONS.....	iii
LISTE DES FIGURES	iv
LISTE DES TABLEAUX	v
RESUME.....	vi
ABSTRACT	vii
TABLE DES MATIERES.....	viii
I. INTRODUCTION GENERALE.....	1
I.1. Objectifs de l'étude	4
I.2. Les hypothèses de recherche	4
II : LES CHAMPIGNONS ET LEUR CULTURE	5
II. 1. Définition.....	5
II. 2. Cycle de vie des champignons	6
II. 3. Nutrition des champignons	6
II. 4. Les types de champignons	6
II.5. Brève description des champignons pleurotes.....	7
II. 6. La culture des champignons comestibles.....	8
II.6.1. Aperçu général.....	8
II.6.2. Technique de culture des champignons	8
II.6.2.1.Substrat de culture des champignons comestibles	8
II.6.2.2. Etapes de la culture des champignons comestibles	10
III. MATERIEL ET METHODE	14
III.1. Etapes de la fermentation de la sciure d' <i>Eucalyptus sp</i>	14
III.1.1.Matériel utilisé.....	14
III.1.2.Méthodologie.....	14
III. 2. Echantillonnage des substrats soumis à l'analyse	15
III.3. Essai de culture.....	16
IV : RESULTATS	22
IV.1. Présentation des résultats et interprétations.....	22
IV.2. Analyse statistique du rendement en fonction des compléments.....	25
IV.3. Analyse statistique du rendement en fonction du temps moyen de production	27
IV.4. Effet de la fermentation sur le rendement	28

V: DISCUSSION.....	29
V.1. La limite de l'étude.....	29
V.2. Discussion des résultats.....	29
VI. CONCLUSION GENERALE ET RECOMMANDATIONS.....	30
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	32
ANNEXES.....	34

I. INTRODUCTION GENERALE

Au niveau mondial, l'insécurité alimentaire plus ou moins grave atteint environ deux milliards de personnes (FAO, 2019). Selon la même source, les personnes en situation d'insécurité alimentaire modérée ne souffrent pas nécessairement de la faim, mais leur accès à une alimentation saine et équilibrée constitue un défi suite à la chute de la production agricole. Bien qu'essentiellement de subsistance, l'agriculture constitue pour les ménages ruraux et urbains, la principale source de revenus et de nourriture (FIDA, 2012). Dans le monde, les principales causes de la chute de la production agricole sont : la pression démographique galopante et le changement climatique (FAO, 2019). Au Burundi, la densité est estimée à 352 habitants au km² (ISTEEBU, 2018). A part la densité élevée, l'agriculture burundaise est caractérisée par des terres cultivables dégradées suite à : (i) des dénivelées importantes (plus de 70%) , (ii) d'innombrables ravins et érosions sévères des sols qui les rendent acides pour plus de trois quarts d'entre eux (FIDA, 2012), (iii) de défrichements pour l'agriculture, (iv) la surexploitation des ressources forestières, (v) des feux de brousse, (vi) l'exploitation des mines et carrières (FIDA , 2012). En plus des terres dégradées, nous observons également une perte de la biodiversité qui occasionne la réduction des services écosystémiques surtout la réduction des produits forestiers non ligneux dont fait partie les champignons sauvages comestibles (Nzigidahera et Habonimana, 2016).

Dans ces conditions, une question pertinente se pose : **comment couvrir les besoins alimentaires d'une population sans cesse croissante dans le contexte d'exiguïté des terres?** Nous proposons ici la culture des champignons comme une solution alternative dans la réduction de l'insécurité alimentaire et nutritionnelle. Cette culture permettrait une valorisation des déchets agricoles ou industriels en produit à valeur ajoutée plus haute que celle d'autres cultures (Kachulire, 2017). Elle présente l'avantage de pouvoir être transposée en milieu paysan sans gros investissements financiers ni de terre arabes (Mpulusu et al, 2010). De plus, cette culture s'effectue sur toutes les saisons de l'année et n'exige pas de vastes étendues (Oei, 2005).

Au point de vue nutritionnel, les champignons sont considérés comme une nourriture saine en raison de leur faible teneur en matières grasses, leur teneur relativement forte en « protéines » (sur base du poids sec), en vitamines (B₁, B₂, etc.) et en minéraux (P, K et Ca) (Oei, 1993).

Les champignons comestibles sont utiles non seulement dans l'alimentation humaine mais aussi dans l'industrie pharmaceutique.

Au point de vue écologique, de nombreuses espèces de champignons assurent avec des bactéries, la décomposition des bois morts et les autres résidus organiques qui jonchent le sol

des bois et des forêts pour former de l'humus dans lequel les plantes puisent des substances nutritives (Delmas, 1989).

Les racines de nombreuses plantes sont enveloppées par le mycélium de champignons mycorhiziens qui leur assurent dans certains cas, une protection contre des infections (Oei, 1993). La plupart des champignons actuellement cultivables sont des saprophytes en raison de la plus grande facilité à réaliser un substrat organique favorable à un champignon saprophyte, que de résoudre les problèmes complexes d'interactions que posent les champignons mycorhiziens (Delmas, 1989).

Les champignons saprophytes, bien que ne représentant qu'une mince fraction de la biomasse du sol, sont les premiers dégradeurs de la matière organique avec les bactéries. En se nourrissant de matière végétale et animale en décomposition, ils participent à l'équilibre biologique des sols où ils transforment la matière organique en matière minérale, renouvelant ainsi l'humus. Ces champignons jouent donc un rôle essentiel de décomposeurs, mais ils sont également une source importante d'alimentation pour certains autres organismes du sol et peuvent être associés à d'autres fonctions biologiques, notamment en s'associant au système racinaire des plantes (<https://www.supagro.fr/ress-pepites/AC/co/3-Saprophytes>). En présence de l'eau, les champignons peuvent décomposer certains composés carbonés. C'est pourquoi on s'intéresse beaucoup à l'utilisation des champignons pour la bioremédiation, le nettoyage des sols ou des eaux contaminées. Certains champignons peuvent même éliminer les substances inorganiques du sol comme le sélénium qui, à forte concentration dans le sol, s'accumule dans les plantes et peut être toxique pour les animaux qui s'en nourrissent (Raven et al. 2007).

En pratique, les substrats couramment utilisés dans la culture des champignons sont essentiellement composés par divers matières produits localement notamment les rafles de maïs, les fanes de haricot, la paille de blé et de sorgho, les brisures de graines de coton, les fibres de fruits de palmier à huile, les feuilles de bananier, les tiges d'*Hyparrhenia* et de *Pennisetum* broyées et rarement les sciures *Eucalyptus sp* et de *Grevillea* (Oei, 2003)

Malgré les efforts consentis par les myciculteurs burundais et d'autres pays, la production des champignons reste faible. Ceci pourrait être expliqué par une méconnaissance des techniques de culture des champignons, la disponibilité des souches en fonction des exigences écologiques et du type de substrats adaptés (Kachulire, 2017).

Pour la présente étude, nous avons choisi l'usage de la sciure d'*Eucalyptus sp* complétée par les urines de vaches, la *Tithonia diversifolia* et les fanes de haricots comme substrat de culture en raison de sa disponibilité durant toute l'année et de son coût relativement moins élevé

par rapport aux autres types de substrats couramment utilisés comme par exemple la brisure de grains de coton.

Au Burundi, l'*Eucalyptus sp* constitue l'essence la plus utilisée pour l'énergie et la construction. En 1989, il occupait à lui seul, 33% de la superficie totale des formations forestières artificielles du pays (Nkengurutse, 2012). Dans notre zone d'étude, les sciures d'*Eucalyptus sp* produites dans les différentes menuiseries lors du rabotage des planches constituent des immondices (figure 1.a). Ces dernières sont souvent brûlées (figure 1.b) et constituent une source de pollution de l'atmosphère comme le montre la figure 1 ci-dessous.



a.

b.

Figure I.1 : Etat de la Sciure d'*Eucalyptus sp* dans les menuiseries : a. Sciures d'*Eucalyptus sp* sous les machines de rabotage ; b. Sciures d'*Eucalyptus sp* en train d'être brûlées.

Selon le protocole de la culture des champignons (Oei, 1993), certains substrats de culture doivent subir préalablement un traitement ou conditionnement comme le broyage, la fermentation, le trempage et l'ajout des compléments avant la culture proprement dite.

Pour notre cas, la sciure d'*Eucalyptus sp* comme substrat de culture a été préalablement fermentée pendant 35 jours (Ogier et al, 1999) en vue d'éliminer les produits phytotoxiques et rendre disponible les éléments minéraux que pourraient contenir les sciures d'*Eucalyptus sp* (Gatogato, 2004). Comme la sciure d'*Eucalyptus sp* est lignocellulosique, elle devrait être complémentée avec des produits riches en azote pour maintenir l'équilibre carbone/azote-égale (C/N) à 50 (Boughaba, 2012) spécifique à la croissance mycélienne (Olabode et al., 2007). Les urines de vache comme accélérateur de la fermentation, *Tothonia diversifolia* et les fanes de haricots ont été choisis comme compléments. En effet, *Tithonia diversifolia* est une espèce de la famille des asteraceae qui produit de grandes quantités de feuilles facilement décomposables. Il se multiplie facilement par graines et par boutures et peut même pousser spontanément aux

alentours des maisons et des routes (E. G. BILONG et al, 2017). La biomasse verte de *Thitoniaonia diversifolia* est riche en nutriments, avec une moyenne d'environ 3,5% d'azote, 0,37% de phosphore et 4,1% de potassium sur la base de la matière sèche (Olabode et al., 2007). Pour les fanes de haricots, en plus de sa teneur élevée en azote, le haricot est une légumineuse la plus cultivée au Burundi pour toutes les saisons (ISTEEBU, 2018).

I.1. Objectifs de l'étude

Dans le but d'augmenter la production des champignons plus performants hors sol, notre travail de recherche a pour objet principal de valoriser les sciures d'*Eucalyptus sp* comme substrat de culture dans la production des champignons pleurotes. Dans cette étude, nous nous sommes fixés trois objectifs spécifiques à savoir :

1. évaluer le rendement de différents échantillons de la sciure d'*Eucalyptus sp* fermentée ou non puis complémentée avec les urines de vaches, *Tithonia diversifolia* et les fanes de haricots ;
2. évaluer le temps moyen de production de différents échantillons de sciure d'*Eucalyptus sp* fermentée puis complémentée avec les urines de vaches, la *Tithonia diversifolia* et les fanes de haricots ;
3. proposer la meilleure dose des urines de vaches, de la *Tithonia diversifolia* et des fanes de haricots à utiliser pour complémenter la sciure d'*Eucalyptus sp* en vue de produire une grande quantité de champignons *Pleurotus ostreatus* 2175 .

I.2. Les hypothèses de recherche

1. la sciure de bois d'*Eucalyptus sp*. fermentée avec les urines de vache et mélangée avec les compléments riches en azote permet une bonne production et un excellent temps moyen de production du champignon *Pleurotus ostreatus* 2175.
2. la sciure de bois d'*Eucalyptus sp* non fermentée et mélangée avec les compléments riches en azotes permet une bonne production et un excellent temps moyen de production du champignon *Pleurotus ostreatus* 2175.

II : LES CHAMPIGNONS ET LEUR CULTURE

II. 1. Définition

La définition du mot « champignon » diffère d'un auteur à l'autre. Pour Chaumenton (1982), un champignon est une sorte de parapluie largement ouvert. La manche du parapluie constitue le « pied » ou « stipe ». La partie hémisphérique constitue le « chapeau » sous lequel s'insèrent des lamelles rayonnantes.

