
Soumis le : 19 Décembre 2012
 Forme révisée acceptée le : 13 Juin 2012
 Email de l'auteur correspondant :
 mouria.b@gmail.com

Isolement et identification de la mycoflore du compost des déchets urbains solides

MOURIA Btissam*, OUAZZANI-TOUHAMI Amina*, DOUIRA Allal*

*Laboratoire de Botanique et de Protection des Plantes, Faculté des Sciences, Université Ibn Tofaïl, B.P 133, Kénitra, Maroc

Résumé

L'étude de la mycoflore d'un compost produit par le Centre de Co-Traitement (CCT) des déchets urbains solides de Missour au Maroc a montré que la concentration des champignons varie entre $0,8 \cdot 10^5$ et $14,89 \cdot 10^5$ UFC/g MS selon le milieu de culture et la température d'incubation. Vingt trois espèces de champignons appartenant à 15 genres ont été isolées et identifiées. Parmi ces espèces, on trouve les thermophiles (*Aspergillus fumigatus*, *A. flavus*, *A. japonicus*, *Emericella nidulans*, *Humicola grisea*, *Scopulariopsis brumptii* et *Scytalidium lignicola*) et les antagonistes: *Trichoderma harzianum*, *Chaetomium globosum* et *Ulocladium atrum*. L'inventaire de la mycoflore de ce compost permettra d'obtenir une idée sur sa qualité et son degré de maturité.

Mots clés : Déchets urbains solides, compost, mycoflore.

Abstract

The study of mycoflora of an urban solid waste compost of Missour in Morocco has showed that the fungi concentration varies between $0.8 \cdot 10^5$ and $14.89 \cdot 10^5$ CFU / g DW according to the culture medium and the incubation's temperature. Twenty three species of fungi belonging to 15 genera were isolated and identified. They are thermophilic fungi such as *Aspergillus fumigatus*, *A. flavus*, *A. japonicus*, *Emericella nidulans*, *Humicola grisea*, *Scopulariopsis brumptii* and *Scytalidium lignicola* and several antagonists such as *Trichoderma harzianum*, *Ulocladium atrum* and *Chaetomium globosum*. The inventory of the mycoflora of this compost will get an idea about its quality and maturity

Key words : Municipal solid waste, compost, mycoflora.

1. Introduction

Le compostage est un traitement très efficace des déchets bruts qui détruit presque tous les agents pathogènes [38 ; 40].

A la fin du processus de compostage, les composts mûrs renferment une communauté importante et diversifiée de microorganismes mésophiles [17]. Ainsi, l'amendement d'un sol par le compost ne signifie pas uniquement un apport de matières humifères contenant des composés minéraux, mais aussi un apport de microorganismes vivants.

Parmi ces microorganismes, les champignons ont la particularité de dégrader plusieurs sources de carbone, surtout les polymères complexes lignocellulosiques [26], les composés polyaromatiques et le plastique et sont de plus en plus appliqués aux sols contaminés par une large

gamme de polluants [28]. Ils sont principalement responsables de la maturation du compost [26] et représentent un taux d'environ 2 : 1 par rapport à la totalité des procaryotes d'un compost [41].

L'inventaire de la mycoflore du compost est une étape préliminaire nécessaire avant toute approche de valorisation et d'utilisation du compost comme amendement du sol et source de nutriments pour les plantes. En effet, la connaissance de la diversité fongique dans le compost est essentielle pour déterminer son mode d'application optimal, son impact sur la fertilité du sol et pour la préparation du certificat de qualité et des mesures correctives [34 ; 37 ; 1].

Cependant, rares sont les études qui se sont intéressées à l'inventaire de la mycoflore du compost. Dans ce cadre, il importe de quantifier, puis de répertorier les champignons présents dans le compost avant son utilisation dans les essais agronomiques.

Les champignons viables présents dans le compost sont ceux qui sont capables de se reproduire et qui ont par conséquent un potentiel d'activité métabolique. Ils sont soit cultivables sur un milieu de culture soit non cultivables. S'ils sont cultivables, ils ont la capacité de former des colonies sur un milieu nutritif semi-solide. Dans ce travail, seuls les champignons viables et cultivables sont pris en considération.

Parmi ces champignons, certains ont la particularité de croître à des températures élevées, ils sont dits thermophiles ou thermotolérants. Une attention particulière sera accordée à ce groupe d'espèces, et en particulier à *Aspergillus fumigatus*, qui est l'exemple le plus éminent, dans la mesure où il est capable de croître dans une gamme de température allant de 12 à 57°C [30].

Une attention aussi particulière sera attribuée à la population de *Trichoderma*, champignon réputé pour son antagonisme élevé vis-à-vis des agents phytopathogènes et dont la présence dans les composts détermine, en général, leur aptitude suppressive des maladies des plantes.

L'objectif du présent travail est (i) de quantifier la mycoflore viable et cultivable d'un compost de déchets urbains solides en générale et quelques groupes spécifiques en particulier et (ii) d'inventorier et identifier cette mycoflore.

2. Matériel et méthodes

Avant d'aborder les aspects concernant les concentrations en microorganismes dans le compost, il est nécessaire de rappeler les techniques utilisées pour l'échantillonnage et l'identification.

2.1. Compost

Le compost utilisé est produit par un Centre de Co-Traitement (CTT) des déchets urbains solides de Missour au Maroc. Il est constitué essentiellement de déchets ménagers. Son pH (extrait à l'eau) est égal à 7,5, le rapport C/N est de 11,5-13,5 et la salinité est de 2,65-4,5 (mS/cm) [3].

2.2. Méthode d'échantillonnage

Pour chaque sac de compost ramené du Centre de Co-Traitement (CCT) de Missour, le prélèvement s'effectuait durant la première semaine juste au moment de l'ouverture du sac à 20 cm de profondeur. L'analyse a porté sur cinq sacs et a été répartie sur différentes périodes entre les années 2004 et 2006.

2.3. Milieux de culture

Les milieux de culture utilisés pour l'isolement des champignons du compost sont les milieux PDA (Potato Dextrose Agar: Potato Dextrose Agar-Oxoid, CM 139: 40 g; Agar-agar: 5 g; Eau distillée: 1000 ml); MEA (Malt Extract Agar: Extrait de Malt: 20 g; Agar-agar: 15 g; Eau distillée: 1000 ml); milieu S de Messiaen et Lafon [7] modifié pour les *Trichoderma* (Ca (NO₃)₂: 1 g; KNO₃: 0,250 g; MgSO₄.7H₂O: 0,250 g; KH₂PO₄: 0,125 g; CaCl₂.2H₂O: 1 g; Acide citrique: 0,050 g; Saccharose: 2 g; Agar-agar: 25 g; Eau distillée: 1000 ml. Le pH de cette solution est ajusté à 6 à l'aide de l'hydroxyde de potassium (KOH) et après autoclavage, on ajoute à 1 litre de milieu en surfusion 2,5 mg de Vinchlozoline). D'autres milieux ont été utilisés pour l'identification des champignons, il s'agit du Czapeck-Dox Agar (NaNO₃: 3 g; K₂HPO₄: 1 g; KCl: 0,5 g; MgSO₄: 0,5 g; FeSO₄.7H₂O: 0,01 g; Saccharose: 30 g; Agar-agar: 20 g; Eau distillée: 1000 ml. Le pH est ajusté à 4,5); Sabouraud Dextrose Agar (Peptone mycologique: 10 g; Dextrose: 20 g; Agar-agar: 17 g; Eau distillée: 1000 ml); Yeast Malt Glucose agar: Extrait de levure: 4 g; Extrait de malt: 10 g; Glucose: 4 g; Agar-agar: 5 g; Eau distillée: 1000 ml).

