



Étude comparative de la production des semences de pleurotes (*pleurotus ostreatus*) et d'une souche sauvage (*pluteus sp* « vudo »)

LWANGA SIVIRIHAUMA Charles¹, NDUNGO VIGHERI Laurent

RÉSUMÉ

L'objectif de cette étude était de vérifier si la production des semences de « Vudo » pouvait suivre le schéma classique des pleurotes.

Pour ce faire, nous avons procédé à la simulation au laboratoire de la croissance mycélienne du « Vudo » in situ et avons alors testé les substrats couramment utilisés pour la production des semences des pleurotes (grains de céréale et sciure).

Au cours de l'expérimentation, deux paramètres ont été retenus : le degré de colonisation et la durée d'incubation.

À la fin de l'expérimentation, nous avons obtenu les résultats suivants :

Les deux souches avaient colonisé de la même manière sur les trois substrats (sciure, blé et éleusine). Cependant, elles étaient différentes quant à leur capacité de coloniser la sciure. La durée d'incubation du pleurote sur sorgho était plus rapide car la hauteur maximale a été atteinte après 14 jours. La durée d'incubation de la souche Vudo a été plus lente chez le sorgho, suivi de l'Éleusine en atteignant la hauteur maximale de 120 mm après respectivement 26 et 24 jours tandis que pour cette durée pour le Pleurote sur F1 et F2 a été de 18 jours. L'enrichissement de la sciure avait un effet négatif sur la croissance mycélienne de la souche pleurote. Sur différents substrats, la souche pleurote était précoce alors que la souche « Vudo » était tardive.

Les additifs au substrat « sciure » ont eu un effet négatif sur la croissance mycélienne de la souche Pleurote alors que la souche « Vudo » avait bien colonisé sur ces différentes formules.

À la lumière des résultats obtenus, nous avons constaté que l'on pouvait produire les semences de « Vudo » sur les mêmes substrats que pour les pleurotes moyennant quelques spécificités.

Mots clés : semences Vudo et Pleurote, degré de colonisation, durée d'incubation

SUMMARY

The objective of this research was to verify if the production of the seeds of "Vudo" could follow the classic diagram of the "pleurote". For that to reason make, we proceeded to the simulation in the laboratory of the mycelial growth of the "Vudo" in situ. We tested the substrata frequently used for the production of the seeds of the pleurotes (grain of cereal and sawdust). During the experimentation, two parameters have been kept: the degree of colonization and the duration of incubation. At the end the experimentation, we got the following results: The two stumps had colonized in the same way on the three substrata (sawdust, wheat and Eleusine). However, the two stumps were different taking into account their capacity of colonizing the sawdust. The duration of incubation of the pleurote on sorghum was faster because the maximal height has been reached after 14 days. The duration of incubation of the original Vudo was slower at sorghum, followed of the Eleusine while reaching the maximal height of 120 mm after respectively 26 and 24 days while for this duration for the Pleurote on F1 and F2 was of 18 days. The enrichment of the sawdust had a negative effect on the mycelial growth of the stump of pleurote. On different substrata, the stump of pleurote was precocious whereas the stump of "Vudo" was late. The additives to the substratum "sawdust" have a negative effect on the mycelial growth of the stump of "Pleurote", whereas the stump of "Vudo" had colonized well on these different formulas. To the light of the results got, we noticed that we could produce the seeds of "Vudo" on the same substrata that for the "Pleurote" with some adjustment.

Key words: Seed of Vudo and Pleurote, degree of colonization, duration of incubation

¹ Contact auteur : siviricharles@yahoo.fr, +243997716031

INTRODUCTION

1. Problématique

Les territoires de Beni-Lubero se caractérisent par une forte densité de population : 100 en moyenne et dans certaines régions, on peut atteindre plus de 200 habitants/km². Ceci a pour conséquences :

- * La réduction progressive des superficies agricoles utiles par individu ;
- * La surexploitation des terres et par conséquent une baisse de fertilité des sols ;
- * La destruction massive des écosystèmes naturels, ce qui a conduit à une réduction de la biodiversité.

En outre, depuis quelques années, nous assistons à une diminution de la production agricole due notamment à l'explosion des maladies et ravageurs ; à la dégénérescence de certains cultivars, à l'insuffisance des technologies améliorées, à l'encadrement des agriculteurs et à une commercialisation inefficace.

Tout ceci a entraîné des cas fréquents de la malnutrition et la sous – alimentation.

Cette situation a été amplifiée par des guerres civiles caractérisées par des actes de vandalisme, des viols, des pillages d'animaux domestiques et des produits de récolte aggravant l'insécurité alimentaire dans les deux territoires.

Face aux problèmes épineux de la malnutrition et l'aggravation de la pauvreté dans les deux territoires, le défi est de contribuer au développement de cette région, par la *myciculture*.

En effet, la myciculture présente un certain nombre d'avantages :

- * La culture s'effectue en conditions hors-sol et dans la parcelle familiale durant toute l'année ;
- * La valorisation de déchets agricoles et agro-industriels utilisés comme substrat. Ce dernier peut être utilisable dans l'alimentation du bétail et comme compost ;
- * Le cycle cultural court s'effectuant sur un même substrat pour plusieurs récoltes ;
- * La myciculture contribue à la lutte contre la pauvreté par la diversification des revenus des ménages ;
- * Les champignons constituent un aliment de *haute qualité nutritive et thérapeutique*.

La plupart de champignons cultivés aujourd'hui ont été domestiqués en Europe ou en Chine (champignon de couche, pleurotes, shiitakes. *Volverielles sp*). Ces champignons sont donc adaptés dans ces régions.

Pour l'ensemble de l'Afrique au Sud du Sahara plus ou moins trois cent espèces de champignons comestibles sauvages ont été inventoriées (Rammeloo et al, 1993) mais peu ont été cultivés.