D'après Clement (1981), le champignon est un cryptogame dont l'appareil végétatif ou thalle est largement ouvert sous lequel s'inscrivent des lamelles rayonnantes.

Le champignon est plutôt un mycélium et un carpophore. Le mycélium constitue l'appareil végétatif du champignon dont il assure la nutrition en puisant dans le milieu où il est installé, les aliments nécessaires pour son propre développement et la formation des organes de reproduction tandis que le carpophore est un réceptacle fructifère ou sporophore. Il est représenté par un chapeau sur pied (Joly, 1996).

Pour Delmas (1989), un champignon est donc un organisme fixé à un substratum dont l'appareil végétatif n'a ni feuilles ni tiges ni racines mais qui est constitué de filaments très fins ou hyphes formant un thalle.

En analysant toutes ces définitions, les champignons sont tels qu'ils sont définis par Delmas (1989) et Joly (1996).

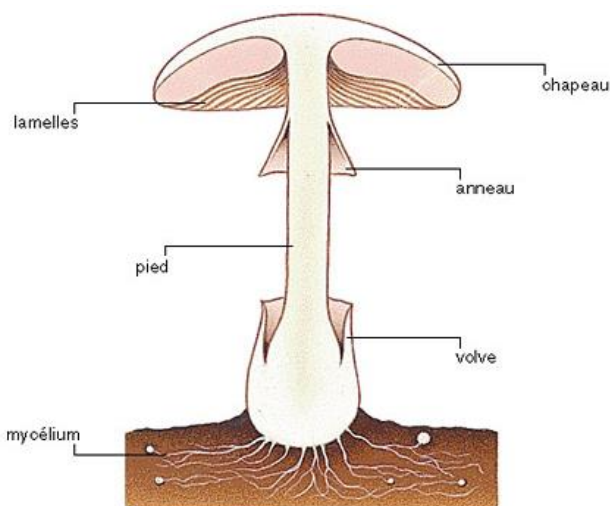


Figure II. 2 : Morphologie d'un champignon avec indications des caractères principaux (Dejonghe, 1995)

II. 2. Cycle de vie des champignons

Dans la nature, les champignons se multiplient en produisant des millions et des millions de spores. Quand elles atterrissent dans un environnement favorable, elles peuvent germer et se ramifier pour former le mycélium. Au bout d'un certain temps le mycélium colonise le substrat et utilise les substances nutritives disponibles. Après épuisement d'une partie de ces substances, ou si le temps change, le mycélium entre dans une phase différente : la phase de reproduction sexuée (Oei, 1993).

Pratiquement, dans la culture des champignons, on n'utilise pas les spores. Leur petite dimension les rend difficile à manipuler, leurs caractéristiques génétiques sont légèrement différentes de celles de leurs parents et il leur faut un certain temps de plus pour germer. On procède donc à une culture de mycélium en conditions stériles (Oei, 1993).

II. 3. Nutrition des champignons

Pour vivre, les champignons ont besoin de se nourrir. Etant des êtres hétérotrophes, ils doivent trouver dans le milieu de culture tous les éléments y compris les substances carbonées dont ils ont besoin. Les champignons peuvent absorber directement les éléments minéraux dont ils ont besoin tels que le soufre, le phosphore, le potassium, le magnésium, le calcium et les oligo-éléments (fer, zinc, cuivre, manganèse, bore, molybdène,...), les protéines et les autres éléments nécessaires à leur vie (Delmas, 1989).

II. 4. Les types de champignons

Nous distinguons deux types de champignons: Les champignons toxiques et les champignons comestibles.

a. Les champignons toxiques

Les champignons toxiques sont des champignons dont l'ingestion provoque des désordres physiologiques ou psychiques plus ou moins importants (Berker, 1982).

Les toxines des champignons sont étroitement liées à l'espèce qui les contient et elles ne dépendent ni des particularités du sol ou du milieu environnant, ni des saisons ou des conditions de climat. Toutefois, certaines espèces peuvent présenter une teneur en toxines variables selon la saison de la récolte (Tosco, 1977). Pour différencier les champignons toxiques et les champignons comestibles, des idées préconçues relatives aux prétendus moyens de s'assurer de l'innocuité ou de la toxicité des champignons sont proposées. Par exemple :

- Les champignons vénéneux, lors de la cuisson noircissent l'argent, le blanc des œufs ;

- Éprouver des démangeaisons après frottement du chapeau d'un champignon sur le nombril, c'est un signe que le champignon n'est pas comestible ;
- Les vers et les limaces ne se retrouvent que sur les champignons comestibles etc. (Kiyuku&Deugoue, 1999).

Mais le moyen le plus rassurant d'éviter l'empoisonnement par les champignons est de connaître parfaitement les caractères morphologiques propres à chaque espèce qu'on consomme (Buyck, 1994).

b. Les champignons comestibles

Les champignons comestibles se trouvent dans beaucoup de grands Basidiomycètes charnus (Bolets, lactaire, chanterelles, une partie des amanites, ...) et quelques ascomycètes (Morille, truffe). Mais ils sont recherchés pour leur saveur et une valeur nutritive importante. On y trouve surtout de l'eau (environ 90% du poids frais dans les champignons de couche un peu moins dans les cèpes), les glucides dans leur paroi cellulaire (cellulose et chitine) que notre tube digestif ne digère pas, leur teneur en protides (de 2 à 4 ou 5%) est faible et de même celle en glucides assimilables, celle en lipides est presque nulle (0,3%) (Ozenda, 1990 cité dans Hakizimana, 2005).

II.5. Brève description des champignons pleurotes

1° Définition

Les pleurotes sont des champignons comestibles à chair tendre, charnus et lignicoles se développant généralement en touffes (Moreau, 1978). Le nom de pleurote vient du mot grec pleuron qui signifie « oreille de côté ». Comme leur nom l'indique, les pleurotes sont des champignons dont le pied est excentrique (pied situé sur le côté du chapeau) (Joly, 1996).

2° Caractéristiques générales des pleurotes

Les pleurotes appartiennent au genre *Pleurotus*. Ce genre renferme 40 espèces et la plupart des pleurotes sont des champignons comestibles (Delmas, 1989 ; Moreau, 1978).

Le genre *Pleurotus* peut être défini comme l'ensemble des champignons qui partagent les caractères suivants :

- * Carpophores saprophytes ou parasites
- * Chapeau ou plusieurs chapeaux étagés en touffes, déprimés en coupe ou en entonnoirs et ombiliqués, parfois en forme de spath (INRA, 1995) ;
- * Lamelles décurrentes, alternant avec des lamellules de différentes longueurs, plus ou moins blanchâtres à crème ;

- * Stipe latéral ou excentrique, rarement absent ; voire parfois présent
- * Habitant : Saprophyte, lignicole-lignivore (sur souches, branches ou arbres morts, parfois à terre sur racines pourrissantes) ;
- * Répartition cosmopolite, présent sur tous les continents.

II. 6. La culture des champignons comestibles

II.6.1. Aperçu général

Sur tous les tropiques, les habitants ont l'habitude de ramasser saisonnièrement dans la nature les champignons dont ils apprécient le goût et l'arôme. Mais la production naturelle des champignons présente des discontinuités et surtout l'insuffisance. L'homme doit donc chercher les moyens de les domestiquer pour les consommer à sa guise (Nzigidahera ,2016). Les premiers essais de domestication ont été tentés par tâtonnement, il y a très longtemps (600 après Jésus-Christ) sans y parvenir car dit Moreau (1978) : « les champignons ont des exigences très difficiles à satisfaire artificiellement ». Les orientaux ont sans doute été les premiers à réussir en ce domaine (Joly, 1996). En effet depuis des millénaires, les chinois et les japonais savent cultiver plusieurs espèces entre autre le shiitake (Kiyuku, 2004).

II.6.2. Technique de culture des champignons

II.6.2.1.Substrat de culture des champignons comestibles

Le substrat de culture est un matériau sur lequel pousse le mycélium. Il assure les fonctions de support et de nutrition. Ces propriétés déterminent quel champignon cultiver sur quel substrat. La plupart des substrats utilisés sont des restes des récoltes (paille de riz, rafles de maïs) et des déchets industriels (brisures de graines de coton, fibres palmistes et autres) (Oei, 1993).

A. Qualités d'un bon substrat

1°. Qualité nutritive

Pour vivre, les champignons ont besoin de se nourrir. La nourriture est absorbée à travers toute la surface de leur appareil végétatif. La caractéristique biochimique essentielle est un rapport carbone/azote supérieur à 50 au moins (Kiyuku & Deugoue, 1999).

Selon INRA (1995), les substances simples (sucres, disaccharides) ne doivent pas être en grande quantité si non ils risquent de favoriser la croissance des organismes indésirables.

Le carbone que les champignons utilisent se trouve sous forme complexe, en général sous forme de cellulose, hémicellulose, lignine, pectine généralement présentes en quantité abondante dans divers déchets agricoles et résidus forestiers comme les sciures, les écorces, les déchets

agricoles (paille, fanes, rafles, ...) les sous-produits de transformation agricole (coton, palmier, bagasse de canne à sucre (Kiyuku & Deugoue, 1999).

L'azote est présent naturellement dans le substrat sous forme de complexes organiques divers (lignines, glycoprotéines, ...), il peut aussi être additionné au substrat sous plusieurs formes (son de riz, son de blé, farine de maïs, farine de soja, ...) ou sous forme de tourteaux qui apportent en plus de l'azote un supplément en lipides et en minéraux (Olivier *et al.* 1991).

La qualité du substrat ne se limite pas seulement à la richesse en carbone et en azote. Il doit contenir de l'eau et des éléments minéraux indispensables au développement du mycélium. Les plus importants sont le phosphore, potassium et le magnésium. L'addition de ces éléments minéraux n'est généralement pas nécessaire (Kiyuku & Deugoue, 1999).

2°. Qualité biologique

Tout substrat porte naturellement un cortège de microorganismes utiles et de germes indésirables (bactéries, levures, moisissures, larves, ...) les germes utiles aident à créer un environnement favorable à l'intérieur du substrat en même temps qu'ils aident à la dégradation des molécules complexes du substrat. Les microorganismes indésirables peuvent entrer en compétition avec le mycélium du champignon cultivé. Ils doivent pour ce faire être éliminés par pasteurisation ou par stérilisation (Kiyuku & Deugoue, 1999).

Le substrat de culture est choisi en fonction du champignon à cultiver, de sa sélectivité et de sa disponibilité (Delmas, 1989). Il y a des espèces de champignons qui préfèrent se développer sur des substrats ligno-cellulosiques non ou peu dégradés (ex : les pleurotes) et d'autres qui exigent une décomposition préalable de la matière première (ex : les champignons de couche).

3°. Qualité physique

Un substrat doit être sec, émietté, broyé et ne pas retenir beaucoup d'eau (Kiyuku & Deugoue, 1999). Le substrat ne doit pas contenir des impuretés (poussières, débris végétaux, boue, ...). Il doit être coupé en petit morceaux pour mieux favoriser la colonisation du mycélium. Le substrat doit également être aéré afin de prévoir l'admission d'air neuf et le rejet de CO₂. Pour améliorer la qualité physique du substrat, on doit ajouter un amendement calcaire, du plâtre agricole et de l'azote organique si, bien sûr, il en manque (Ndagijimana, 2007).