Pour tous les milieux de culture, la prolifération des bactéries est évitée en ajoutant un antibiotique, le chloramphénicol, à raison de 5 mg / 100 ml. Tous les milieux renferment du sucre ou des composés organiques, ils sont donc stérilisés par autoclavage à 105°C pendant 30 minutes.

2.4. Analyse de la mycoflore

Dénombrement des champignons : L'analyse de la mycoflore a été conduite selon la technique des suspensions – dilutions telle qu'elle est décrite par Rapilly [35]. pour l'énumération des microorganismes du sol. Dans un Erlenmeyer de 250 ml contenant 90 ml d'eau distillée stérile sont ajoutés aseptiquement 10 g de compost sec (après séchage à 30°C pendant une nuit). Ce mélange est agité mécaniquement à l'aide de barreaux magnétiques pendant 30 minutes afin de mettre en suspension les particules de compost ainsi que les spores et mycélium qui y sont attachés. La suspension obtenue correspond à la dilution 10⁻¹.

10 ml de la dilution 10⁻¹ sont prélevés aseptiquement et mis dans 90 ml d'eau distillée stérile donnant ainsi la dilution 10⁻² qui est agitée pendant deux minutes avant de prélever 10 ml que l'on ajoute à 90 ml d'eau distillée stérile et ainsi de suite jusqu'à la dilution 10⁻⁸. 1 ml est prélevé à partir de chaque dilution, en opérant de la dilution 10⁻⁸ à la dilution 10⁻¹, et ensemencé sur les différents milieux de culture, à l'aide d'un étaloir de verre stérile.

Pour les milieux PDA et MEA, trois lots de boîtes de Petri ont été préparés, le premier est incubé à 22°C, le

deuxième à 30°C et le troisième à 45°C afin de déterminer la marge de thermotolérance pour chaque espèce isolée. Les boîtes contenant le milieu S modifié sont incubées uniquement à 30°C, à raison de cinq boîtes de Petri par échantillon.

Toutes les boîtes de Petri sont incubées à l'obscurité pendant 3 jours pour le milieu S modifié et 7 jours pour les autres milieux, au bout desquels le comptage des colonies est réalisé, puis les boîtes sont placées sous lumière blanche continue afin de favoriser la pigmentation des colonies tout en notant l'apparition de nouvelles colonies.

Expression des résultats : La détermination de la charge fongique est faite par comptage des colonies et les résultats sont exprimés en UFC (nombre d'Unités Formant Colonies) / g de compost selon la formule mathématique ci-dessous. Seules les boîtes contenant entre 15 et 150 colonies au niveau de deux dilutions successives sont retenues pour le dénombrement [10].

$$N = \frac{\sum \text{colonies}}{V_{\text{ml}} \times (n_1 + 0,1n_2) \times d_1}$$

Où : N: Nombre d'UFC par gramme de compost; \sum colonies: Somme des colonies des boîtes interprétables; V: Volume de solution déposée (1ml); n_1 : Nombre de boîtes considéré à la première dilution retenue; n_2 : Nombre de boîtes considéré à la seconde dilution retenue; d_1 :Facteur de la première dilution retenue.

Le pourcentage de la population de *A. fumigatus*, sur le milieu PDA, par rapport à la charge fongique totale est calculé pour chaque lot selon la formule suivante :

$$\% \text{ AF} = \frac{\text{C. AF}}{\text{Ct}} \times 100$$

Où % AF:Pourcentage de *A. fumigatus*; C. AF: Nombre de colonies de *A. fumigatus* ; Ct: Nombre total de colonies.

Identification des champignons : L'identification des espèces est réalisée par observation des caractères macroscopiques sur les différents milieux de culture (croissance, couleur aspect ...de la colonie) et des caractères microscopiques sous microscope optique (mycélium, conidiophores, conidiogenèse, conidies,

structures de résistance, éventuellement forme sexuée...), après une série de repiquages successifs jusqu'à purification du champignon, en utilisant le bleu coton comme liquide de montage et en se référant à différentes clés de détermination : Thom et Church (1926) [41]; Gilman (1957) [16]; Barnett (1960) [4]; Ellis (1971) [11]; Ellis (1976) [12]; Domsch *et al.* (1980) [9]; Nelson *et al.* (1983b) [32]; Wang and Zabel (1992) [45]. La systématique adoptée est celle de Kirk *et al.* [22].

La fréquence d'isolement des espèces identifiées est calculée uniquement à partir des échantillonsensemencés sur milieu PDA et incubés à 30°C selon la même formule utilisée pour calculer la charge fongique totale (voir paragraphe 2.4.2).

Des photos macroscopiques montrant l'aspect morphologique des thalles et des photos microscopiques du mycélium, conidies et conidiogenèse ont été également prises.

2.5. Analyses statistiques

Pour chaque milieu, chaque dilution et chaque température d'incubation, cinq répétitions ont été réalisées. Trois répétitions ont servi au comptage des colonies et à l'isolement des champignons à croissance rapide et deux ont été consacrées uniquement à l'isolement des colonies à faible diamètre avant leur envahissement par les autres champignons. Quinze boîtes de Petri ont été doncensemencées par milieu et par échantillon de compost. Les boîtes sont arrangées en blocs aléatoires et les résultats sont analysés par comparaison des moyennes, selon le test de Newman & Keuls au seuil de 5%. Les analyses ont porté sur les moyennes attribuées à chaque échantillon pour un milieu de culture et une température donnée. Cinq échantillons ont été examinés.

3. Résultats

3.1. Aspects quantitatifs

Les concentrations des champignons totaux dans le compost du CCT de Missouri en fonction du milieu de culture et de la température d'incubation sont consignées dans la figure 1.

Do not include artwork, tables, elaborate equations or references to other

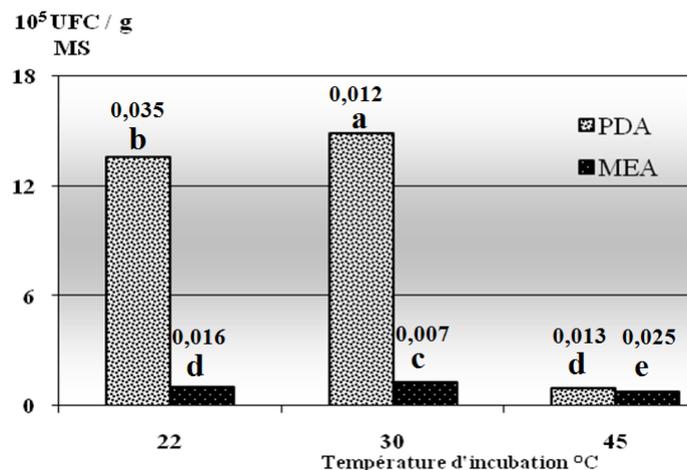


Fig. 1 : Concentrations des champignons totaux dans le compost en fonction de la température d'incubation et du milieu de culture. Deux résultats affectés de la même lettre ne diffèrent pas significativement au seuil de 5% selon le test de Newman & Keuls.