Les connaissances mycologiques varient selon les régions. Les régions les mieux étudiées sont les anciennes colonies françaises notamment, le Gabon, la Guinée et la Côte d'Ivoire (Heim R, 1955 ; Heim, 1963) et les anciennes colonies Belges (Buyck B.1994, Rommeloo et al...1993 ; et <http://www.mycomontreal.qc.ca/portraits/portrait.htm>

Des études réalisées, sous notre direction, dans les territoires de Beni-Lubero ont permis d'identifier vingt-deux espèces de champignons comestibles sauvages (Mahamba et al. 2001 ; Musavuli K.N et al. 2008; Sadiki K. et al, 2005).

Plusieurs facteurs contribuent à l'insuffisance de la promotion de la myciculture en Afrique notamment :

- * les champignons tropicaux ont été peu étudiés scientifiquement ;
- * les documents traitant de la myciculture sont coûteux et ne sont pas conçus pour les régions tropicales ;
- * il est difficile d'obtenir des souches exotiques adaptées localement (Oei P. 2005a).

C'est pour essayer de combler ces lacunes que nous nous sommes proposés de domestiquer la souche *Pluteus* sp "*Vudo*" parmi les 22 espèces de champignons que nous avons rencontrées en territoires de Beni et Lubero.

La première étape dans la domestication d'un champignon comestible sauvage semble être la production de sa semence.

C'est dans cette optique que nous nous sommes posé ces questions pour orienter nos recherches.

Nos recherches ont été focalisées autour de deux questions principales :

- 1°. La production des semences du *Pluteus* sp *Vudo* peut-elle suivre le schéma classique à l'occurrence celui des pleurotes ?
- 2°. Sur quel substrat cultiver les semences de *Pluteus* sp *Vudo* ?

Les hypothèses suivantes ont par ailleurs été formulées.

- 1°. Il se pourrait que la souche "*Vudo*" puisse pousser sur les mêmes substrats que le *pleurote*.
- 2°. Il est possible que le degré de colonisation du substrat par la souche "*Vudo*" soit semblable à celui des *pleurotes*.
- 3°. Il se pourrait que les deux souches aient la même durée d'incubation.

L'essai avait pour objectifs de répondre aux questions suivantes :

- 1°. La croissance mycélienne des souches (*Vudo* et *pleurote*) est-elle fonction des substrats ?
- 2°. La croissance mycélienne sur les différents substrats est-elle fonction des souches ?
- 3°. Les différences éventuelles de croissance mycélienne entre les deux souches (*Vudo* et *pleurote*) se marquent-elles de la même façon pour chaque substrat ?

MATÉRIELS ET MÉTHODES

Milieu expérimental et équipements

Les essais ont été réalisés au Centre d'Études Agro-alimentaires du Graben de l'Université Catholique du Graben (CEAG/UCG) situé sur le site l'ITAV/Butembo à 1700 m d'altitude.

La température moyenne dans la salle d'incubation était de 22°C. Les données prélevées lors de l'incubation des semences étaient homogènes. Cette température est conforme à celle retenue pour la croissance mycélienne de la plupart des pleurotes (22 à 27°C) [Oei P. 2005b et Stamets et al. 1983].

Divers matériels ont été utilisés lors des essais notamment, Un autoclave ; Un équipement de laboratoire : une lampe à alcool, des scalpels, des tampons de coton, la verrerie, la balance de précision 0,1 g, le thermomètre ; Un réfrigérateur ; Une salle stérile ; une armoire d'incubation ; Une armoire d'inoculation avec une lampe ultra-violet (U.V) ; des milieux de culture ; des produits pour le substrat des cultures mères (grains de céréales et sciure de bois) ; Un appareil digital marque SONY pour la prise des photos.

Dispositif expérimental

Compte tenu du nombre élevé de paramètres à faire varier. Nous avons donc procédé à la *simulation* en laboratoire de la croissance mycélienne du *Pluteus "Vudo"* in situ.

La simulation a consisté à expérimenter sur un *modèle*, substitut de la réalité (Gras, R, et al. 1989). Pour que le "Vudo" puisse pousser en laboratoire, il faudra créer les conditions de croissance que ce champignon *rencontre in situ* :

- La croissance mycélienne se réalise à l'obscurité ;
- Une température relativement élevée (20° à 30 °C),
- La nutrition (c'est un champignon saprophyte).

Nous avons réalisé deux essais dont les dispositifs sont présentés dans les tableaux 1 et 2.

Tableau 1: Dispositif expérimental de la croissance mycélienne sur la sciure de bois

Substrat Souche	F1	F2	F3	F4
S ₁	S ₁ F ₁	S ₁ F ₂	S ₁ F ₃	S ₁ F ₄
	S ₁ F ₁	S ₁ F ₂	S ₁ F ₃	S ₁ F ₄
	S ₁ F ₁	S ₁ F ₂	S ₁ F ₃	S ₁ F ₄
	S ₁ F ₁	S ₁ F ₂	S ₁ F ₃	S ₁ F ₄
S ₂	S ₂ F ₁	S ₂ F ₂	S ₂ F ₃	S ₂ F ₄
	S ₂ F ₁	S ₂ F ₂	S ₂ F ₃	S ₂ F ₄
	S ₂ F ₁	S ₂ F ₂	S ₂ F ₃	S ₂ F ₄
	S ₂ F ₁	S ₂ F ₂	S ₂ F ₃	S ₂ F ₄

Légende : S₁ = Souches 1 = *Pleurotus ostreatus* var 014

S_2 = souche 2 = *Pluteus* sp. "Vudo"

F_1 = sciure de bois + 1% de caco3 + 5% de son de blé + 2% de farine de soja ;

F_2 = sciure de bois + 1% de caco3 + 6% de son de blé + 3% de farine de soja ;

F_3 = sciure de bois + 1% de caco3 + 7% de son de blé + 4% de farine de soja

F_2 = sciure de bois + 1% de caco3 + 8% de son de blé + 5% de farine de soja.