4°. Qualité chimique

Le pH des substrats doit être compris entre 5 et 6,5 (INRA, 1995). Oei(1993) précise que la disponibilité des substances assimilables dans le substrat permet l'obtention des rendements élevés, mais aussi un risque d'augmentation des contaminations. En outre, pour des substrats

contenant un inhibiteur chimique à faible dose comme le benomyl, destiné particulièrement à détruire les moisissures vertes du genre *Trichoderma*, ils sont traités par la pasteurisation à la vapeur (Zadrazil, 1978 cité par Ndagijimana, 2007). Pour empêcher la diminution du pH, les éléments suivants pourraient être mélangés avec le substrat de culture (Oei, 1993)

Craie (CaCO_3) ; Sol Calcaire ; Grès Calcaire ; Coquille d'huitres ; Gypses ($\text{CaSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$) et différentes sortes de plâtres.

II.6.2.2. Etapes de la culture des champignons comestibles (Oei, 2003).

A. Préparation du matériel d'ensemencement

a. Culture de tissu

La culture de départ se réalise à partir des tissus prélevés sur des carpophores frais et sains où à partir d'une culture de collection (Oei, 1993). Des fructifications jeunes (âgées de 1 à 3 jours) de préférence à l'état de bouton, sont recommandées. Elles fournissent un mycélium jeune et vigoureux (Oei, 1993). Elles doivent être minutieusement lavées et un petit morceau (2 cm x 2 cm environ) est prélevé à des parties qui diffèrent selon les espèces.

La figure suivante en donne des exemples.

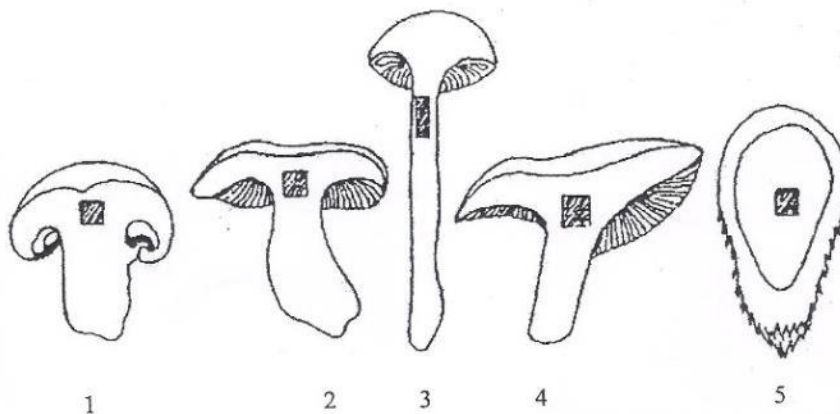


Figure II. 3 : Parties à prélever pour l'*Agaricus*, le *Lentinus*, le *Flammulina*, le *Pleurotus* et l'*Hericium* respectivement de 1, 2, 3, 4, 5 (Oei, 1993)

Le morceau est déposé dans des tubes à essais ou des boîtes de Pétri contenant le milieu de culture favorable à la croissance mycélienne. Ce milieu doit contenir des substances nutritives suffisantes et un agent solidifiant (agar ou gélose). Il doit aussi être stérilisé avant son utilisation. En trois à quatre jours le mycélium va couvrir le tissu (morceau prélevé du champignon) et se ramifier sur le milieu de culture (Oei, 1993).

Une fois que l'on a obtenu une culture pure du champignon désiré, il faut la multiplier. Mais les démultiplications très rapprochées ne sont pas recommandées. Il faut laisser le mycélium se

reposer entre les transferts en le conservant quelques mois (trois) dans un réfrigérateur. Au cours de ces transferts, il ne faut pas aller au-delà du septième transfert, sinon le mycélium dégénère (Oei, 1993).

b. Le blanc secondaire

Le blanc secondaire (blanc sur grains) s'obtient en multipliant du blanc primaire sur grains de céréales stérilisés à l'autoclave (sorgho, maïs, mil, blé) dans des bouteilles en verre transparents. Un grain de faible granulométrie (mil, sorgho) est en outre préférable par rapport aux grains de plus grand calibre (maïs) car il permet au mycélium de disposer de multiples points d'impact et d'envahir rapidement le substrat. Un grain âgé, cassé ou perforé comporte plus de risques de contamination (Kiyuku & Deugoue, 1999). Le protocole de préparation de ce blanc est indiqué au chapitre III.

c. Le blanc de semis

Appelé aussi blanc commercial, blanc final ou blanc définitif, il est préparé sur divers substrats (sciure de bois, grains de céréales, pailles, feuilles) selon leur disponibilité, la méthode de culture et les espèces (OEI, 1993).

S'agissant des récipients, les sacs autoclavables en polypropylène sont généralement utilisés. Par contre, certains sacs libèrent, quand ils sont chauffés, des substances qui font échouer la croissance du mycélium (Oei, 1993). C'est cela qui explique pourquoi la croissance du mycélium est beaucoup plus rapide dans les bouteilles qu'en sacs.

La technologie de préparation des grains comme substrat du blanc de semis est semblable à celle utilisée pour le blanc secondaire. La sciure quant à elle doit être trempée dans l'eau pendant une ou deux heures.

Après égouttage, on la distribue dans des sachets appropriés (autoclavables). Comme la préparation du blanc exige toujours des conditions aseptiques, les Dispositifs sont ensuite stérilisés à 121°C pendant 120 minutes (Oei, 1993).

B. Production des carpophores

a. Choix du substrat de culture

Le substrat de culture, matériau sur lequel pousse le mycélium est choisi en fonction du champignon à cultiver, de sa résistance aux organismes compétiteurs, de la technologie qui donne un meilleur rendement, de sa disponibilité en fonction des saisons et de sa sélectivité (Oei, 1993; Poppe, 1992).

b. Traitement du substrat

Les substrats grossiers doivent être stérilisés et hachés en petits morceaux (3x5cm de long). C'est le cas des rafles de maïs, les pailles, les fanes, les tiges, etc. D'autres comme la sciure fine, les brisures de graines de coton, etc. dont les dimensions sont réduites ne sont pas concernés par le hachage (Oei, 1993).

Concernant la désinfection du substrat, les techniques les plus couramment utilisées sont la stérilisation, la pasteurisation et la fermentation (Oei, 1993). Au cours de notre travail, nous avons utilisé la stérilisation.

La stérilisation consiste à porter le substrat à une température supérieure à 100°C, le plus souvent à 121°C, pendant un temps variable suivant les dimensions des conteneurs (Olivier et *al.*, 1991). Cette désinfection peut se faire à l'aide d'un autoclave ou d'une chaudière à vapeur à haute pression (Oei, 1993).

c. Ensemencement ou lardage

On appelle « lardage » l'inoculation du mycélium au substrat. Cette opération consiste à apporter dans le substrat égoutté et refroidi en dessous de 30°C, un support (grains de céréales, sciures) recouvert du mycélium (Olivier et *al.*, 1991). Au-dessus de cette température, le mycélium risque d'être endommagé (Joly, 1996). Cette opération doit être faite en conditions aseptiques et aérées.

d. Incubation

L'incubation est la phase de croissance mycélienne sur le substrat de culture. Elle se réalise dans les salles propres et aérées. Sa durée dépend de la structure et de la richesse du substrat, de l'espèce ou souche de champignon cultivée, de l'environnement (température, humidité de l'air, lumière, aération etc.) et de la répartition du blanc dans le substrat. (Olivier *et al.*, 1991). Elle est d'environ 2 à 8 semaines selon la qualité du blanc, le type de substrat et la souche utilisée (Oei, 1993).

e. Fructification

Après incubation, Delmas (1989) distingue deux phases ayant des exigences aux facteurs physiques différents : la phase d'initiation fructifère ou carpogénèse et la phase de développement du carpophore ou morphogénèse.

L'initiation fructifère nécessite pour beaucoup d'espèces un abaissement de la température et de la concentration du CO₂ dans l'air, une augmentation de l'humidité relative et de l'intensité lumineuse, la carence en éléments nutritifs, etc. Bref, il faut appliquer la théorie de la souffrance du célèbre mycologue Heim R. cité par Delmas (1989) qui n'est rien d'autres que la mise en situation inconfortable du mycélium en croissance.

Quelques jours après, on voit apparaître des primordia ; la morphogénèse commence. A ce stade, la réduction de l'humidité de l'air est nécessaire pour enrayer le développement des maladies bactériennes préjudiciables au rendement et à la qualité des carpophores (Olivier *et al.* 1991).

f. Récolte

Les carpophores seront prêts à être récoltés quelques jours après l'apparition des primordia. Il faut récolter les carpophores avant leur maturité biologique pour augmenter la durée de vie après la récolte (Oei, 1993).

La récolte des champignons doit être faite avec le plus de soin pour permettre de rapporter les carpophores dans le meilleur état possible. La première chose à prévoir est un récipient à large ouverture comme le panier classique afin de ne pas trop entasser les champignons (Buyck, 1994).

Ainsi, la récolte se fait soit en tournant la base du stipe puis en arrachant doucement le champignon, soit en coupant le stipe avec un couteau bien que cette dernière méthode ne soit pas à recommander car c'est une source potentielle de contamination (Oei, 1993).

En général, la récolte se poursuit tant que le mycélium reste blanc et ferme. Elle suit le phénomène dit des « volées ». Il s'agit d'un mode rythmé d'apparition des primordia et du développement des carpophores (Delmas, 1989).

III. MATERIEL ET METHODE

Au cours de notre travail, nous avons utilisé le substrat de culture à base de sciure de bois d'*Eucalyptus sp.* produite dans une menuiserie située dans la zone Kinama, de la commune Ntahangwa en Mairie de Bujumbura. Nous avons complétement cette sciure par les urines de vaches, les feuilles et tiges de *Tithonia diversifolia* et les fanes de haricot. Le traitement du substrat de culture et les essais de culture des champignons se sont déroulés respectivement à la Faculté des Sciences et à la Faculté d'Agronomie et de Bio-Ingénierie (FABI) de l'Université du Burundi. L'expérimentation a commencé avec début février 2020 et a été clôturée fin juillet 2020, soit six mois d'expérimentation. Le protocole de mise en culture s'est inspiré des techniques préconisées par Oei (1993). La souche utilisée pour la culture est *Pleurotus ostreatus* 2175 de première génération conservée au laboratoire de microbiologie alimentaire de la FABI. Les semences secondaires préparées sur grains de sorgho étaient préparés au même laboratoire.

III.1. Etapes de la fermentation de la sciure d'*Eucalyptus sp*

III.1.1. Matériel utilisé

Le matériel lié à la préparation du substrat était le suivant :

1. Les bacs qui abritaient les poissons de l'aquarium ont été utilisés pour la fermentation de sciures d'*Eucalyptus sp* ;
2. Les bâches : ils servaient d'emballage de la sciure d'*Eucalyptus sp* mélangée avec les urines de vaches pendant la fermentation ;
3. Le thermomètre utilisé pour la mesure de la variation de la température pendant la fermentation ;
4. Le dispositif d'expérimentation : les fosses d'un demi-mètre carré de fermentation du substrat de culture ;
5. l'abri du dispositif de fermentation ; substrat de culture et compléments.

III.1.2. Méthodologie

La sciure d'*Eucalyptus sp* a été collectée et remplie dans un sac en polyéthylène. Le traitement de la sciure a consisté à la tremper dans l'eau pendant 6 heures et l'égoutter pendant 12h. Après égouttage, le substrat a été mélangé avec des urines de vache. Nous avons ainsi obtenu cinq types de substrat de culture fermenté dans un dispositif construit dans le jardin botanique de la Faculté des Sciences. Toutefois, un échantillon témoin de sciure d'*Eucalyptus sp* sans complément a été gardé dans la serre de la FABI.