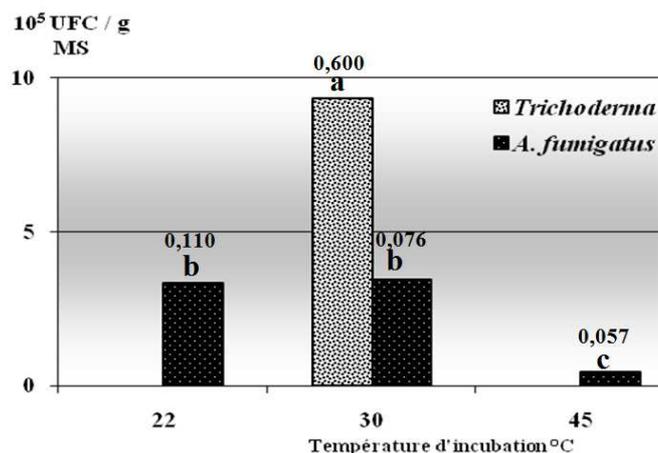


Fig. 2 : Concentrations, dans le compost, de *A. fumigatus* estimée sur milieu PDA et de *Trichoderma* sur le milieu S de Messiaen et Lafon (1965) modifié, en fonction de la température d'incubation. Deux résultats affectés de la même lettre ne diffèrent pas significativement au seuil de 5% selon le test de Newman & Keuls.

Sur le milieu PDA, la population fongique est plus abondante que sur le milieu MEA. En effet, elle est de l'ordre de $13,61 \cdot 10^5$ UFC / g de matière sèche (MS) et $14,89 \cdot 10^5$ UFC / g MS, respectivement pour les températures d'incubation 22°C et 30°C, contre $1,06 \cdot 10^5$ UFC / g MS et $1,28 \cdot 10^5$ UFC / g MS pour les mêmes températures. Alors qu'à 45°C, les concentrations en champignons thermophiles dans les deux milieux de culture sont proches et sont de l'ordre de $0,8 \cdot 10^5$ UFC / g MS et $0,99 \cdot 10^5$ UFC / g MS, respectivement pour le milieu MEA et PDA.

La concentration de *A. fumigatus* sur le milieu PDA varie selon la température d'incubation entre $0,45 \cdot 10^5$ UFC / g MS et $3,46 \cdot 10^5$ UFC / g MS, respectivement à 45°C et 30°C (fig. 2). Cependant, le pourcentage de ce champignon par rapport à la flore fongique totale est plus élevé dans les lots incubés à 45°C avec 45,45% contre 23,23% à 30°C.

La concentration de la population de *Trichoderma*, sur le milieu sélectif S de Messiaen et Lafon modifié incubé à 30°C, a varié selon les sacs entre $3,33 \cdot 10^5$ UFC / g MS et $13,33 \cdot 10^5$ UFC / g MS avec une moyenne de $9,33 \cdot 10^5$ UFC/g MS (fig. 2).

3.2. Aspects qualitatifs

Vingt trois espèces de champignons, appartenant à 15 genres, ont été isolées à partir du compost du CCT de Missouri (planche 1). La présence de ces différentes espèces dans les lots incubés à 22°C, 30°C ou 45°C est indiquée dans le tableau 1.

Tableau 1

Espèces fongiques isolées et leurs températures d'isolement.

Espèces	température (°C)	Fréquence d'isolement (10 ⁴ UFC/g MS)
<i>Aspergillus flavus</i>	22, 30, 45	6,67 c
<i>Aspergillus fumigatus</i>	22, 30, 45	34,61 a
<i>Aspergillus japonicus</i>	22, 30, 45	7,27 c
<i>Aspergillus ochraceus</i>	30	2,73 c
<i>Aureobasidium pullulans</i>	30	0,61 c
<i>Chaetomium globosum</i>	30	1,52 c
<i>Circinella simplex</i>	22, 30	0,91 c
<i>Cladosporium cladosporioides</i>	22, 30	0,61 c
<i>Cladosporium herbarum</i>	22, 30	0,91 c
<i>Emericella nidulans</i>	30, 45	9,45 c
<i>Fusarium avenaceum</i>	30	0,24 c
<i>Humicola grisea</i>	30, 45	7,27 c
<i>Penicillium funiculosum</i>	30	12,48 bc
<i>Penicillium janthinellum</i>	30	10,30 c
<i>Penicillium sp.</i>	30	19,70 b
<i>Scopulariopsis brevicaulis</i>	30	3,03 c
<i>Scopulariopsis brumptii</i>	30, 45	7,52 c
<i>Scytalidium lignicola</i>	30, 45	0,55 c
<i>Sepedonium sp.</i>	22, 30	0,30 c
<i>Stachybotrys atra</i>	22	--
<i>Trichoderma harzianum</i>	30	8,79 c
<i>Trichophyton equinum</i>	22	--
<i>Ulocladium atrum</i>	22, 30	3,64 c

Presque toutes les espèces isolées ont pu se développer dans les lots incubés à une température de 30°C, exception faite pour les deux champignons *Stachybotrys atra* et *Trichophyton equinum*.

Sept espèces, dont trois appartiennent au genre *Aspergillus*, ont pu se développer à une température de 45°C. Il est à signaler également que ces trois espèces d'*Aspergillus* ont montré une indifférence à la température d'incubation. En effet, elles ont pu proliférer dans les lots incubés aux différentes températures.

Alors que les autres champignons n'ont été capables de se développer que dans des lots incubés à une ou deux températures d'incubation au maximum.

4. Discussion et conclusion

Les champignons, bactéries, nématodes et virus qui causent des dommages sur les cultures sont très vulnérables au compostage. Même les organismes qui forment des sclérotés et qui sont très persistants dans le sol sont détruits, [40]. En effet, la plupart des germes pathogènes sont mésophiles, leur survie étant liée à une température minimale de 5 à 25°C, optimale de 18 à 45°C et maximale de 30 à 50°C [20].

Le processus de stérilisation a lieu par assainissement thermique des déchets putrescibles durant la phase thermophile. Lorsque la température atteint 50°C à 65°C et persiste pendant au moins 5 jours, accompagnée d'un retournement fréquent, une suppression totale des pathogènes a lieu [40].

Le compostage transforme aussi la matière organique en un substrat qui devient inutilisable pour la croissance et la survie de la plupart des pathogènes [8]. Il s'agit ou bien d'antagonismes des populations de saprophytes développées dans le compost, ou de la toxicité des substances générées par le métabolisme de cette microflore ou encore de conditions défavorables retrouvées à certains moments du compostage (pH, humidité, rapport C/N ou autres) [40].

L'inventaire de la mycoflore du compost du CCT de Missouri a porté uniquement sur des champignons viables et cultivables et la liste est loin d'être exhaustive. Plusieurs espèces n'ont pas été déterminées, d'autres nécessiteraient d'autres milieux de culture pour se développer. En effet, la plupart des études portant sur l'inventaire de la microflore des composts ont été réalisées en utilisant des techniques de culture.