Tableau 2 : Dispositif expérimental de la croissance mycélienne sur "grains de céréale et sciure"

Substrat Souches	<i>Sciure de bois (sc)</i>	<i>Sorgho (s)</i>	<i>Blé (b)</i>	<i>Eleusine (e)</i>
S_1	V_{1sc}	V_{1s}	V_{1b}	V_{1e}
	S_{1sc}	S_{1s}	S_{1b}	S_{1e}
	S_{1sc}	S_{1s}	S_{1b}	S_{1e}
	S_{1sc}	S_{1s}	S_{1b}	S_{1e}
S_2	S_{2sc}	S_{2s}	S_{2b}	S_{2e}
	S_{2sc}	S_{2s}	S_{2b}	S_{2e}
	S_{2sc}	S_{2s}	S_{2b}	S_{2e}
	S_{2sc}	S_{2s}	S_{2b}	S_{2e}

Légende : S_1 = Souche 1 = *Pleurotus ostreatus*

S_2 = Souche 2 = *Pluteus* sp. "Vudo"

Matériels biologiques

Pour le Pleurote, la multiplication végétative sera réalisée au départ d'un chapeau d'un jeune champignon fraîchement cueilli à la champignonnière du CEAG(Figure 1). Toutefois, pour le *Pluteus* sp. "Vudo", le fragment du carpophore jeune a été prélevé sur un champignon qui a poussé sur son substrat naturel (bois) à la champignonnière du CEAG(Figure 2).

L'inoculation de ce fragment de carpophore sur un milieu de culture dans des boîtes de Pétri ou des tubes à essai a donné après colonisation des semences primaires.



Figure 1 : Pleurote en croissance



Figure 2 : Vudo en maturité

Préparation du milieu de culture

Le milieu de culture a été préparé en utilisant la formule suivante :

Ingrédients : 200g de pomme de terre en morceaux, 20g de poudre d'agar, 20g de dextrose, 1 litre d'eau distillée (Oei P., 2005b).

Le procédé de préparation est présenté ci-après :

Laver, peser et couper les pommes de terre en petits morceaux. Les faire bouillir pendant 20 minutes jusqu'elles ramollissent. Retirer les pommes de terre et ajouter de l'eau au bouillon pour obtenir exactement 1 litre.

Ajouter le dextrose et l'agar en veillant à l'exactitude des quantités, faute de quoi le mélange deviendrait trop mou ou trop dur. Mélanger de temps en temps et doucement jusqu'à ce que l'agar ait fondu. Remplir les tubes à essai ou les boîtes de pétri.

La technique comprend donc la préparation du milieu de culture, le remplissage des tubes ou de boîtes de Pétri et leur stérilisation. La stérilisation des milieux a été réalisée en maintenant la température à 121°C pendant 30 minutes dans un autoclave.

Après stérilisation, les tubes à essai et les boîtes de Pétri ont été placés dans l'armoire d'inoculation. Pour augmenter la surface de la gélose, les tubes et les bouteilles ont été placés inclinés dans l'armoire.

La culture des tissus

Pour la culture des tissus, un mycélium jeune et vigoureux s'obtient à partir d'une jeune fructification. On a besoin d'un scalpel, d'alcool, de milieu de culture inclinée sur agar, de boîtes de Pétri ou des flacons à agar, d'une flamme sans fumée et d'une armoire d'inoculation.

La procédure ci-après a été suivie pour la culture de tissu (Kiyuku P., 2007).

- Laver minutieusement le champignon ;
- Tremper le scalpel dans l'alcool, puis le porter au rouge sous la flamme ;
- Laisser refroidir pendant 10 secondes ;
- Fendre le champignon dans sa longueur ;
- Ne pas toucher la surface intérieure ;
- A l'aide d'un scalpel passé à la flamme, prélever un petit morceau de tissu (2x2mm) dans la blessure ;
- Ouvrir le tube ou la boîte de Pétri puis placer le scalpel avec le tissu au milieu de l'agar ;
- Fermer immédiatement ;
- Inoculer au moins trois cultures, plus si possible.

Incuber les tubes/boîtes de Pétri fraîchement inoculés pendant dix jours. Au bout de trois à quatre jours, le mycélium aura envahi le tissu et se ramifiera sur l'agar.

Le mycélium doit être blanc et pousser à partir du tissu prélevé. Si des mycéliums bleus, verts ou gris se forment ailleurs sur la surface, ils proviennent de champignons contaminants.

La production de semences secondaires ou blanc mère :

Pour la production de semences secondaires ou blanc mère : nous avons utilisé trois sortes de grains de céréales : blé, sorgho et éleusine. Les grains ont été ensuite trempés dans l'eau pendant 20 minutes. Puis elles ont été égouttées et cuites. Après cuisson, nous avons procédé à l'égouttage et au mélange à la craie pour améliorer la structure du substrat.

L'essai préliminaire avait montré une mauvaise croissance mycélienne pour le "*Pleurote 014 et le Vudo* » sur grain de maïs jaune. (Vuyambite G. et al. [2009]). C'est ainsi que nous avons remplacé le maïs jaune par la sciure. Ce substrat permettait une bonne croissance mycélienne pour les deux souches (Musavuli V. K. et al. 2010).

Les flacons remplis ont été ensuite stérilisés dans un autoclave. En sortant de l'autoclave, les flacons ont été secoués pour mêler les graines les plus humides et les plus sèches et empêcher ainsi celles du fond de se coller les unes aux autres.