Les différentes proportions des composantes du substrat soumis à la fermentation sont les suivantes :

Substrat 1 : Sciure d'*Eucalyptus sp* (10 kg) sans urine ;

Substrat 2 : Sciure d'*Eucalyptus sp* (10 kg) + urines de vache (0,5 litres);

Substrat 3 : Sciure d'*Eucalyptus sp* (10 kg) + urines de vache (1 litres);

Substrat 4 : Sciure d'*Eucalyptus sp* (10 kg) + urines de vache (1,5 litres) ;

Substrat 5 : Sciure d'*Eucalyptus sp* (10 kg) + urines de vache (2 litres).

Pendant la fermentation qui a duré 35 jours, des retournes du substrat ont été effectuées tous les 10 jours (Ogier et al, 1999). Les températures mesurées à ce moment variaient de 25 à 29 °C au cours de la période d'expérimentation

Parallèlement au processus de la fermentation, les feuilles et tiges de *Tithonia diversifolia* et les fanes de haricots ont été recueillies et séchées (Figure 2 a, b, c) puis broyées avec un broyeur électrique au serre de la FABRI à l'université du Burundi.



Figure III. 4 : Récolte de *Tithonia diversifolia* et séchage dans la serre

a: Dans le champ

b : Dans la serre

c *Tithonia diversifolia* séchée

III. 2. Quantités des composantes des substrats soumis à l'analyse

Les échantillons soumis au laboratoire des sols et produits agro-alimentaires (LASPA) de l'ISABU pour analyse de la composition chimique suivait les quantités présentées dans le tableau 2.

Tableau III. 1. Composition des échantillons soumis au LASPA

N°	Echantillon
1	<i>Tithonia diversifolia</i> (100g)
2	Fane de haricots (100g)
3	100g de sciure d' <i>Eucalyptus sp</i> fermentée sans urines de vaches
4	100 gr Sciure d' <i>Eucalyptus sp.</i> fermentée + 0,5 l d'urine
5	100 gr de Sciure d' <i>Eucalyptus sp</i> fermentée + 1 l d'urine
6	100 gr de sciure d' <i>Eucalyptus sp</i> + 1,5 l d'urine
7	100 gr de sciure d' <i>Eucalyptus sp</i> fermentée + 2 l d'urine
8	100 gr de sciure d' <i>Eucalyptus sp</i> non fermenté

III.3. Essai de culture

1°) Equipement et matériel de laboratoire

- Autoclave pour la stérilisation pendant la préparation du milieu de culture, la multiplication du blanc et le traitement thermique du substrat de culture;
- Hotte à flux laminaire, lieu d'ensemencement en conditions d'asepsie;
- Balance analytique de précision pour peser les composantes du milieu de culture, les différentes proportions de mélange du substrat de culture et les champignons produits;
- Broyeur électrique de substrat de culture ou de compléments de substrats;
- Bouteilles en verre transparentes servant à la stérilisation des grains de sorgho et la production du blanc secondaire;
- Casseroles pour la cuisson des grains de sorgho;
- Plaque chauffante utilisée pour la cuisson des grains de sorgho blancs;
- Spatule utilisée pour prélever le blanc de semis lors des opérations d'ensemencement;
- Treillis métallique utilisé pour égoutter les grains de sorgho et les autres substrats;
- Bistouri

2°) Matériel de culture

- Matériel fongique: la souche *Pleurotus ostreatus* 2175 a été utilisée ;
- Substrat de culture et ses compléments: les sciures d'*Eucalyptus sp* comme substrat de culture et les compléments utilisés sont les urines de vaches, les tiges et feuilles de *Tithonia diversifolia* et les fanes de haricots ;
- Consommables: les consommables utilisés lors des travaux expérimentaux sont :

- Sachets plastiques en polypropylène autoclavables dans lesquels le substrat de culture est stérilisé ;
- Sacs en polyéthylène utilisés pour le transport et l'imbibition des substrats ;
- Papier collant pour la fermeture des trous d'inoculation dans les sachets;
- Alcool dénaturé pour désinfecter la paillasse, les mains et le matériel ;
- Allumettes pour allumer les bougies lors de l'ensemencement des bottes ;
- Feutre marqueur utilisé pour la numérotation des bottes, marquer le début de l'incubation ;
- Grains de sorgho utilisés comme support pour la production du blanc de semis ;
- Ouate pour boucher les sachets contenant le substrat et les bouteilles contenant les semences secondaires ;
- Cordelette élastique pour boucher les sachets de production des carpophores avant la stérilisation ;

3°) Culture proprement dite

La culture des champignons nécessite préalablement la préparation des blancs de semis et le traitement du substrat de culture. Au cours de notre expérimentation, le blanc de semis utilisé est celui produit sur grains de sorgho. La production de ce blanc s'est faite en prélevant sur une boîte de Pétri un morceau de blanc primaire de *Pleurotus ostreatus* 2175 selon le protocole de Oei (1993). Trempées pendant 6 heures, puis soumises à l'égouttage pendant 12h, les tiges et feuilles du *Tithonia diversifolia* ainsi que les fanes de haricots toutes broyées ont été ensuite mélangées avec la sciure d'*Eucalyptus sp.* fermentée et celle non fermentée. Au total, trente-six échantillons de substrats de culture ont été soumis à l'essai de production du champignon *Pleurotus ostreatus* 2175 comme le montre le tableau 2

La composition des échantillons de substrats de culture soumis à l'essai de production est présentée dans le tableau 3.

Tableau III. 2 : Les échantillons de substrats de culture soumis à l'essai de culture

N°	Substrat	Dénomination
1	Sf0HA	Substrat fermenté sans urines puis mélangé avec de fane de haricot à 10%
2	Sf0HB	Substrat fermenté sans urines puis mélangé avec de fane de haricot à 1,5%
3	Sf0HC	Substrat fermenté sans urines puis mélangé avec de fane de haricot à 20%
4	Sf0TA	Substrat fermenté sans urines puis mélangé avec du <i>Tithonia diversifolia</i> à 10%
5	Sf0TB	Substrat fermenté sans urines puis mélangé avec du <i>Tithonia diversifolia</i> à 1,5%
6	Sf0TC	Substrat fermenté sans urines puis mélangé avec du <i>Tithonia diversifolia</i> à 20%
7	Sf0,5HA	Substrat fermenté avec 0,5 litres d'urines puis mélangé avec de fane de haricot à 10%

8	Sf0,5HB	Substrat fermenté avec 0,5 litres d'urines puis mélangé avec de fane de haricot à 1,5%
9	Sf0,5HC	Substrat fermenté avec 0,5 litres d'urines puis mélangé avec de fane de haricot à 20%
10	Sf0,5TA	Substrat fermenté avec 0,5 litres d'urines puis mélangé avec du <i>Tithonia diversifolia</i> à 10%
11	Sf0,5TB	Substrat fermenté avec 0,5 litres d'urines puis mélangé avec du <i>Tithonia diversifolia</i> à 1,5%
12	Sf0,5TC	Substrat fermenté avec 0,5 litres d'urines puis mélangé avec du <i>Tithonia diversifolia</i> à 20%
13	Sf1HA	Substrat fermenté avec 1 litre d'urines puis mélangé avec de fane de haricot à 10%
14	Sf1HB	Substrat fermenté avec 1 litre d'urines puis mélangé avec de fane de haricot à 1,5%
1,5	Sf1HC	Substrat fermenté avec 1 litre d'urines puis mélangé avec de fane de haricot à 20%
16	Sf1TA	Substrat fermenté avec 1 litre d'urines puis mélangé avec du <i>Tithonia diversifolia</i> à 10%
17	Sf1TB	Substrat fermenté avec 1 litre d'urines puis mélangé avec du <i>Tithonia diversifolia</i> à 1,5%
18	Sf1TC	Substrat fermenté avec 1 litre d'urines puis mélangé avec du <i>Tithonia diversifolia</i> à 20%
19	Sf1,5HA	Substrat fermenté avec 1,5 litres d'urines puis mélangé avec de fane de haricot à 10%
20	Sf1,5HB	Substrat fermenté avec 1,5 litres d'urines puis mélangé avec de fane de haricot à 1,5%
21	Sf1,5HC	Substrat fermenté avec 1,5 litres d'urines puis mélangé avec de fane de haricot à 20%
22	Sf1,5TA	Substrat fermenté avec 1,5 litres d'urines puis mélangé avec du <i>Tithonia diversifolia</i> à 10%
23	Sf1,5TB	Substrat fermenté avec 1,5 litres d'urines puis mélangé avec du <i>Tithonia diversifolia</i> à 1,5%
24	Sf1,5TC	Substrat fermenté avec 1,5 litres d'urines puis mélangé avec du <i>Tithonia diversifolia</i> à 20%
25	Sf2HA	Substrat fermenté avec 2 litres d'urines puis mélangé avec de fane de haricot à 10%
26	Sf2HB	Substrat fermenté avec 2 litres d'urines puis mélangé avec de fane de haricot à 1,5%
27	Sf2HC	Substrat fermenté avec 2 litres d'urines puis mélangé avec de fane de haricot à 20%
28	Sf2TA	Substrat fermenté avec 2 litres d'urines puis mélangé avec du <i>Tithonia diversifolia</i> à 10%
29	Sf2TB	Substrat fermenté avec 2 litres d'urines puis mélangé avec du <i>Tithonia diversifolia</i> à 1,5%
30	Sf2TC	Substrat fermenté avec 2 litres d'urines puis mélangé avec du <i>Tithonia diversifolia</i> à 20%
31	Snf0HA	Substrat non fermenté sans urines puis mélangé avec de fane de haricot à 10%
32	Snf0HB	Substrat non fermenté sans urines puis mélangé avec de fane de haricot à 1,5%
33	Snf0HC	Substrat non fermenté sans urines puis mélangé avec de fane de haricot à 20%
34	Snf0TA	Substrat non fermenté sans urines puis mélangé avec du <i>Tithonia diversifolia</i> à 10%
35	Snf0TB	Substrat non fermenté sans urines puis mélangé avec du <i>Tithonia diversifolia</i> à 1,5%
36	Snf0TC	Substrat non fermenté sans urines puis mélangé avec du <i>Tithonia diversifolia</i> à 20%

4°) Ensachage

Cette opération consistait à mettre les échantillons de substrats préparés dans les sachets pour avoir des bottes de production de champignons. Pour chaque échantillon de substrat, trois bottes ont été préconisées, ramenant à un total de 108 bottes pour la présente étude.

Les quantités de sciure d'*Eucalyptus sp* et ses compléments qui composent chaque botte sont repris dans le tableau 4.

Tableau III. 3 : Composition des bottes et proportion des mélanges utilisés

Composition de la botte	Composition de la Botte complémentée à 10% du substrat	Composition de la Botte complémentée à 1,5% du substrat	Composition de la Botte complémentée à 20% du substrat
Sciure d' <i>Eucalyptus sp</i>	450	425	400
Complément à base de fane de haricot ou du <i>Tithonia diversifolia</i> (g)	50	75	100
Masse de la botte (g)	500	500	500

5°) Traitement thermique du substrat de culture

Les sachets remplis de substrats ont été pasteurisés à la vapeur dans un fût hermétiquement fermé pendant 2 h 30 et refroidis ensuite pendant 24 h.

6°) Ensemencement et incubation

Après la préparation des bottes, nous avons procédé au lardage en utilisant les semences secondaires déjà préparées. L'opération s'est déroulée au laboratoire de biologie alimentaire sous la hotte à flux laminaire.