Des techniques moléculaires de PCR sont actuellement utilisées pour identifier les bactéries et quelques espèces de champignons [6 ; 34] et suggèrent que beaucoup de microorganismes ne peuvent être isolés [19], cependant, ces techniques sont opposées à plusieurs obstacles [2 ; 34]. Il a été conclu que ces techniques sont seulement complémentaires des techniques conventionnelles, qui restent indispensables pour l'étude complète des

communautés fongiques et qui fournissent des cultures pures qui peuvent être utilisées pour des études physiologiques de chaque isolat [37 ; 1].

L'évaluation de la flore fongique totale du compost a montré qu'il contient approximativement $14,89.10^5$ UFC/g MS. Cette valeur a été calculée uniquement à partir des échantillons mis en culture sur milieu PDA à 30°C étant donné que presque toutes les espèces de champignons isolées peuvent germer et croître à cette température, bien qu'elle ne soit pas optimale pour les espèces thermophiles.

La richesse du compost en champignons permet d'améliorer la biodiversité des sols surexploités. En effet, l'amendement des sols avec du compost induit une augmentation des populations de microorganismes du sol par un facteur de 1000 [24]., ce qui montre clairement les bénéfices du compost par rapport à la tourbe qui, dans plusieurs études, s'est révélée beaucoup moins riche en microorganismes que les composts [23].

La population de la mycoflore totale observée concorde avec celles rapportées par Riachi [36] dans un compost d'ordures ménagères et un autre de déchets verts et qui fluctuent entre 10^5 à 10^6 UFC/g MS. Anastasi *et al.* [1]. ont également rapporté des valeurs de charge fongique totale fluctuant entre 5.10^4 et $8,2.10^5$ UFC/g MS dans un compost et entre $5,3.10^4$ et 4.10^5 UFC/g MS dans un vermicompost, selon les conditions de culture et/ou d'incubation.

En effet, la composition initiale des composts ainsi que la technique de compostage peut affecter la composition de la microflore, mais cette dernière est surtout déterminée par le degré de décomposition, donc de maturation, des composts. Un compost jeune en phase thermophile est essentiellement dominé par les bactéries, puis les actinomycètes et les champignons prennent la relève. La population élevée de mycoflore totale dans le compost étudié montre alors que ce compost présente un bon degré de maturité.

Arbi [23]. a trouvé que certains composts contiennent approximativement 10^6 UFC / g de compost frais de population fongique alors que cette population est à peu près 100 fois plus faible dans l'étude de Levanon et Pluda [25].

La concentration des champignons dans le compost varie entre $0,8.10^5$ et $14,89.10^5$ UFC/g MS selon le milieu de culture et la température d'incubation. Cette variation est due, d'une part, à la thermosensibilité des espèces mésophiles incapables de survivre à des températures élevées et dont l'existence dans le compost est due à une recolonisation et d'autre part, à l'exigence d'autres espèces, incapables de sécréter des enzymes qui dégradent les polymères, en sucres simples contenus dans le PDA.

L'analyse de la mycoflore du compost a révélé la présence de 23 espèces appartenant à 15 genres dont les plus dominants sont *Aspergillus*, *Penicillium* et *Trichoderma*. L'isolement d'un nombre assez important

d'espèces fongiques témoigne de la diversité des populations fongiques du compost du CCT de Missouri.

L'analyse de la mycoflore a montré également que les genres *Aspergillus* et *Penicillium* s'alternent dans les échantillons mais en terme de nombre de sacs et de concentrations, c'est le genre *Aspergillus* qui l'emporte. Il semble alors que ces deux genres sont incompatibles, cette remarque a été déjà soulevée par Khattabi [21].

Il y a trop peu d'études qui se sont intéressées à l'inventaire de la mycoflore du compost pour pouvoir tirer des renseignements sur la fréquence d'observation de chaque espèce dans les différents types de compost. Presque la totalité des travaux rapportent la concentration totale de la population fongique et celle d'*Aspergillus fumigatus* en particulier.

Dans une étude réalisée sur un compost d'ordures ménagères et un autre de déchets verts, 60 espèces de champignons et de levures appartenant à 26 genres ont été inventoriées [36], dont 9 ont été retrouvés dans le compost utilisé dans cette étude à savoir *Aspergillus*, *Aureobasidium*, *Chaetomium*, *Circinella*, *Emericella*, *Humicola*, *Penicillium*, *Scopulariopsis* et *Trichoderma*.

Anastasi *et al.* [1]. ont également isolé, entre autres, treize espèces de champignons inventoriés dans ce travail à savoir, *Aspergillus fumigatus*, *A. flavus*, *A. ochraceus*, *Aureobasidium pullulans*, *Chaetomium globosum*, *Cladosporium cladosporioides*, *C. harbarum*, *Emericella nidulans*, *Humicola grisea*, *Penicillium simplicissimum*, *Scopulariopsis brumptii*, *Scytalidium lignicola* et *Trichoderma harzianum*. D'autres études ont permis uniquement l'isolement d'espèces solitaires telles que *Fusarium sp.* *Scopulariopsis brevicaulis* [37] *Circinella sp.* et *Sepedonium sp.* [44] à partir de différents composts ou des matériaux à composter,

Parmi les champignons microscopiques, seules quelques espèces ont la capacité de survivre à des températures élevées. Elles sont dites thermophiles ou thermotolérantes [29]. Les résultats obtenus montrent que le compost est riche en champignons thermophiles, qui se sont développés à 45°C avec une concentration variant entre 0,8 et 0,99.10⁵ UFC / g. Ces champignons ont proliféré durant la phase thermophile du compostage et auraient survécu durant la phase de maturation.

Ceci est en accord avec les travaux de Wong et Fang [46] sur des boues de station d'épuration et de Riachi [36] sur les ordures ménagères. Par contre, Anastasi *et al.* [1] ont trouvé des concentrations légèrement plus élevées en espèces thermophiles dans un compost constitué principalement de débris végétaux.

Le compost du CCT de Missouri constitue donc une source potentielle de champignons thermophiles qui sont utilisés en industrie alimentaire et de bioconversion des matières organiques grâce à leur capacité de production d'enzymes thermostables, d'antibiotiques, de composés phénoliques et d'acides organiques [39].

Parmi ces champignons, l'activité de *A. fumigatus* a une importance particulière en raison de sa thermotolérance et de sa capacité à dégrader presque tous les composants de déchets organiques [5]. En effet, la destruction des conidies de *A. fumigatus* nécessite des températures supérieures à 65°C. La recolonisation par *A. fumigatus* est aussi fréquemment observée après la phase thermogénique bien que les concentrations n'atteignent pas les valeurs initiales. L'importance de cette recolonisation dépend de la maturité du compost qui dépend elle-même du contenu organique du matériel initial [5].

Les résultats obtenus montrent que la concentration de *A. fumigatus* varie entre 4,5.10⁴ et 3,46.10⁵ UFC/g MS selon la température d'incubation, ce qui constitue un pourcentage fluctuant entre 23,23% et 45,45% par rapport au total des populations fongiques. Ces concentrations s'écartent légèrement de celle trouvée par Millner *et al.* [27] qui est de l'ordre de 2,1. 10⁴ UFC/g MS de compost mûr. Alors que, dans le travail de Riachi [36], la proportion de *A. fumigatus* par rapport à la population fongique totale est de 17 à 25%.