Après refroidissement des bocal, nous avons alors inoculé avec des carrés de 5 x 5mm de milieux de culture arrivés en maturité dans des bocal de 250ml.

Pour inoculer, nous avons utilisé *l'armoire d'inoculation* munie d'une lampe U.V. Les bocal inoculés ont été ensuite incubés jusqu'à ce que le mycélium ait envahi tout le substrat.

L'incubation s'est faite à *l'abri de la lumière* dans une armoire.

Le choix du substrat pour le blanc définitif s'est fait en fonction de la souche cultivée et de la méthode de culture.

Dans ce travail, nous allons tester les deux sortes de substrats : "blanc sur grain de céréale et sur sciure", et blanc sur "sciure".

(1) La procédure d'inoculation grain avec du blanc sur grain de céréale (Kiyuku, P., 2007)

Le grain est traité de la même manière que celle décrite plus haut pour le blanc mère (semence secondaire). On inocule avec du blanc sur grain.

La procédure se présente comme suit :

- vérifier si le flacon (de semence secondaire) n'est pas contaminé. Les signes peuvent être : une croissance duveteuse, une coloration autre que blanche (verte, jaune) ;
- casser le blanc sur grain dans les bocaux ;
- L'inoculation se fait dans la « salle stérile ».

2. Inoculation de la "sciure" avec du blanc sur grain de céréale (Nieuwenhuijzen, B.V., 2007)

La sciure est un substrat exempt d'éclats de bois ou de gros morceaux. Mettre la sciure en tas et la mouiller. En maintenant le tas humide, la sciure se ramollit. Cela facilite l'absorption d'eau. Effectuer le test d'essorage pour déterminer si le substrat est suffisamment humide. Puis ajouter les additifs (20% de son de riz, 2% de craie) et bien mélanger. Remplir les bocaux ou les sachets avec du substrat.

Faire un tunnel dans le substrat à l'aide d'une baguette. Le mycélium poussera plus rapidement grâce à ce tunnel d'aération. Mettre un bouchon sur l'ouverture des bouteilles ou des sacs.

Stériliser les sachets ou bocaux pendant deux heures s'ils sont petits (500g) ou plus longtemps, s'ils sont plus gros. Les laisser refroidir puis inoculer avec du blanc mère sur grain de céréale.

Observations et mesures

Nous avons effectué les mesures et les observations dès le début jusqu'à la fin de l'envahissement du substrat par le mycélium.

Au cours de l'incubation, nous avons observé l'évolution du mycélium qui se manifeste par l'envahissement du substrat.

Pendant cette étape, nous nous sommes limités à trois paramètres à savoir : la température de la salle d'incubation, le degré de colonisation et la durée d'incubation.

La température dans la salle d'incubation a été prélevée dans la salle d'incubation jusqu'à l'envahissement complet du substrat par le mycélium.

Le degré de colonisation a été observé suivant les différents niveaux de la première à la dernière graduation sur le bocal.

En effet, pour faciliter la cotation, nous avons procédé par une graduation des bocaux (5 par bocal) qui nous a permis de saisir les divergences dans l'évolution de la croissance du mycélium.

La durée d'incubation

La durée d'incubation a été réalisée progressivement selon les substrats en tenant compte du temps d'envahissement du substrat dans les bocaux par le mycélium.

Pour chaque traitement, l'échelle ordinale de cotation à cinq niveaux a été utilisée (Sarantakos S., 1998).

1. Médiocre
2. Assez bien
3. Bon
4. Très bon
5. Excellent.

La croissance mycélienne a été estimée tous les deux jours avec une latte graduée en mm.

Analyse des données

Les données ont été arrangées sous forme de tableaux et de graphiques.

Pour l'analyse de la variance, nous avons utilisé le logiciel « SAS » [Dagnelie P. 2003]. Il s'agit d'une analyse de la variance à deux critères de classification (souche = a et substrat = b) modèle croisé.

En associant les lettres "a" et "b" à chacun de deux critères et en désignant les différents termes par SCEt, SCEa, SCEb, SCEab et SCEr nous pouvons écrire aussi de façon simplifiée :

$$\text{SCEt} = \text{SCEa} + \text{SCEb} + \text{SCEab} + \text{SCEr}$$

Aux différentes sommes des carrées des écarts, peuvent être associés des nombres de degré de liberté, qui sont liés par la relation suivante :

$$P_{qn-1} = (p - 1) + (p-1)(q-1) + pq(n-1)$$

Enfin, en divisant les différentes sommes des carrés des écarts par leurs nombres des degrés de libertés, on obtient les carrés moyens :

$$\text{CMt}, \text{CMa}, \text{CMb}, \text{CMab} \text{ et } \text{CMr}.$$

L'ensemble des résultats peut être présenté sous la forme d'un tableau de l'analyse de la variance (tableau 3).

Tableau 3: Tableau de l'analyse de la variance

Sources de variance	Degrés de liberté	Sommes de carrées des Ecarts	Carrés moyens
Facteur a	p – 1	SCEa	CMa
Facteur b	q – 1	SCEb	CMb
Interaction ab	(p-1) (q-1)	SCEab	CMab
Variation résiduelle	pq(n -1)	SCEr	CMr
Total	pqn – 1	SCEt	

L'analyse de la variance permettra de dire s'il y a des différences significatives ou non entre les traitements étudiés.

Les moyennes de traitements pour lesquels les différences se révéleront significatives seront comparées par le test de la plus petite différence significative (PPDS) (Dagnelie P. 2007).