Les sachets plastiques contenant les substrats bien refroidis ont été ensemencés en perforant deux trous dans les deux faces c'est-à-dire un trou par face de la botte à l'aide d'une tige métallique préalablement désinfectée. Le lardage s'est fait à raison de 2 cuillères à café du blanc de semis par trous et par botte. Ces trous étaient ensuite fermés à l'aide du papier collant afin d'empêcher la pénétration des germes contaminants. Notons que les bottes ensemencées ont été coiffées par un tampon d'ouate et serrés par une cordelette pour permettre le passage d'oxygène, tout en minimisant le risque de contamination.

Après l'ensemencement et l'étiquetage, les sachets ont été transférés dans la salle d'incubation sur les étagères dans la cave du laboratoire du sol de la FABI. Pendant l'envahissement mycélien des substrats, un suivi régulier a été préconisé pour identifier et mettre en quarantaine chaque botte présentant des signes de contaminations. L'incubation est d'environ 2 à 8 semaines selon la qualité du blanc, le type de substrat et la souche utilisée (OEI, 1993). Après 28 jours, il y a eu l'apparition des primordia et ensuite toutes les bottes ont été déplacées vers la serre de la FABI pour gobetage. Les bottes ont été randomisées dans le dispositif de gobetage pour minimiser les biais qui seraient liés aux influences de l'ensoleillement et/ou courant d'air.

7°) Conduite de la fructification

Les bottes ont été enlevées de leurs sachets et disposées de façon aléatoire dans le dispositif de gobetage et couverte par une petite couche de terre. Pour garder l'humidité dans la serre où règnent une humidité élevée et des températures modérées (23°-28 °C en journée), des arrosages réguliers dans les 3 jours se sont effectués pendant toute la période de récolte (Sadhukhan et al, 2018).

8°) Récolte, détermination du rendement et du temps moyen de production

Les carpophores étaient prêts à être récoltés 3 jours après l'apparition des primordia. Les carpophores étaient pesés à l'aide d'une balance de précision. L'évaluation du rendement jusqu'à la dégénérescence de la botte a été déterminée à base de la formule suivante (Oei, 1993):

$$Rph \text{ (en \%)} = \frac{Phc}{Phs} * 100$$

Rph= Rendement en poids humides ; *Phc*= Poids humide des champignons ;

Phs= Poids humide du substrat.

Les données de la récolte ont été enregistrées dans un fichier Excel composé de 4 colonnes:

- 1) La Colonne dite type de substrats : ici nous avons 36 substrats comprenant chacun 3 bottes, soit au total 108 bottes
- 2) La colonne de mesure de rendement,
- 3) Celle du temps moyen de production: la formule utilisée est similaire à celle de Coolbear et al. (1984) in Nkengurutse (2017)

$$TMP = \frac{\sum_{i=1}^k niti}{\sum_{i=1}^k ni}$$

Où t_i est le nombre de jours depuis le début de fructification jusqu'au $i^{\text{ème}}$ jour de fin de récolte ; p_i est le poids de champignons récoltés au jour i et k est le dernier jour de la récolte.

Notons aussi que TMP peut aussi être exprimé simplement :

$$(P_1T_1 + P_2T_2 + \dots + P_nT_n) / (P_1 + P_2 + \dots + P_n)$$

Où P est le poids mesuré pour chaque jour de récolte et T_n , le $n^{\text{ème}}$ de la récolte (le dernier jour)

4) Et enfin la colonne du rapport C/N : les valeurs se sont calculées à base des résultats de d'analyse des échantillons analysés à l'ISABU.

L'analyse statistique de nos résultats a été effectuée à l'aide du logiciel R (version x64 3.6.2) en considérant le facteur substrat comme variable qualitative et les variables rendement, temps moyen de production comme variables quantitatives. Ici, nous avons voulu vérifier lesquelles des bottes ayant donné un meilleur rendement. Notons que la nature de la botte est déterminée par sa composition (quantités d'urines, quantité de *Tithonia diversifolia* et celle de fanes de haricots) et son traitement (la botte a subi une fermentation ou non).

Notons que les bottes ont été classées selon qu'ils contiennent des quantités faibles ou élevées de compléments en vue de comprendre l'effet de chaque variable indépendante (fermentation, quantité d'urine, *Tithonia diversifolia* et fane de haricot) sur le rendement et sur le temps moyen de production. Pour cette raison, Une analyse de la variance (ANOVA) à deux facteurs a été effectuée pour déterminer les effets du complément et de la quantité d'urine sur la fermentation pour le meilleur rendement et le temps moyen de production.

Une analyse résiduelle a été effectuée pour vérifier les hypothèses de l'ANOVA à deux facteurs. La normalité a été évaluée à l'aide du test de normalité de Shapiro-Wilk et l'homogénéité des variances a été évaluée par le test de Levene. Les résidus ne sont pas distribués normalement ($p < 0,05$) et l'homogénéité des variances ($p > 0,05$) a été évaluée.

Le logiciel XL STAT free a été aussi utilisé pour voir la botte qui a donné un meilleur rendement.

IV : RESULTATS

IV.1. Présentation et interprétations des résultats

Après la fermentation, nous avons remarqué une différence de couleurs entre différents substrats (voir figure 5). Plus on augmente la quantité d'urine, plus la couleur passe de la couleur brune-claire à la couleur brune foncée. Le changement de couleur serait dû aux propriétés physico-chimiques des urines.



Figure IV.5: Différenciation de couleurs du substrat après la fermentation: S1 : Sciure d'*Eucalyptus sp* fermentée sans urines de vaches, S2 : Sciure d'*Eucalyptus sp* fermentée + 0,5 l d'urine, S3 : Sciure d'*Eucalyptus sp* fermentée + 1 l d'urine, S4 : Sciure d'*Eucalyptus sp* fermentée + 1,5 l d'urine, S5 : sciure d'*Eucalyptus sp* fermentée + 2 l d'urine.

Les résultats des analyses chimiques effectuées au laboratoire des sols et des produits agro-alimentaires (LASPA) de l'ISABU sont présentés au tableau 4.

Tableau IV. 4 : Résultats d'analyses chimiques de substrats utilisés dans la production des carpophores de *Pleurotus ostreatus 2175*

N°	Substrats	Carbone % MS	Azote % MS
1	<i>Tithonia diversifolia</i> (100g)	62	2,77
2	Fane de haricots (100g)	44,2	1,9
3	(100g) de Sciure d' <i>Eucalyptus sp</i> fermentée sans urines de vaches	39.47	0,07
4	100 g Sciure d' <i>Eucalyptus sp</i> fermentée + 0,5 l d'urine	38.16	0,17
5	100 g de Sciure d' <i>Eucalyptus sp</i> fermentée + 1 l d'urine	44.45	1,17
6	100 g de sciure d' <i>Eucalyptus sp</i> + 1,5 l d'urine	48.61	0,18
7	100 g de sciure d' <i>Eucalyptus sp</i> fermentée + 2 l d'urine	33.42	0,16
8	100 g de sciure d' <i>Eucalyptus sp</i> non fermenté	47,94	0,23

Nous remarquons que les valeurs en carbone et en azote varient d'un échantillon à l'autre.

Les résultats des échantillons soumis à l'analyse ont permis d'obtenir le rapport carbone sur azote de toutes les bottes (voir le tableau 5).

Après 78 jours de récolte, la production et le temps moyen de production des champignons récoltés est enregistrée dans le tableau 5. Les carpophores à maturité ont été récoltés et pesés (voir la figure 6).



Figure IV. 6 : La récolte et pesage des champignons

Tableau IV. 5 : Variation du rendement en fonction de la nature du substrat, du temps moyen de production et du rapport carbone sur azote

Botte	Poids (en gramme)	Rendement (%)	Tmp (Jours)	C/N
Sf0HA	316,84	63,368	36	157,88
Sf0HA	150,00	30	67	157,88
Sf0HA	240,2	48,04	44	157,88
Sf0TC	323,54	64,708	33	77,81
Sf0,5HA	268,96	53,792	23	153,22
Sf0,5HA	337,03	67,406	20	153,22
Sf0,5HA	335,57	67,114	23	153,22
Sf0,5HB	292,5	58,5	21	113,4
Sf0,5HB	203,2	40,648	6	113,4
Sf0,5HB	416,5	83,3	52	113,4
Sf0,5HC	329,1	65,82	12	90,29
Sf0,5HC	225,6	45,126	61	90,29
Sf0,5HC	260,3	52,058	1,5	90,29
Sf0,5TA	280,85	56,17	31	119,25
Sf0,5TA	128	25,6	17	119,25
Sf0,5TA	289,38	57,876	34	119,25
Sf0,5TB	201,41	40,282	67	87,87
Sf0,5TB	297,11	59,422	29	87,87
Sf0,5TB	358,04	71,608	51	87,87
Sf0,5TC	185,04	37,008	25	68,03
Sf0,5TC	130	26	39	68,03
Sf0,5TC	309,57	61,914	17	68,03
Sf1HA	154,0	30,792	78	129,52
Sf1HA	191,2	38,238	58	129,52
Sf1HA	145	29	63	129,52
Sf1HB	141,9	28,386	61	103,41
Sf1HB	347,9	69,58	36	103,41

Sf1HB	112	22,4	62	103,41
Sf1HC	241	48,192	22	272,06*
Sf1HC	246	49,208	34	272,06*
Sf1HC	491,7	98,338	25	272,06*
Sf1TA	141,7	28,34	19	134,71
Sf1TA	155,0	31,002	21	134,71
Sf1TA	210,5	42,1	65	134,71
Sf1TB	137,57	27,514	19	36,23
Sf1TB	123,19	24,638	19	36,23
Sf1TB	168,19	33,638	22	36,23
Sf1TC	137,57	27,514	19	69,51
Sf1TC	123,19	24,638	19	69,51
Sf1TC	168,19	33,638	22	69,51
Sf1,5HA	150,0	30	5	136,84
Sf1,5HA	170	34,006	1	136,84
Sf1,5HA	168,5	33,694	22	136,84
Sf1,5HB	485,9	97,182	44	109,47
Sf1,5HB	130	26	64	109,47
Sf1,5HB	263,2	52,64	63	109,47
Sf1,5HC	130,5	26,1	12	91,08
Sf1,5HC	306,5	61,308	36	91,08
Sf1,5HC	151,65	30,33	14	91,08
Sf1,5TA	282,6	56,52	35	25,14
Sf1,5TA	130	26	51	25,14
Sf1,5TA	266,71	53,342	22	25,14
Sf1,5TB	202,25	40,45	6	24,93
Sf1,5TB	640,89	128,178	54	24,93
Sf1,5TB	244,56	48,912	56	24,93
Sf1,5TC	482,3	96,46	26	24,73
Sf1,5TC	151,52	30,304	78	24,73
Sf1,5TC	140,54	28,108	27	24,73
Sf2HA	174,25	34,85	74	103,29
Sf2HA	457,49	91,498	41	103,29
Sf2HA	130,18	26,036	19	103,29
Sf2HB	423,51	84,702	29	83,22
Sf2HB	357,48	71,496	32	83,22
Sf2HB	243,2	48,64	22	83,22
Sf2HC	148,19	29,638	8	70,03
Sf2HC	150,30	30,06	3	70,03
Sf2HC	309,49	61,898	10	70,03
Sf2TA	135,8	27,16	71	86,17
Sf2TA	280	56	56	86,17
Sf2TA	273,11	54,622	58	86,17
Sf2TB	317,92	63,584	1,5	68,37