Ces variations dans les concentrations de *A. fumigatus* dans le compost sont dues d'une part à la concentration de ce champignon dans les déchets d'origine et d'autre part au mécanisme de déroulement du compostage. En effet, Fischer *et al.* [14].a trouvé des concentrations de *A. fumigatus* plus élevées à la surface des andains peu retournés d'un compost, comparativement à celle des andains fréquemment retournés, dans une même usine de traitement des déchets. Cette différence est principalement attribuée à la température qui a atteint des valeurs plus élevées, et d'une manière plus homogène dans les andains fréquemment retournés que dans ceux peu retournés.

Lorsque la phase de maturation est conduite de manière optimale, une population de microorganismes antagonistes se développe [15], ce qui confère au compost la capacité de protéger les plantes contre les maladies telluriques [33]. En effet, plusieurs espèces antagonistes ont été isolées à partir du compost du CCT de Missouri, dont les plus importantes sont *Trichoderma harzianum*, *Chaetomium globosum* et *Ulocladium atrum*. La présence d'une population très élevée de *Trichoderma* dans le compost offre la possibilité de son utilisation comme moyen de lutte biologique contre les pathogènes telluriques des plantes.

La concentration des *Trichoderma* dans le compost a été estimée à 0,93.10⁶ UFC/g MS. Cette valeur s'accorde avec celles trouvées par Larbi [23] et qui fluctuent entre 10⁴ et 10⁶ UFC/g de compost frais. Certains auteurs ont pu mettre en évidence l'existence de plusieurs microorganismes antagonistes dans le compost. Toutefois, *T. harzianum* et *T. hamatum* sont les deux champignons antagonistes les plus fréquemment isolés [1 ; 31 ; 43].

De même, l'inventaire de la mycoflore permet de constituer une idée sur les matériaux de départ. La présence d'espèces de *Scopulariopsis*, par exemple dans ce compost indique une activité kératinolytique spécifique à certaines espèces [13], leur permettant d'envahir et de parasiter des tissus tels que l'épiderme, les poils et les ongles, ce qui est naturel dans un compost de déchets ménagers.

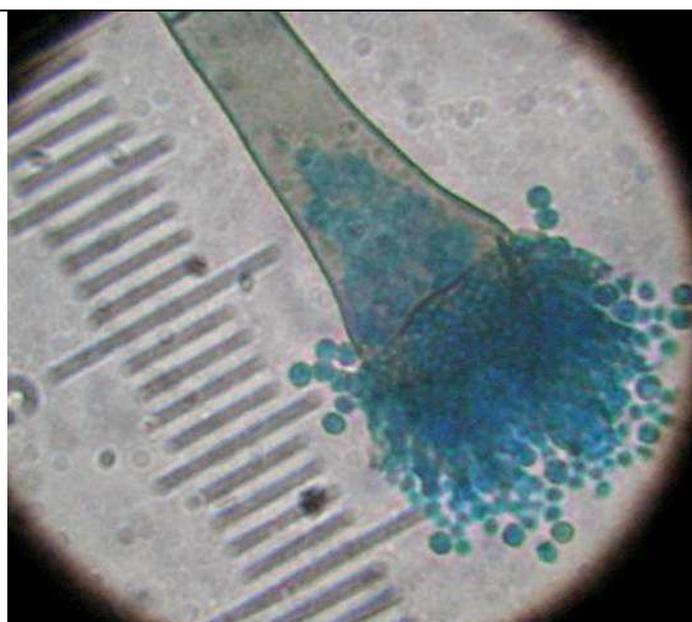
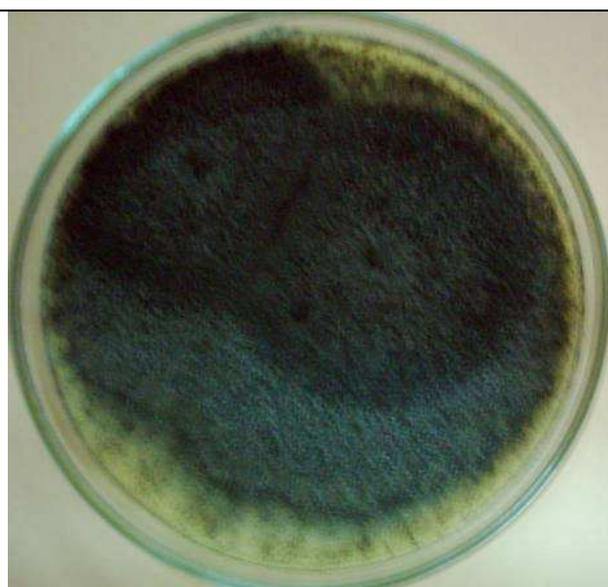
La composition de la microflore ainsi que l'activité de certains groupements spécifiques dans le compost sont fortement affectées par le degré de décomposition de la matière organique. Par conséquent, elle constitue un facteur clé de la qualité du compost [18]. En effet,

l'absence d'espèces potentiellement phytopathogènes dans le compost du CCT de Missouri et la présence d'une mycoflore totale et d'une population élevée d'antagonistes témoignent de la maturité de ce compost et le qualifie d'un bon amendement organique des cultures.

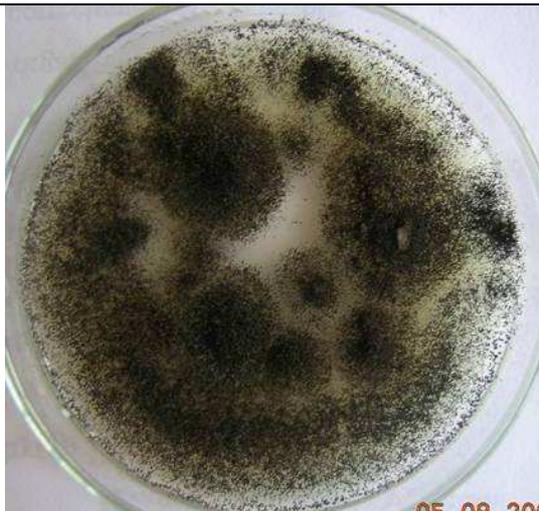
Cependant, la détermination de la maturité biologique des composts à partir de leur seule population microbienne semble difficile, car celle-ci est fortement influencée par la nature des déchets et les conditions ambiantes. Par contre, ce paramètre devrait permettre de mieux comprendre l'influence qu'elle exerce sur la population microbienne du sol ou du substrat.