RÉSULTATS

Les résultats obtenus sont présentés dans le tableau 4 ci-dessous :

Tableau 4 : Croissance mycélienne sur "sciure et grains de céréale"

Substance Souche	Sciure	Blé	Éleusine	Sorgho
S ₁	3,5	3,4	3,3	4,0
	3,7	3,6	3,2	3,8
	3,6	3,5	3,5	4,0
	3,4	3,7	3,4	3,9
S ₂	3,9	3,4	4,0	2,7
	3,7	3,7	3,6	2,5
	3,8	3,5	3,8	2,8
	4,0	3,8	3,7	2,4

Légende : S₁ = *Pleurote Ostreatus*, S₂ = *Pluteus sp* « *Vudo* »

L'analyse de la variance a conduit aux résultats suivants (tableau 5) :

Tableau 51 : Résumé de l'analyse de la variance

Sources de variations	dl	SC	CM	Fobs	P
Souche (A)	1	0,15125000	0,15125000	7,05*	0,0139
Substrat (B)	3	0,82750000	0,27583333	12,85***	<. 0001
Interaction (AB)	3	3,90625000	1,30208333	60,68***	<. 0001
Variation résiduelle	24	0,51500000	0,02145833		
Total	31	5,40000000	—	—	

L'analyse révèle que l'effet principal "souche" est significatif et que l'effet principal "substrat" est très hautement significatif.

De même, l'interaction est très hautement significative ; ceci indique que les effets de deux facteurs en cause ne sont pas additifs. Certains substrats favorisent plus la croissance mycélienne de la souche « *Pleurote* » que celle de la souche « *Vudo* ».

La comparaison des moyennes de différents substrats montre que trois substrats (sciure, blé et éleusine) diffèrent du quatrième (sorgho) ; comme on peut l'observer dans ce graphique (figure 3).

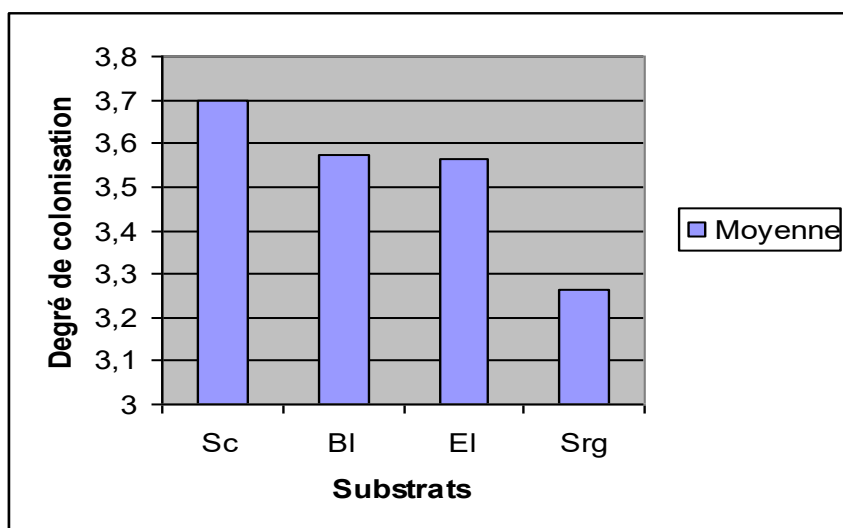


Figure 3 : Comparaison des moyennes de différents substrats
Légende : SC = Sciure, Bl = Blé, El = Eleusine, Srg = Sorgho

Degré de croissance mycélienne sur "sciure"

Les résultats obtenus sont consignés dans ce tableau 6 :

Tableau 6 : Croissance mycélienne sur "sciure"

Substrats Souche	SCi F ₁	SCiF ₂	SCi F ₃	SCi F ₄
S ₁	4,1	3,1	2,5	1,5
	4,2	3,2	2,3	2,1
	4,3	3,4	2,4	1,9
	4,2	3,0	2,1	1,8
S ₂	4,7	3,7	3,8	2,6
	4,4	4,1	3,7	2,9
	4,2	4,0	3,6	2,8
	4,0	3,8	3,8	2,7

La réalisation de l'analyse de la variance a donné les résultats suivants (tableau 7) :

Tableau 7: Résumé de l'analyse de la variance

Sources de variations	DI	SC	CM	Fobs	P
Souche (A)	1	5,04031250	5,04031250	146,00***	< .0001
Substrat (B)	3	16,65343750	5,55114583	161,00**	< .0001
Interaction (AB)	3	1,67343750	0,55781250	16,18***	< .0001
Variation résiduelle	24	0,82750000	0,03447917		
Totaux	31	24,19468750	—	—	

L'analyse révèle que les effets principaux « souche » et « substrat » sont très hautement significatifs. On constate aussi que l'interaction est très hautement significative. Ce qui montre que les effets de deux facteurs ne sont pas additifs. Certains substrats favorisent plus la croissance de la souche "Vudo" que celle de la souche "Pleurote".

La comparaison des moyennes de différentes formules de « sciure » montre que la croissance mycélienne diffère d'une souche à l'autre comme on peut le constater sur la figure 4.

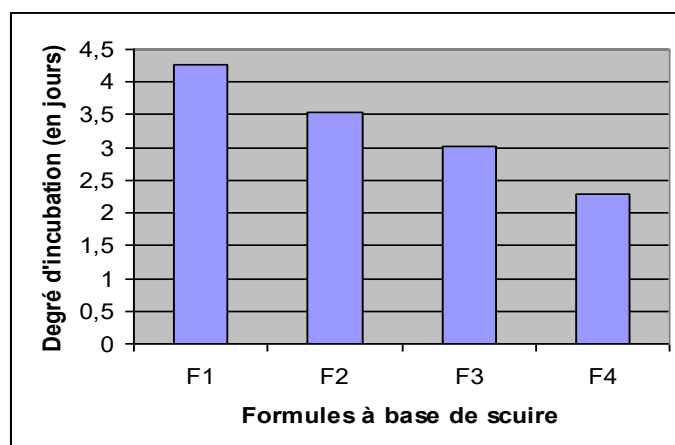


Figure 4 : Comparaison des moyennes de différentes formules de sciure.