Sf2TB	132	26,4	17	68,37
Sf2TB	135	27	16	68,37
Sf2TC	115,00	23	16	57,38
Sf2TC	121	24,2	6	57,38
Sf2TC	116	23,2	55	57,38
Snf0HA	170,48	34,096	6	119,81
Snf0HA	175,95	35,19	77	119,81
Snf0HA	135,9	27,18	44	119,81
Snf0HB	367,21	73,442	16	98,6
Snf0HB	122,5	24,5	20	98,6
Snf0HB	159,6	31,92	1,5	98,6
Snf0HC	550,58	110,116	40	83,67
Snf0HC	415,95	83,19	9	83,67
Snf0HC	282,03	56,406	21	83,67
Snf0TA	292,43	58,486	43	80,76
Snf0TA	135,4	27,08	5	80,76
Snf0TA	170,24	34,048	8	80,76
Snf0TB	481,06	96,212	40	81,91
Snf0TB	175,37	35,074	41	81,91
Snf0TB	415,32	83,064	6	81,91
Snf0TC	429,7	85,94	34	68,77
Snf0TC	621,94	124,388	38	68,77
Snf0TC	355,6	71,12	63	68,77

Légende : S : Substrat ; Sf : Substrat fermenté ; Snf ; Substrat non fermenté ; HA : Avec fane de haricot à 10% ; HB : Avec fane de haricot à 1,5% ; HC : Avec fane de haricot à 20% ; TA : Avec *Tithonia diversifolia* à 10% ; TB : Avec *Tithonia diversifolia* à 1,5% ; TC : Avec *Tithonia diversifolia* à 20%. MS : Matière sèche,

* Représente les données marginales

En analysant le tableau 5, nous remarquons que le rapport carbone/azote varie en fonction de la composition du substrat.

IV.2. Analyse statistique du rendement en fonction des compléments

Une analyse de la variance a du rendement en fonction des compléments donné une p-value égale à 0.04429. Comme la p-value = 0.04429 est inférieure à 0,05, il y a une différence significative sur la moyenne de rendement.

Le logiciel XLSTAT a été utilisé pour visualiser les bottes ayant produit un bon rendement comme le montre les résultats ci-après:

Tableau IV. 6: Traitement statistique du rendement en fonction des compléments.

Moyenne des moindres carrés	Erreurs standards	Limite inférieure (95%)	Limite supérieure (95%)	Moyenne des moindres carrés
Snf0TC	93,820	13,485	66,938	120,702
Sf0TB	91,530	13,485	64,648	118,412
Snf0HC	83,240	13,485	56,358	110,122
Sf1,5TB	72,510	13,485	45,628	99,392
Snf0TB	71,450	13,485	44,568	98,332
Sf2HB	68,270	13,485	41,388	95,152
Sf1HC	65,240	13,485	38,358	92,122
Sf0TC	65,070	13,485	38,188	91,952
Sf0,5HA	62,770	13,485	35,888	89,652
Sf0,5HB	60,820	13,485	33,938	87,702
Sf1,5HB	58,610	13,485	31,728	85,492
Sf0,5TB	57,110	13,485	30,228	83,992
Sf0,5HC	54,330	13,485	27,448	81,212
Sf1,5TC	51,620	13,485	24,738	78,502
Sf2HA	50,800	13,485	23,918	77,682
Sf0HA	47,130	13,485	20,248	74,012
Sf0,5TA	46,540	13,485	19,658	73,422
Sf2TA	45,930	13,485	19,048	72,812
Sf0TA	45,550	13,485	18,668	72,432
Sf1,5TA	45,290	13,485	18,408	72,172
Snf0HB	43,290	13,485	16,408	70,172
Sf0,5TC	41,650	13,485	14,768	68,532
Sf2HC	40,530	13,485	13,648	67,412
Sf1HB	40,120	13,485	13,238	67,002
Snf0TA	39,880	13,485	12,998	66,762
Sf1,5HC	39,250	13,485	12,368	66,132
Sf2TB	38,990	13,485	12,108	65,872
Sf0HB	37,620	13,485	10,738	64,502
Sf1TA	33,810	13,485	6,928	60,692
Sf1HA	32,680	13,485	5,798	59,562
Sf1,5HA	32,570	13,485	5,688	59,452
Snf0HA	32,160	13,485	5,278	59,042
Sf0HC	31,190	13,485	4,308	58,072
Sf1TB	28,590	13,485	1,708	55,472
Sf1TC	28,590	13,485	1,708	55,472
Sf2TC	23,470	13,485	-3,412	50,352

Les moyennes des rendements en fonction des compléments sont représentées sur la figure 7.

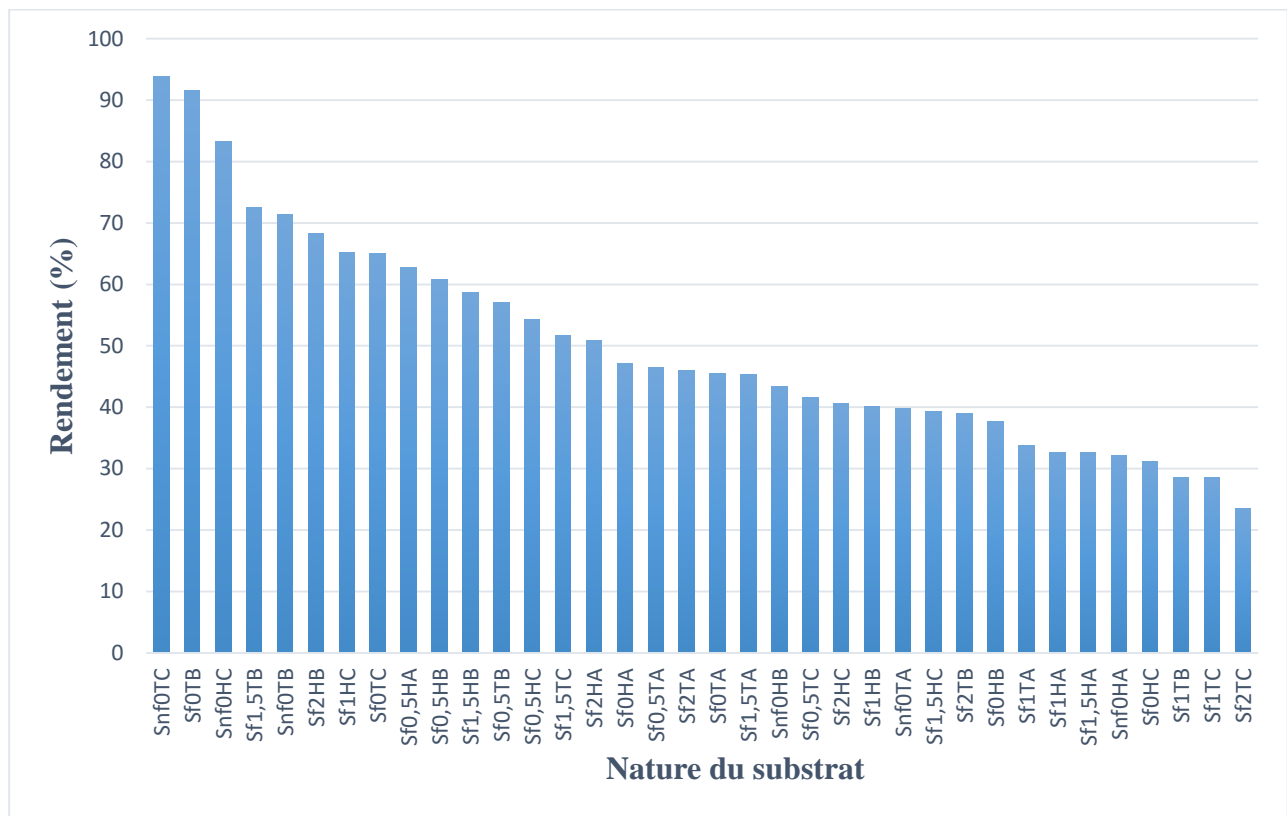


Figure IV. 7 : Moyennes des rendements en fonction de la nature des compléments

En analysant les moyennes des rendements de toutes les bottes en fonction des compléments, la botte composée par la sciure non fermentée sans urine et complémentée par 20 % de *Tithonia diversifolia* vient en première position avec un rendement de 93.82 %, puis en second lieu vient la botte fermenté sans urine et complémenté par le haricot à 20% avec un rendement de 91,53 % et troisièmement vient la botte non fermentée et complémentée avec *Tithonia diversifolia* à 20% du substrat à raison de 83.24% . En dernier lieu, il vient la sciure fermentée à dose de 2 litres d’urine et complémentée avec 20% de *Tithonia diversifolia* avec une moyenne de rendement de 23.47 %. Cette dernière est précédée par la sciure fermentée à dose d’1 litre d’urine et complémenté avec 20 % de *Tithonia diversifolia*.

IV.3. Analyse statistique du rendement en fonction du temps moyen de production

Les résultats des analyses statistiques des données avec le logiciel R sur le temps moyen de production montrent qu’il n’y a pas d’interaction statistiquement significative entre la fermentation, la quantité d’urine et la quantité de complément ajoutée car p-value = 0.111 est supérieur à 0.005

IV.4. Effet de la fermentation sur le rendement

Les bottes contenant des substrats n'ayant pas subi la fermentation ont un rendement plus élevé (60.64%) que les bottes contenant des substrats fermentés, puisviennent en second lieu les substrats fermentés avec peu d'urine (environ 53 % du rendement). Les bottes comprenant une quantité élevée d'urine viennent en dernière position avec une moyenne inférieure à 50% (voir tableau 7 et figure 8).

Tableau IV. 7 : La moyenne de rendement par rapport à la fermentation.

Botte	Snf	Sf0	Sf0,5	Sf1	Sf1,5	Sf2
1	93,820	91,530	62,770	28,590	72,510	68,270
2	83,240	65,070	60,820	28,590	51,620	50,800
3	71,450	47,130	41,650	40,120	45,290	45,930
4	43,290	45,550	57,110	65,240	58,610	40,530
5	39,880	37,620	54,330	33,810	39,250	38,990
6	32,160	31,190	46,540	32,680	32,570	23,470
Moyennes des rendements	60,640	53,015	53,870	38,172	49,975	44,665