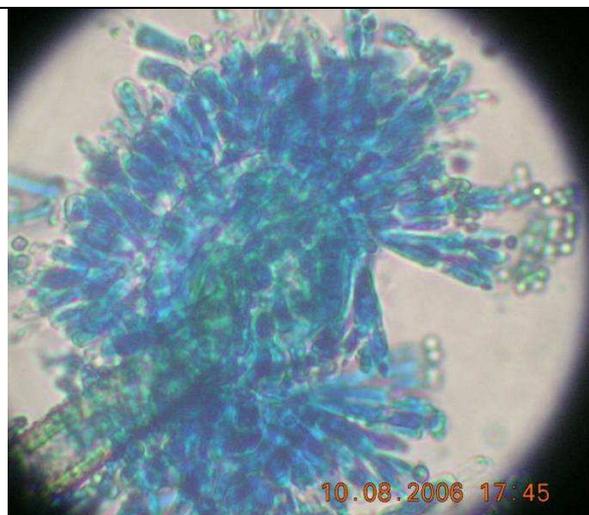
Aspergillus flavus Link (1809)



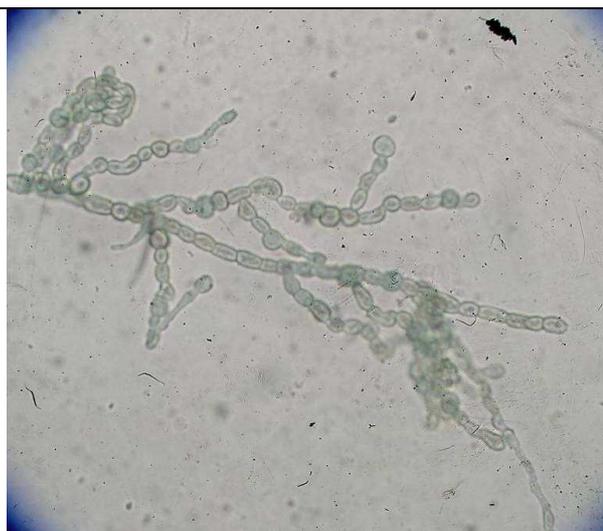
Aspergillus fumigatus Fresen. (1863)



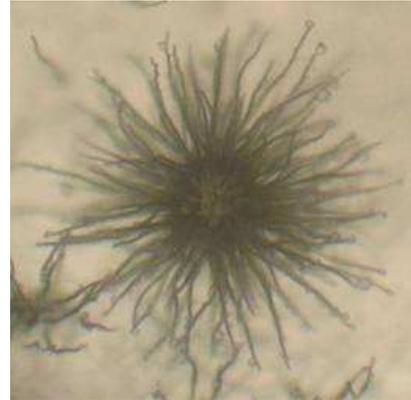
Aspergillus japonicus Saito (1906)



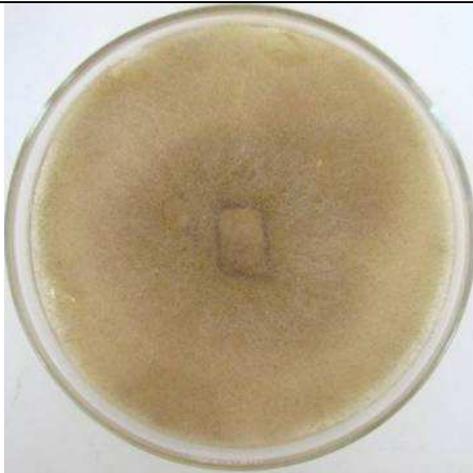
Aspergillus ochraceus G. Wilh (1877)



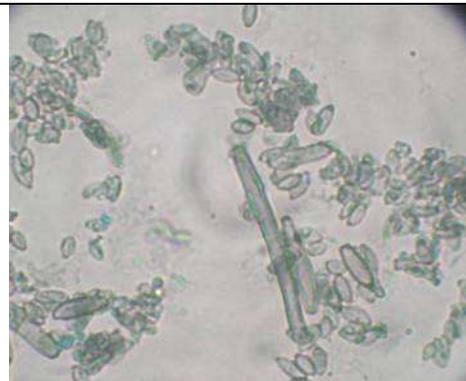
Aureobasidium pullulans (de Bary) G. Arnaud (1918)



Chaetomium globosum Kunze (1817)



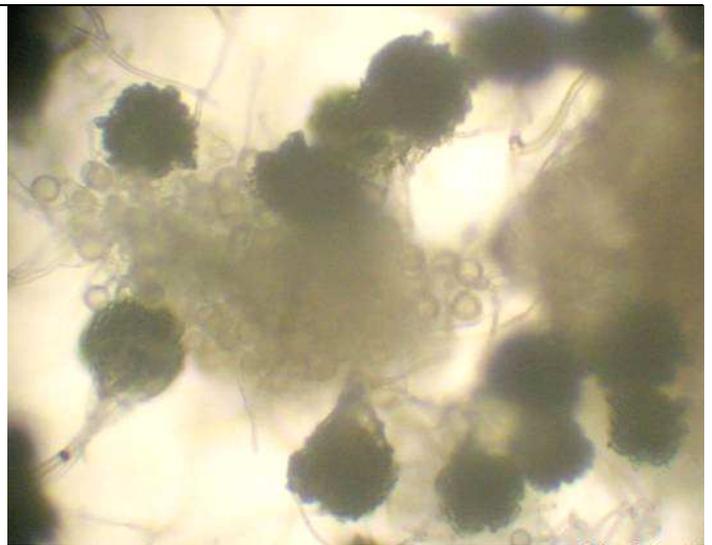
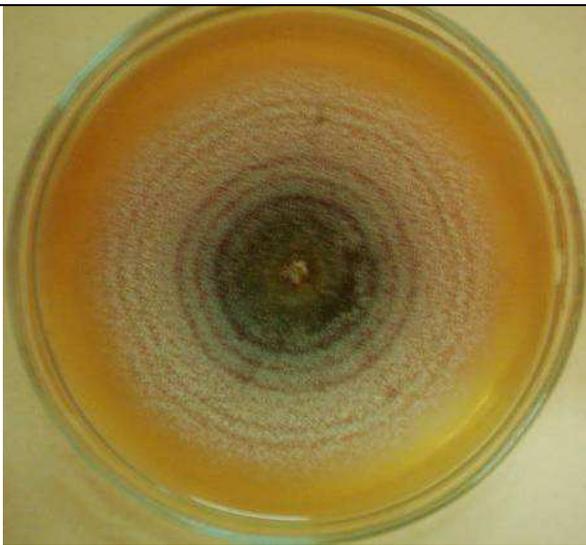
Circinella simplex Tiegh. (1875)



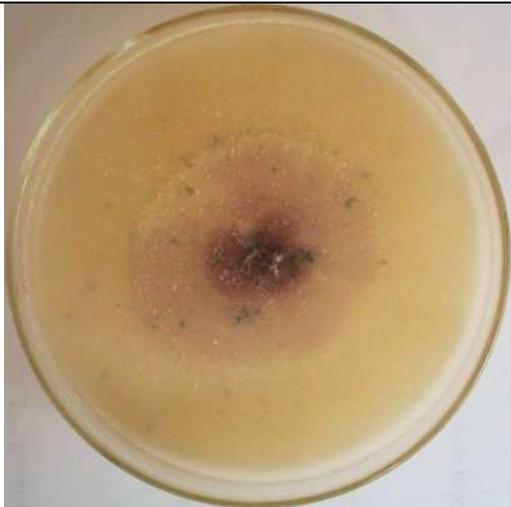
Cladosporium cladosporioides (Fresen.) G.A. de Vries (1952)



Cladosporium herbarum (Pers.) Link (1816)