La figure 5 ci-dessous donne les résultats en ce qui concerne la durée d'incubation sur grains et sciure pour le « Vudo »

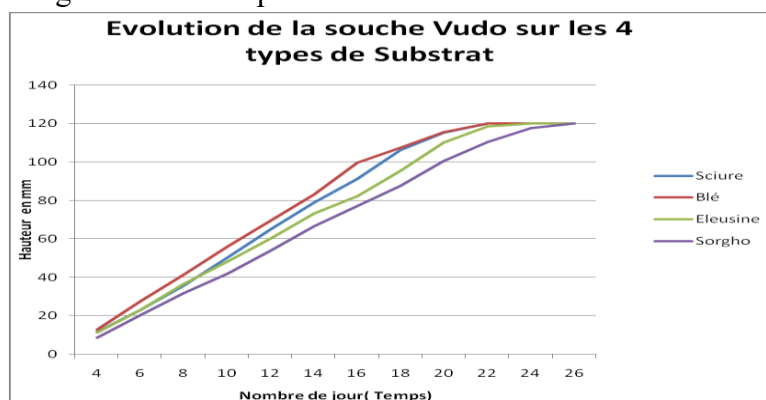


Figure 5 : Evolution de la souche « Vudo » sur les grains(blé, éleusine, sorgho) et sciure de bois.

La durée d'incubation de la souche « Vudo » est lente chez le sorgho, suivi de l' éleusine en atteignant la hauteur maximum de 120 mm après respectivement 26 et 24 jours. En 22 jours de l'incubation, la hauteur maximum de 120 cm est atteinte en utilisant la sciure et le blé comme substrat.

La durée d'incubation sur grains et sciure pour les pleurotes est présentée dans la figure 6 ci-dessous :

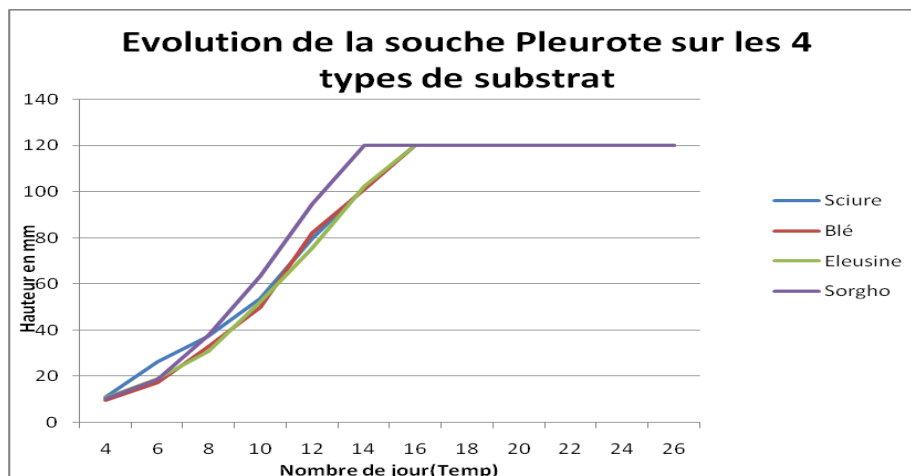


Figure 6 : Evolution de la souche Pleurote sur les grains(blé, éleusine, sorgho) et sciure de bois.

La durée d'incubation du pleurote sur sorgho est plus rapide car la hauteur maximum est atteinte après 14 jours tandis que pour les autres substrats, cette hauteur maximum de 120 mm est atteinte après 16 jours.

La durée d'incubation sur différentes formules à base de sciure pour la souche « Vudo » est présentée dans la figure 7 ci –dessous :

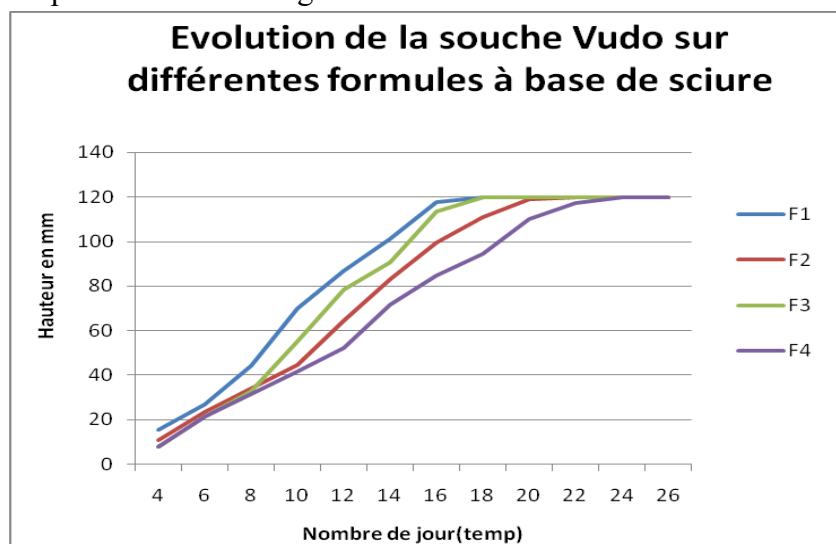


Figure 7 : Evolution de la souche Vudo sur les différentes formules à base de sciure.

La durée d'incubation de pleurote sur F1 et F3 est plus rapide car la hauteur maximum de 120 mm est atteinte après 18 jours et plus tardive avec F4 car la hauteur maximum est atteinte après 24 jours (Voir figure 7).