Schématiquement nous avons le graphique suivant

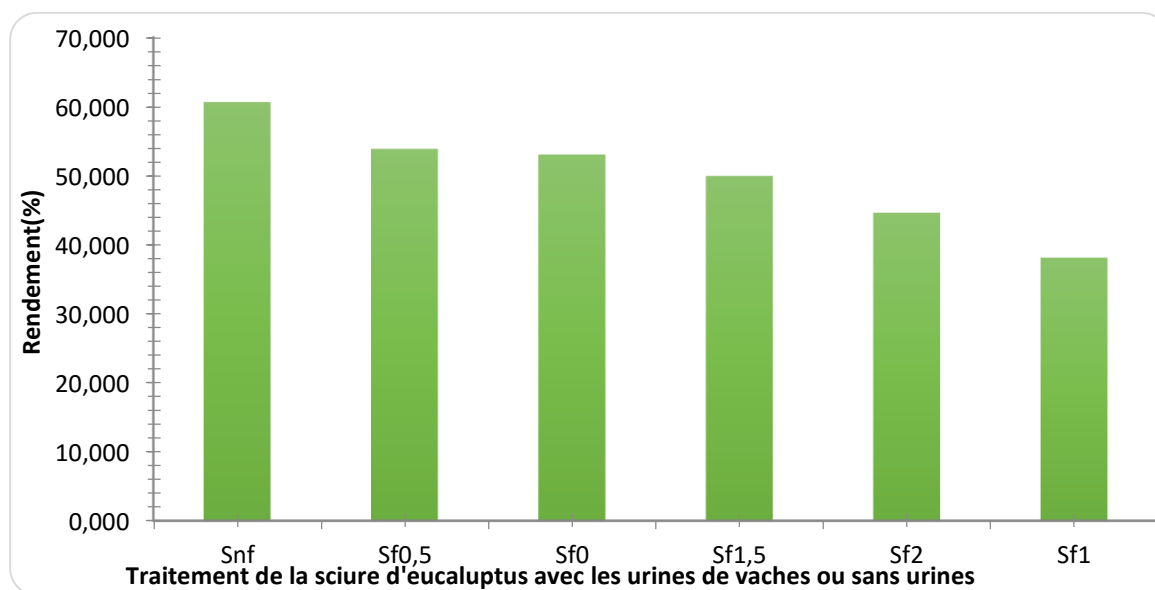


Figure IV. 8 : Effet de la fermentation sur le rendement

V: DISCUSSION

V.1. Limites de l'étude

Peu d'études ont été faites en utilisant le processus de fermentation avec les urines de vache, l'usage des compléments de la sciure d'*Eucalyptus sp* comme *Tithonia diversifolia* et les fanes de haricots pour la culture des champignons. Aussi, la détermination de l'espèce d'*Eucalyptus sp* utilisée a fait défaut, faute de moyens matériels et financiers. Conséquemment, il nous a été difficile de faire une discussion comparative plus large. En principe lors de la fermentation, dans un premier temps, la température devrait monter et décélérer par après. Malheureusement, nous n'avons pas pu déceler les facteurs qui ont empêché la fermentation.

V.2. Discussion des résultats

Les résultats de l'analyse de la variance du rendement montrent une différence statistiquement significative des moyennes (p-value inférieur à 0.05) si l'on considère l'interaction entre l'effet combiné de la fermentation, les quantités d'urines, les quantités de *Tithonia diversifolia* et les quantités de fanes de haricot. Cela prouve qu'il y a eu des substrats qui ont une production plus élevée que d'autres (voir le tableau 6). Par contre, si on considère les mêmes variables (fermentation, urine et compléments), l'analyse de la variance sur le temps moyen de production ne donne pas de différence statistiquement significative (p-value supérieur à 0.005). C'est-à-dire que la variation du temps moyen de production n'est pas influencée par les facteurs fermentation, urine, les quantités de *Tithonia diversifolia* et les quantités de fanes de haricot. La complémentation par des éléments riches en azote comme *Tithonia diversifolia* et les fanes de haricots viendrait rétablir l'équilibre du rapport C/N. En analysant les figures 4 et 5, nous remarquons que les substrats ayant un rapport C/N compris entre 30 et 70 donnent de bons rendements et cela est justifiable car le rapport C/N devrait être égal ou proche à 50 pour un bon substrat dans la culture des champignons (Boughaba, 2012).

Le tableau 7 montre qu'il n'y a pas eu effet de la fermentation sur la productivité car les essais de culture ont montré que *Tithonia diversifolia* complémentés à dose de 20% par rapport à la quantité de sciure d'*Eucalyptus sp* et ayant un rapport C/N égale à 68,77 a donné un excellent rendement de l'ordre de 93,82%. En revanche, la sciure fermentée avec 2 litres d'urine de vaches et complémentée avec *Tithonia diversifolia* à dose de 20% s'est placée en dernière position avec un rendement bas de 23.7 %.

En plus de cela, la moyenne des bottes des substrats n'ayant pas subi la fermentation ont un rendement plus élevé jusqu'à 60.64% que les bottes des substrats fermentés dont les rendements sont inférieur à 50% (Voir figure 8).

En référence aux autres essais de production de pleurotes sur les substrats lignocellulosiques, les résultats sont meilleurs car l'optimum de rendement commercial pour une culture des pleurotes sur substrats lignocellulosiques se situe autour de 20% de carpophore comestible sur base de la masse fraîche de substrat d'origine (Oei, 2005). Une étude menée sur la souche *pleurotus ostreatus* 2175 sur différents substrats ménagers notamment la Paille de blé, le peuplier, les résines puis complémentés avec les sons de riz et les épis. Le rendement variait entre 7 et 32 % (Mihai et al., 2015). Une autre étude menée sur les substrats à base des pailles de blé, les feuilles et sciure de bois, des rendements obtenus étaient compris entre 64,69 % 21,05% (Shah et al, 2004). Les différences observées au cours du présent travail sur les rendements obtenus avec ces études antérieures pourraient s'expliquer par le fait que la sciure de bois a été complémentée par éléments riches en azote total (voir tableau 1). Enfin la sciure de bois d'*Eucalyptus sp* non fermentée et mélangée avec les compléments riches en azotes a permis une bonne production de champignon *Pleurotus ostreatus* 2175. Donc, l'hypothèse disant que « la sciure de bois d'*Eucalyptus sp* non fermentée et mélangée avec les compléments riches en azotes permet une bonne production et un excellent temps moyen de production du champignon *Pleurotus ostreatus* 2175 » a été vérifiée.

VI. CONCLUSION GENERALE ET RECOMMANDATIONS

D'une manière générale, les sciures d'*Eucalyptus sp* qui posent un problème d'immondice dans les différentes menuiseries de la ville de Bujumbura, peuvent être valorisées. En effet, elles pourraient servir de substrat de culture des champignons *Pleurotus ostreatus* 2175 une fois complémentés avec les feuilles et tiges du *Thitonia diversifolia* ou des fanes de haricots qui permettent un équilibre rapport C/N favorisant la croissance mycélienne. Cette voie est l'un des moyens d'augmenter la production des produits agricoles à haute valeurs ajoutées en éléments nutritifs, mais aussi un moyen de lutter contre la pollution de l'environnement par l'émission du CO₂ et d'autres gaz nocifs émanant des fumées des sciures brûlées. Le traitement de sciure d'*Eucalyptus sp* par la fermentation puis complémentée avec les produits riches en azote dans la culture des champignons pleurotes n'a pas montré une différence significative au niveau du rendement par rapport à la sciure *Eucalyptus sp* non fermentée. Il suffit de les complémenter avec des substrats riches en azote comme les urines de vaches, *Tithonia diversifolia* et les fanes de haricots. Bien que les légumineuses comme le haricot apportent de l'azote nécessaire pour complémenter les substrats lignocellulosiques, l'usage de la *Thitonia divesifolia* peut être privilégié comme complément dans la culture des champignons pleurotes car c'est une espèce qui présente des potentialités en biomasse. Elle produit de grandes quantités de feuilles, se multiplie facilement par graines et par boutures et pousse spontanément

aux alentours des maisons et des routes. Dans notre étude, les feuilles et tiges de *Tithonia diversifolia* broyées se sont comportées comme meilleur complément (rendement de 93.82 %) une fois mélangées avec la sciure d'*Eucalyptus sp* à proportion de 20 %.

Ne prétendant pas avoir épuisé le sujet d'une manière exhaustive, ce travail trace des pistes pour les futurs chercheurs. Leur analyse pourrait se poursuivre en se focalisant sur les aspects suivants :

- Mesurer les conditions optimales pendant l'incubation et la fructification notamment les variations des températures journalières dans la chambre d'incubation, l'humidité au gobetage jusqu'à la fin de la fermentation et cela nécessite du matériel de laboratoire tels que l'hygromètre et thermographes ;
- Etudier la vitesse de la croissance mycélienne dans l'optique d'en déduire la précocité de la fructification des carpophores.
- Analyser la composition chimique des dits substrats après le traitement thermiques afin d'éviter les biais lors de l'interprétation des résultats ;
- Tester d'autres substrats les plus localement utilisés et envisager une étude comparative.

Sur le plan socio-économique, la mise en œuvre de cette étude pourra contribuer significativement à la réduction de la malnutrition et à l'augmentation des revenus dans beaucoup de ménages du Burundi.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. Banque Mondiale. (2019). *Mettre fin à la pauvreté, investir dans les opportunités*. New York.
2. Boughaba, R. (2012). *Le Lombricompostage Dans La Willaya De Constantine*. Mentouri Constantine.
3. Delmas, J., 1989 : Les champignons et leur culture : culture actuelle et potentielle des champignons supérieurs, Paris : la maison rustique, 969p.
4. FAO. (2019). *L'état de la sécurité alimentaire et de la nutrition dans le monde*. Rome.
5. FIDA. (2012). *Ouvrer pour que les populations rurales pauvres se libèrent de la pauvreté au Burundi*. Rome.
6. Gatogato A., 2014, Essais de croissance mycélienne des champignons comestibles sauvages récoltés dans la formation forestière de Teza, cas de *pleurotus sp* (Ubuzirantete) et *Marasmius sp* (Ubunyabobo) sur brisure de grains de cotons, fibres palmistes et sciure d'*Eucalyptus sp*, Mémoire, UB, FACAGRO, 64p.
7. INRA, 1995: Dossier Pleurotes, Bordeaux, France, 1,56p.
8. ISTEEBU. (2018). *Enquête nationale agricole du Burundi. Campagne 2017-2018*. Bujumbura.
9. Joly, P.1996 : Comment cultiver les champignons, Edition Rustica, Paris, France, 144p.
10. Kachulire, P. R. (2017). Essai de production et de multiplication du mycélium de *Pleurotus florida* à partir des spores sur différents milieux de culture à base des ingrédients locaux. *International Journal of Innovation and Applied Studies*, 19, 576–586.
11. Kiyuku, P. et al , 1999 : Deuxième stage de formation sur la culture des champignons comestibles, Rapport final, Bujumbura, 74p.
12. Kiyuku, P., 2004 : Etude de l'effet d'additifs azotés sur le rendement de *Pleurotus sp*. et valeur nutritive des substrats utilisés : cas des souches 336, 014, et HK7 sur brisure des graines de coton et fibres palmistes à l'huile, Mémoire, UB, DEA, 42p.
13. Mihaï,D. et al, 2015, Growing species *Pleurotus ostreatus* 2175 on different substrates under household, University of Agronomic Sciences and Veterinary Medicine of Bucharest, Faculty of Biotechnology , Romania. Vol. XIX, 2015
14. Ministère de l'Eau, de l'Environnement, de l'Aménagement du Territoire et de l'Urbanisme, Burundi.
15. Mpulusu, S. D., Luyeye, F. L., de Kesel, A., & Degreef, J. (2010). Essais de culture de quelques champignons lignicoles comestibles de la région de kinshasa (R.D. Congo) sur divers substrats lignocellulosiques. *Biotechnology, Agronomy and Society and*

Environment, 14, 417–422.