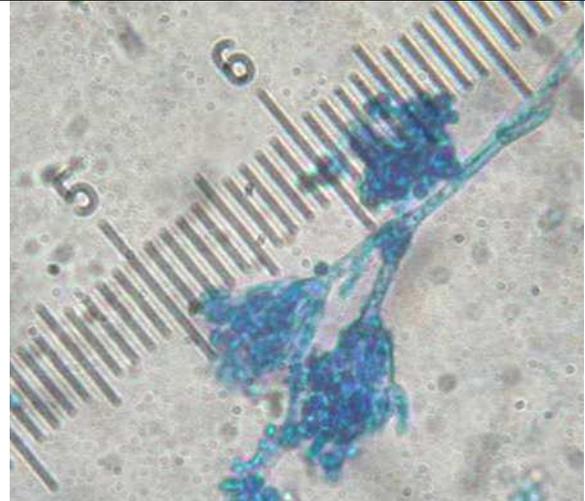
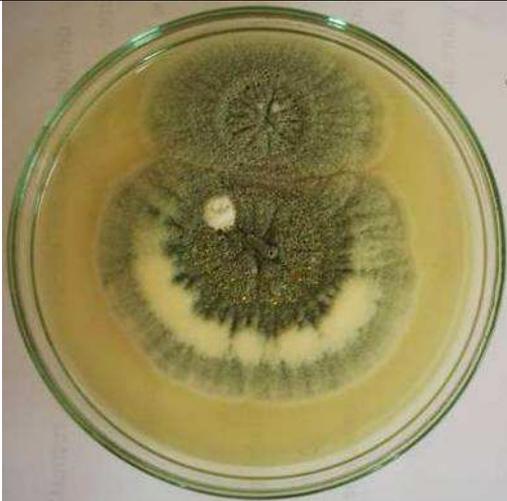
Emericella nidulans (Eidam) Vuill. (1927) teleomorphe d'*Aspergillus nidulans* (Eidam) G. Winter (1884).



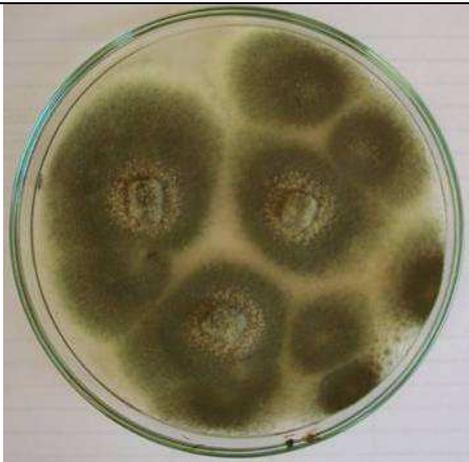
Fusarium avenaceum (Fr.) Sacc. (1886)



Humicola grisea Traeen (1914)



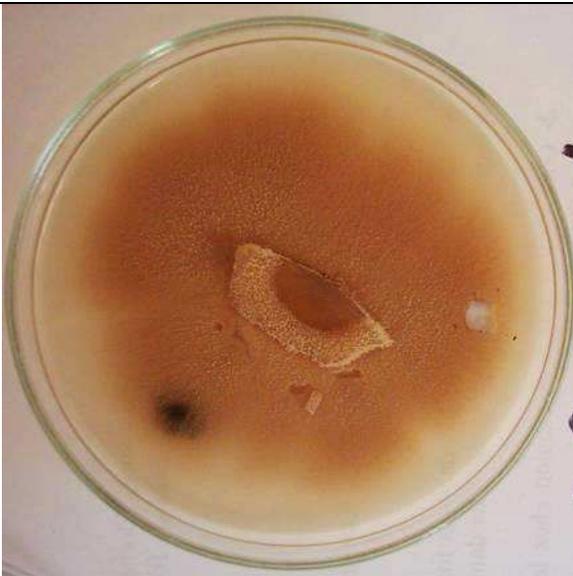
Penicillium funiculosum Thom (1910) : Section Biverticillata-symmetrica



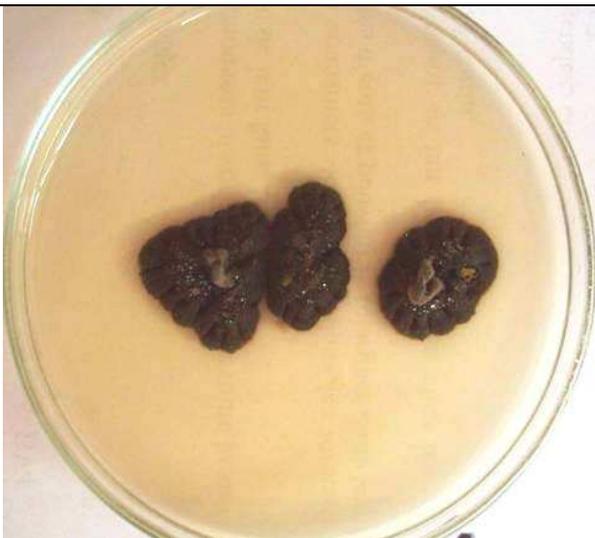
Penicillium janthinellum Biourge (1923) : Section Asymmetrica



Penicillium sp. Section polyverticillata-symmetrica



Scopulariopsis brevicaulis (Sacc.) Bainier (1907)



Scopulariopsis brumptii Salv.-Duval (1935)



Scytalidium lignicola Pesante (1957)



Sepedonium sp Link (1809)



Stachybotrys atra Corda (1837)



Trichoderma harzianum Rifai (1969)



Trichophyton equinum Gedoelst (1902)



Ulocladium atrum Preuss (1852)

Figure 3 : Vues macroscopiques et microscopiques des espèces de champignons isolées

Références

- [1] Anastasi A., Varese G. C. et Marchisio V. F. (2005). Isolation and identification of fungal communities in compost and vermicompost. *Mycol.*, 97 (1), 33–44.
- [2] Anderson I. C, Campbell C. D. et Prosser J. I. (2003). Potential bias of fungal 18Sr DNA and internal transcribed spacer polymerase chain reaction primers for estimating fungal biodiversity in soil. *Environ. Microbiol.*, 5, 36–46.
- [3] Anonyme 2004 : Convention relative à la mise en œuvre de la campagne expérimentale de valorisation agricole (CEVA) du compost urbain du Centre de Co-Traitement des déchets solides de Missouri. Rapport final. Partie I, 30 pp.
- [4] Barnett H. L. (1960). *Illustrated genera of imperfect fungi*. Burgess Publishing company. Second edition, 225 pp.
- [5] Beffa T., Staib F. et Fischer J. L. (1998). Mycological control and surveillance of biological waste and compost. *Med. Mycol.*, 36 (1), 137-145.
- [6] Beaulieu R., López-Mondéjar R., Tittarelli F., Ros M. et Pascual J.A. (2011). qRT-PCR quantification of the biological control agent *Trichoderma harzianum* in peat and compost-based growing media. *Biores. Technol.*, 102 (3), 2793–2798.