La durée d'incubation de la souche Pleurote sur différentes formules à base de sciure est illustrée dans la figure 8 ci-dessous :

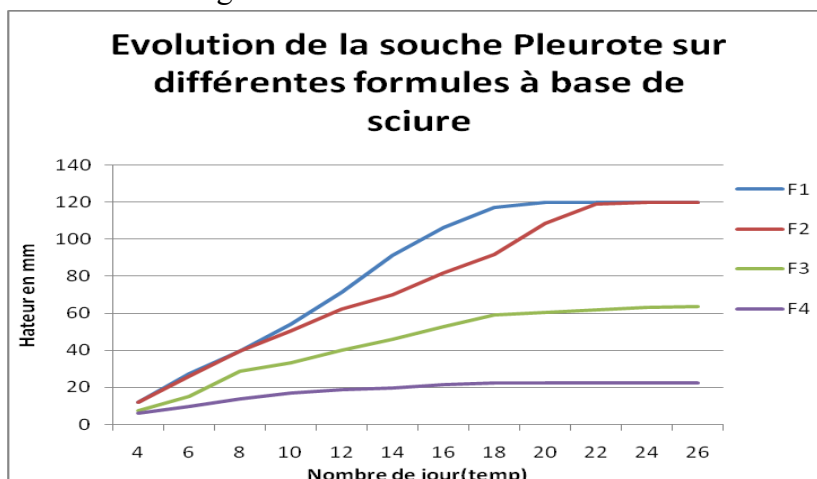


Figure 8 : Evolution de la souche Pleurote sur les différentes formules à base de sciure.

La durée d'incubation est plus rapide (vingtième jour) chez F1 suivi de F2 (Ving quatrième jour). Pour les autres formules F3 et F4, la durée d'incubation est très lente (Voir figure 8).

DISCUSSION

La température moyenne de la salle d'incubation était conforme à celle retenue pour la croissance mycélienne de la plupart des pleurotes (22°C à 27°C). (Oei P. 2005 ; et Stamets et al. 1983). Comme la souche "*Vudo*" pousse surtout en basse altitude (climat chaud) ; cette température conviendrait aussi pour le développement mycélien de cette souche.

Nous avons constaté que les deux souches colonisent de la même manière sur trois substrats (sciure, blé, et éleusine).

Toutefois, la différence n'était pas grande pour les quatre substrats (LSD = 0,1512). Ces substrats sont en effet couramment utilisés en myciculture pour la production des semences (Oei P. 2005 ; Kiyuku P. 2007 ; et Nieuvenhuijzen B.V 2007). Les deux souches diffèrent quant à leur capacité de coloniser les différents substrats. La souche "*pleurote*" aurait un meilleur comportement sur "*grains de céréale*". Ceci peut être due au fait qu'il s'agit ici d'une souche améliorée.

Les deux souches diffèrent aussi quant à leur capacité de coloniser sur différentes formules à base de "*sciure*". L'enrichissement de la formule de sciure a un effet négatif sur la croissance mycélienne de la souche "*pleurote*". Le blocage intervient avec les formules 3 et 4 (F3 et F4). Toutefois, la souche "*Vudo*" a eu un meilleur comportement sur les différentes formules de "*sciure*". En effet, ce substrat

est proche de celui sur lequel se développe le "*Vudo*" (champignon lignicole) dans la nature (Delmas J. 1989).

Alors que la souche "*Vudo*" colonise sur "*sciure et grains*" à partir du 22^{ème} jour, la souche pleurote envahit déjà les mêmes substrats dès le 13^{ème} jour. La souche pleurote est donc *précoce* par ce qu'elle est améliorée. En effet, la souche pleurote a été sélectionnée pour donner de bons rendements sur "*sciure et grains de céréale*" (Olivier J. et Al. 1991 ; Tshinyangu, E. 1994).

Par ailleurs, les additifs au substrat sciure ont eu un effet négatif sur la durée d'incubation de la souche pleurote alors que le "*Vudo*" avait été peu affecté. Le Vudo avait bien colonisé sur les différentes formules à base de sciure. Néanmoins la durée d'incubation était *courte* sur F1 et F2 et *longue* sur F3 et F4. Cela peut être attribué au fait que la souche "*Vudo*" est *lignicole* et encore sauvage.

À la lumière des résultats obtenus, nous pouvons suggérer que la production des semences de "*Vudo*" peut être réalisée sur les mêmes substrats que pour les pleurotes moyennant quelques spécificités.

CONCLUSION ET PERSPECTIVES

L'objectif de cette recherche était de vérifier si la production des semences « Vudo » pouvait suivre le schéma classique des » pleurotes. »

Nous avons donc testé les substrats couramment utilisés pour la production des semences, de pleurotes (grains de céréales et sciure).

A cours de l'expérimentation, nous avons retenu les paramètres suivants : le degré de colonisation et la durée d'incubation.

À la fin de l'expérimentation, nous avons obtenu les résultats suivants :

- 1) Les deux souches (P et V) colonisent de la même manière sur trois substrats (sciure, blé et éleusine). Toutefois, la différence n'est pas très grande avec le quatrième substrat (sorgho).
- 2) Les deux souches diffèrent quant à leur capacité de coloniser les différents substrats. La souche Pleurote a eu un meilleur comportement sur « sciure et grain »
- 3) Les deux souches diffèrent aussi quant à leur capacité de coloniser les différentes formules à base de sciure. L'enrichissement de la formule de sciure a eu un effet négatif sur la croissance mycélienne de la souche Pleurote. Néanmoins, la souche "*Vudo*" a eu un meilleur comportement sur les différentes formules de "sciure".
- 4) Alors que la souche « Vudo » colonise sur « sciure et grain » à partir du 22^{ème} jour, la souche « Pleurote » envahit déjà les même substrats dès le 13^{ème} jour. La souche Pleurote est donc *précoce* tandis que la souche Vudo est *tardive*.
- 5) Enfin, les additifs au substrat sciure ont eu un effet négatif sur la durée d'incubation de la souche Pleurote alors que la souche Vudo n'a pas été trop

affectée. Néanmoins, la durée d'incubation était courte sur F₁ et F₂ et longue sur F₃ et F₄