16. Ndagijimana, I., 2004 : Etude de la productivité de *Pleurotus* HK7, *Pleurotus* HK35, *Pleurotus* HK51, *Pleurotus*336 et *Pleurotus florida* sur substrat à base de *Pennisetum purpureum*, Mémoire, UB, FACAGRO, 64p.
 17. Nkengurutse J.2012, Contribution à l'étude de la mycoflore ectomycorhizienne associée aux plantations d'essences exotiques du Burundi, Master, Université Libre de Bruxelles, 67p.
 18. Nkengurutse,J. (2017), Contribution à la valorisation et à la domestication de quelques espèces végétales indigènes d'Afrique tropicale, univ.Mohammed Premier, thèse.
 19. Nzigidahera, B., 1995 : Les produits sauvages comestibles des forêts claires du Burundi, appui de la protection des ressources naturelles, INECN, Gitega, 99p.
 20. Nzigidahera B. & Habonimana B. (2016). Etude des tendances de la biodiversité, des espèces et des écosystèmes fournissant les services Ecosystémiques: Formulation des indicateurs pour mesurer, suivre et rapporter la tendance de la biodiversité au Burundi.
 21. Oei, P. (1993). *La culture des champignons*. Paris.
 22. Oei, P., 2003, *Manual on Mushroom Cultivation : Techniques, Species and Opportunities for Commercial Application in Developing Countries*. TOOL Publications, Amsterdam, The Netherlands, 274 p.
 23. Oei, P., 2005, *La culture des champignons à petite échelle : pleurotes, shiitakes et auriculaires*.
 24. Wageningen, Pays-Bas : Fondation Agromisa, CTA, 86 p.
 25. Ogier, J. C., Ballerini, D., Leygue, J. P., Rigal, L., & Pourquié, J. (1999). Production d'éthanol à partir de biomasse lignocellulosique. *Oil and Gas Science and Technology*, 54, 67–94.
 26. Olabode, O. S., SOla, O., Akanbi, W. B., Adesina, G. O., & Babajide, P. . (2007), Evaluation of *Tithonia diversifolia* (Hemsl.) A Gray for Soil Improvement, 3(4)503-507
 27. Raven, P, 2007 : *Biologie*, Edition de Boeck université, Rue des Minims, Bruxelles, 1250p.
 28. Sadhukhan, R., Bohra, J. S., & Choudhury, S. (2018). Effect of fertility levels and cow urine foliar spray on growth and yield of wheat. *Int.J.Curr.Microbiol.App.Sci*, 7, 907–912.
 29. Z.A., M. Ashraf and M. Ishtiaq Ch., Comparative Study on Cultivation and Yield Performance of OysterMushroom (*Pleurotus ostreatus*) on Different Substrates(Wheat Straw, Leaves, Saw Dust), University College of Agriculture Rawalakot (UAJ&K), Azad Kashmir, Pakistan, 2004.
 30. E. G. Bilong et al. 2017, Effets des biomasses vertes de *Tithonia diversifolia* et des engrais minéraux sur la croissance, le développement et le rendement du manioc (*Manihot esculenta* Crantz) en zone forestière du Cameroun .*nt. J. Biol. Chem. Sci.* 11(4): 1716-1726,
- Site web visité: (<https://www.supagro.fr/ress-pepites/AC/co/3-Saprophytes.html> consulté le 13/10/2020).

ANNEXES

Données brutes traitées avec le logiciel R

Rendement	Tmp	C/N	Fermentation	Botte	Haricot	Thitonia	Urine	Complément
63,368	36	1,57,88	Sf	Sf0HA	10	0	u0	HA
30	67	1,57,88	Sf	Sf0HA	10	0	u0	HA
48,04	44	1,57,88	Sf	Sf0HA	10	0	u0	HA
61,86	17	116,63	Sf	Sf0HB	1,5	0	u0	HB
26	50	116,63	Sf	Sf0HB	1,5	0	u0	HB
25	52	116,63	Sf	Sf0HB	1,5	0	u0	HB
27,1	61	421,09	Sf	Sf0HC	20	0	u0	HC
30	41	421,09	Sf	Sf0HC	20	0	u0	HC
36,472	41	421,09	Sf	Sf0HC	20	0	u0	HC
32,6	16	122,71	Sf	Sf0TA	0	10	u0	TA
69,912	27	122,71	Sf	Sf0TA	0	10	u0	TA
34,144	19	122,71	Sf	Sf0TA	0	10	u0	TA
64,914	20	90,21	Sf	Sf0TB	0	1,5	u0	TB
63,26	43	90,21	Sf	Sf0TB	0	1,5	u0	TB
146,414	41	90,21	Sf	Sf0TB	0	1,5	u0	TB
98,264	51	77,81	Sf	Sf0TC	0	20	u0	TC
32,252	19	77,81	Sf	Sf0TC	0	20	u0	TC
64,708	33	77,81	Sf	Sf0TC	0	20	u0	TC
53,792	23	153,22	Sf	Sf0,5HA	10	0	u0,5	HA
67,406	20	153,22	Sf	Sf0,5HA	10	0	u0,5	HA
67,114	23	153,22	Sf	Sf0,5HA	10	0	u0,5	HA
58,5	21	113,4	Sf	Sf0,5HB	1,5	0	u0,5	HB
40,648	6	113,4	Sf	Sf0,5HB	1,5	0	u0,5	HB
83,3	52	113,4	Sf	Sf0,5HB	1,5	0	u0,5	HB
65,82	12	90,29	Sf	Sf0,5HC	20	0	u0,5	HC
45,126	61	90,29	Sf	Sf0,5HC	20	0	u0,5	HC
52,0,58	1,5	90,29	Sf	Sf0,5HC	20	0	u0,5	HC
56,17	31	119,25	Sf	Sf0,5TA	0	10	u0,5	TA
25,6	17	119,25	Sf	Sf0,5TA	0	10	u0,5	TA
57,876	34	119,25	Sf	Sf0,5TA	0	10	u0,5	TA
40,282	67	87,87	Sf	Sf0,5TB	0	1,5	u0,5	TB

59,422	29	87,87	Sf	Sf0,5TB	0	1,5	u0,5	TB
71,608	51	87,87	Sf	Sf0,5TB	0	1,5	u0,5	TB
37,008	25	68,03	Sf	Sf0,5TC	0	20	u0,5	TC
26	39	68,03	Sf	Sf0,5TC	0	20	u0,5	TC
61,914	17	68,03	Sf	Sf0,5TC	0	20	u0,5	TC
30,792	78	129,52	Sf	Sf1HA	10	0	u1	HA
38,238	58	129,52	Sf	Sf1HA	10	0	u1	HA
29	63	129,52	Sf	Sf1HA	10	0	u1	HA
28,386	61	103,41	Sf	Sf1HB	1,5	0	u1	HB
69,58	36	103,41	Sf	Sf1HB	1,5	0	u1	HB
22,4	62	103,41	Sf	Sf1HB	1,5	0	u1	HB
48,192	22	272,06	Sf	Sf1HC	20	0	u1	HC
49,208	34	272,06	Sf	Sf1HC	20	0	u1	HC
98,338	25	272,06	Sf	Sf1HC	20	0	u1	HC
28,34	19	134,71	Sf	Sf1TA	0	10	u1	TA
31,002	21	134,71	Sf	Sf1TA	0	10	u1	TA
42,1	65	134,71	Sf	Sf1TA	0	10	u1	TA
27,514	19	36,23	Sf	Sf1TB	0	1,5	u1	TB
24,638	19	36,23	Sf	Sf1TB	0	1,5	u1	TB
33,638	22	36,23	Sf	Sf1TB	0	1,5	u1	TB
27,514	19	69,51	Sf	Sf1TC	0	20	u1	TC
24,638	19	69,51	Sf	Sf1TC	0	20	u1	TC
33,638	22	69,51	Sf	Sf1TC	0	20	u1	TC
30	5	136,84	Sf	Sf1,5HA	10	0	u1,5	HA
34,006	1	136,84	Sf	Sf1,5HA	10	0	u1,5	HA
33,694	22	136,84	Sf	Sf1,5HA	10	0	u1,5	HA
97,182	44	109,47	Sf	Sf1,5HB	1,5	0	u1,5	HB
26	64	109,47	Sf	Sf1,5HB	1,5	0	u1,5	HB
52,64	63	109,47	Sf	Sf1,5HB	1,5	0	u1,5	HB
26,1	12	91,08	Sf	Sf1,5HC	20	0	u1,5	HC
61,308	36	91,08	Sf	Sf1,5HC	20	0	u1,5	HC
30,33	14	91,08	Sf	Sf1,5HC	20	0	u1,5	HC
56,52	35	25,14	Sf	Sf1,5TA	0	10	u1,5	TA
26	51	25,14	Sf	Sf1,5TA	0	10	u1,5	TA

53,342	22	25,14	Sf	Sf1,5TA	0	10	u1,5	TA
40,45	6	24,93	Sf	Sf1,5TB	0	1,5	u1,5	TB
128,178	54	24,93	Sf	Sf1,5TB	0	1,5	u1,5	TB
48,912	56	24,93	Sf	Sf1,5TB	0	1,5	u1,5	TB
96,46	26	24,73	Sf	Sf1,5TC	0	20	u1,5	TC
30,304	78	24,73	Sf	Sf1,5TC	0	20	u1,5	TC
28,108	27	24,73	Sf	Sf1,5TC	0	20	u1,5	TC
34,85	74	103,29	Sf	Sf2HA	10	0	u2	HA
91,498	41	103,29	Sf	Sf2HA	10	0	u2	HA
26,036	19	103,29	Sf	Sf2HA	10	0	u2	HA
84,702	29	83,22	Sf	Sf2HB	1,5	0	u2	HB
71,496	32	83,22	Sf	Sf2HB	1,5	0	u2	HB
48,64	22	83,22	Sf	Sf2HB	1,5	0	u2	HB
29,638	8	70,03	Sf	Sf2HC	20	0	u2	HC
30,06	3	70,03	Sf	Sf2HC	20	0	u2	HC
61,898	10	70,03	Sf	Sf2HC	20	0	u2	HC
27,16	71	86,17	Sf	Sf2TA	0	10	u2	TA
56	56	86,17	Sf	Sf2TA	0	10	u2	TA
54,622	58	86,17	Sf	Sf2TA	0	10	u2	TA
63,584	1,5	68,37	Sf	Sf2TB	0	1,5	u2	TB
26,4	17	68,37	Sf	Sf2TB	0	1,5	u2	TB
27	16	68,37	Sf	Sf2TB	0	1,5	u2	TB
23	16	57,38	Sf	Sf2TC	0	20	u2	TC
24,2	6	57,38	Sf	Sf2TC	0	20	u2	TC
23,2	55	57,38	Sf	Sf2TC	0	20	u2	TC
34,096	6	119,81	Snf	Snf0HA	10	0	u0	HA
35,19	77	119,81	Snf	Snf0HA	10	0	u0	HA
27,18	44	119,81	Snf	Snf0HA	10	0	u0	HA
73,442	16	98,6	Snf	Snf0HB	1,5	0	u0	HB
24,5	20	98,6	Snf	Snf0HB	1,5	0	u0	HB
31,92	1,5	98,6	Snf	Snf0HB	1,5	0	u0	HB
110,116	40	83,67	Snf	Snf0HC	20	0	u0	HC
83,19	9	83,67	Snf	Snf0HC	20	0	u0	HC
56,406	21	83,67	Snf	Snf0HC	20	0	u0	HC

58,486	43	80,76	Snf	Snf0TA	0	10	u0	TA
27,08	5	80,76	Snf	Snf0TA	0	10	u0	TA
34,048	8	80,76	Snf	Snf0TA	0	10	u0	TA
96,212	40	81,91	Snf	Snf0TB	0	1,5	u0	TB
35,074	41	81,91	Snf	Snf0TB	0	1,5	u0	TB
83,064	6	81,91	Snf	Snf0TB	0	1,5	u0	TB
85,94	34	68,77	Snf	Snf0TC	0	20	u0	TC
124,388	38	68,77	Snf	Snf0TC	0	20	u0	TC
71,12	63	68,77	Snf	Snf0TC	0	20	u0	TC