- 6) La durée d'incubation du pleurote sur sorgho est plus rapide car la hauteur maximale est atteinte après 14 jours. La durée d'incubation de la souche Vudo est plus lente chez le sorgho, suivi de l'Eleusine en atteignant la hauteur maximum de 120 mm après respectivement 26 et 24 jours.
- 7) La durée d'incubation de pleurote sur F₁ et F₃ est plus rapide car la hauteur maximum de 120 mm est atteinte après 18 jours. La durée d'incubation de Vudo sur F₁ est plus rapide suivi de F₂ car la hauteur maximum de 120 mm est atteinte après respectivement 18 et 24 jours.

À la lumière des résultats obtenus, nous avons constaté que l'on pouvait produire les semences de "*Vudo*" sur les mêmes substrats que pour les pleurotes.

La production de semences de "*Vudo*" est la première étape sur le chemin de la domestication de ce champignon comestible. Cependant, la réalisation du milieu de croissance ne permet pas souvent d'obtenir la formation de carpophores ou bien ceux-ci restent à l'état d'ébauche.

La culture, pour arriver à son terme (le carpophore), devra franchir toutes les étapes correspondant à la satisfaction des besoins du champignon à chaque stade de son développement.

Les connaissances acquises in situ permettront de réaliser peu à peu un substrat favorable, voire plus favorable que le substrat naturel, et surtout à apporter les conditions environnementales à un niveau optimum.

Aussi, l'étude de conditions d'utilisation des substrats et de la technique de la culture s'avère essentielle, notamment en termes de rentabilité.

Enfin, la recherche de nouveaux substrats ou la création de souches susceptibles de valoriser certains sous-produits de l'agriculture et de l'industrie constituent des objectifs importants dans les étapes ultimes de la culture de notre champignon "*Vudo*".

RÉFÉRENCES

1. Buyck B. (1994) Ubwoba, *les champignons comestibles de l'Ouest de Burundi*, Adm. Gen. Coop. Devel. Publ. Agri. (Bruxelles) 34 : 23.
2. Dagnelie P. (2003), *Principes d'expérimentation*, Presses agronomiques de Gembloux, Gembloux.
3. Dagnelie P. (2007), *Statistique théorique et appliquée*, Tome 1, Tome 2, Presses agronomiques de Gembloux, Gembloux.
4. Delmas J. (1989), *Les champignons et leur culture*, Maison Rustique, Paris.
5. Gras R. , Benoit M. ; Desfontaines J.P. ; Duru M. ; et Costy P.L. (1989). *Le Fait technique en Agronomie Activité agricole concepts et méthode d'Étude*. INRA, Paris.
6. <http://www.mycomontreal.qc.ca/portraits/portrait.htm>
7. Heim R. (1955), *Les lactaires d'Afrique intertropicale (Congo-Belge et Africa française)* Bull. Jard. Bot. Elat (Brux) : 1-91.
8. Kasienene K. et Sivirihauma V. ss la Dir (2007), *Étude comparative de la morphologie de deux champignons comestibles (Cas du Pleurote WC 814 et le Pluteus sp. « Vudo »)*, TFC, inédit, UCG/Butembo.
9. Kiyuku P. (2007), *Guide pratique de production des semences de champignons*, RMGL, Bujumbura.
10. Mahamba P. et Sivirihauma V. ss. la Dir. (2001), *Inventaire et systématique des champignons dans le groupement Manzya et ses environs*, TFE, inédit, ISP/Muhangi.
11. Musavuli K.N. et Sivirihauma V. ss. la Dir. (2008), *Inventaire des champignons comestibles et non comestibles en milieu de Kagheri*, TFE, inédit, ISP/Muhangi.
12. Nieuwenhuijzen B.V., 2007, *La culture des champignons à petite échelle*, Agromisa/CTA, Wageningen
13. Oei P. (2005a), *La culture des champignons à petite échelle*, Agromisa/CTA, Wageningen
14. Oei P. (2005b), *La culture des champignons*, CTA/GRET, Paris
15. Olivier J.M, Laborde J., Poitou N., Houdeau G. (1991), *La culture des champignons*, Armand Colin, Paris.
16. Rammeloo J. et Walley R. (1993), *The edible fungi of Africa South of the Sahara : a literature survey*, Scripta Botanica Belgica 5 :1-62.
17. Sadiki K. et Sivirihauma V. ss. la Dir. (2005), *Étude botanique de quelques espèces de champignons comestibles rencontrées à Butembo et ses environs*, TFE, inédit, ISP/Muhangi.
18. Stamets P. et Chilton J.S. (1983), *The Mushroom cultivator*, Agariko Press, Washington.
19. Tshinyangu J. (1994). *Production et valeur alimentaire des pleurotes en fonction du substrat*, Thèse, U.C.L.

20. Vasima K. et Sivirihauma V. ss. la Dir (2010), *Étude comparative de la croissance mycélienne de deux espèces de champignons comestibles sur un substrat (sciure de bois) : cas de Pleurotus var 014 et Pluteus sp "Vudo"*, TFC, inédit, UCG/Butembo.
21. Vuyambite M.G. et Sivirihauma V. ss. la Dir. (2009), *Influence du substrat sur la croissance mycélienne de la souche "Vudo" : Cas de grains de céréales (blé, éleusine, sorgho et maïs)*, TFC, inédit, UCG/Butembo.
22. Zhanxi L. et Zhenhua (1998), *Jun-CAO Technology*, Fuzhou,