- [7] Davet P. (1979). Technique pour l'analyse des populations de *Trichoderma* et de *Gliocladium virens* dans le sol. *Ann. Phytopathol.*, 11 (4), 529-533.
- [8] Deloraine A., Hedreville L. et Arthus C. (2002). Etude bibliographique sur l'évaluation des risques liés aux Bio-Aérosols générés par le compostage des déchets. Contrat ADEME / CAREPS. Rapport N° 317, 216 pp.
- [9] Domsch K. H., Gams W. et Anderson T. H. (1980). *Compendium of soil fungi*. Academic Press. A subsidiary of harcourt brace Jovanovich, Publishers. London, New York, Toronto, Sydney, San Francisco, 341 pp.
- [10] Dutruc-Rosset G. (2003). Techniques analytiques et de contrôle (Codex œnologique). Partie microbiologique. Office International de la Vigne et du Vin. 23 pp.
- [11] Ellis M. B. (1971). *Demataceous hyphomycetes*. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, England, 608 pp.
- [12] Ellis M. B. (1976). *More Demataceous hyphomycetes*. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, England, 505 pp.
- [13] Filipello Marchisio V., Fusconi A. et Giannetta A. (1994). Keratinolysis and its morphological expression in hair and nail digestion by *Scopulariopsis brevicaulis* (Sacc.) Bainier. *Bot. Ital.*, (128) 395.
- [14] Fischer J. L., Schwalbe R., Ostrowski R. et Dott W. (1998). Airborne fungi and their secondary metabolites in working places in a compost facility. *Mycoses*, 41 (9-10), 383-388.
- [15] Fuchs J. G. (2002). Practical use of quality compost for plant health and vitality improvement. In: Klammer S. (ed.), *Microbiology of Composting*, Pages: 435-444. Berlin Heiselberg: Springer-Verlag, 644pp.
- [16] Gilman J. C. (1957). *A manual of soil fungi*. Press-Ames. Iowa USA. Second edition, 418 pp.
- [17] Gobat J. M., Aragno M. et Matthey W. (2003). *Le sol vivant bases de pédologie biologie des sols*. Deuxième édition, Presse polytechniques et universitaires romandes. 568 pp.
- [18] Hoitink H. A. J. et Boehm M. J. (1999). Biocontrol within the context of soil microbial communities: A substrate-dependent phenomenon. *Ann. Rev. Phytopathol.*, 37, 427-446.
- [19] Ivors K. L., Collopy P. D., Beyer D. M. et Kang S. (2000). Identification of bacteria in mushroom compost using ribosomal RNA sequence. *Compost Sci. Util.*, 8 (3), 247-253.
- [20] Jehanno F. (1995). Suivi de l'évolution des micro-organismes pathogènes pour l'homme dans un compost de mélange de broyat de déchets végétaux et de boues de station d'épuration. Mémoire de fin d'études, ENSP, 70 pp.
- [21] Khattabi N. (2004). Aptitude antagoniste de *Trichoderma* vis-à-vis de *Sclerotium rolfsii*, agent responsable de la pourriture racinaire de la betterave à sucre dans les Doukkala, et perspectives de son utilisation pratique en lutte biologique. Thèse de Doctorat d'Etat Es-Sciences. Université Cadi Ayyad, Faculté des Sciences Semailia, Marrakech. 106 pp.
- [22] Kirk M. P., Cannon P. F. et Davis J. C. (2008). *Ainsworth and Bisby's Dictionary of the Fungi*. 9th Edition. CABI Publishing. UK Center, Egham, UK and JA Stalpers, Centralbureau voor Schimmelcultures, Utrecht, the Netherlands, 624 pp.
- [23] Larbi M. (2006). Influence de la qualité des composts et de leurs extraits sur la protection des plantes contre les maladies fongiques. Thèse de Doctorat Es-Sciences, Faculté des Sciences de l'Université de Neuchâtel, Institut de Botanique, 140 pp. + annexes.
- [24] Lazarovits G. (2001). Management of soil-borne plant pathogens with organic soil amendment: a disease control strategy salvaged from the past. *Can. J. Plant Pathol.*, 23, 1-7.
- [25] Levanon, D. et Pluda D. (2002). Chemical, physical and biological criteria for maturity in composts for organic farming. *Compost Sci. Util.*, 10, 339-346.
- [26] Miller F. C. (1996). Composting of municipal solid waste and its components. 115-154 In: Palmisano A. C. and Barlaz M. A. (eds.), *Microbiology of Solid Waste*. CRS Press, 224 pp.
- [27] Millner P. D., Marsh P. B., Snowden R. B. et Parr J. F. (1977). Occurrence of *Aspergillus fumigatus* during composting of sewage sludge. *Appl. Environ. Microbiol.*, 34 (6), 765-772.
- [28] Minussi R. C., de Moraes S. G., Pastore G. M. et Duràn N. (2001). Biodecolorization screening of synthetic dyes by four white-rot fungi in a solid medium: possible role of siderophores. *Lett. Appl. Microbiol.*, 33, 21-25.
- [29] Mouchacca J. (1997). Thermophilic fungi: Biodiversity and taxonomic status. *Crypt. Mycol.*, 18, 19-69.
- [30] Mouchacca J. (2000). Thermotolerant fungi erroneously reported in applied research work as possessing thermophilic attributes. *World J. Microbiol. Biotechnol.*, 16, 869-880.
- [31] Nelson E. B., Kuter F. A. et Hoitink H. A. J. (1983a). Effects of fungal antagonists and compost age on suppression of *Rhizoctonia damping off* in container media amended with composted hardwood bark. *Phytopathol.*, 73, 1457-1462.
- [32] Nelson P. E., Toussoun T. A. et Marasas W. F. O. (1983b). *Fusarium species, an illustrated manual for identification*. The Pennsylvania State University Press. University Park and London, 193 pp.
- [33] Pérez-Piqueres A., Edel-Hermann V., Alabouvette C. et Steinberg C. (2006). Response of soil microbial communities to compost amendments. *Soil Biol. Biochem.*, 38, 460-470.
- [34] Peters S., Koschinsky S., Schwieger F. et Tebbe C. (2000). Succession of microbial communities during hot composting as detected by PCR-Single-Strand-Conformation-Polymorphism-Based genetic profiles of Small-Subunit rRNA genes. *Appl. Environ. Microbiol.*, 66, 930-936.
- [35] Rapilly F. (1968). Les techniques de mycologie en pathologie végétale. *Annales des Epiphytes*. INRA. Vol. 19, 102 pp.
- [36] Riachi K. (1998). *Compostage d'ordures ménagères et de déchets verts. Flore fongique et risques sanitaires potentiels*. Thèse de doctorat. Grenoble, 200 pp.
- [37] Ryckeboer J., Mergaert J., Vaes K., Klammer S., De Clercq D., Coosemans J., Insam H. et Swings J. (2003). A survey of bacteria and fungi occurring during composting and self-heating processes. *Ann. Microbiol.*, 53 (4), 349-410.
- [38] Sæbø A. et Ferrini F. (2006). The use of compost in urban green areas – A review for practical application. *Urb. Forest. Urb. Green.*, 4, 159-169.
- [39] Satyanarayana T., Johri B. N. et Klein J. (1992). Biotechnological potential of thermophilic fungi In: Arora D. K. et al. (eds.) *Handb. Appl. Mycol.*, 4: 729-761., Marcel Dekker, New York.
- [40] Soudi B. (2005). Le compostage des déchets de cultures sous serre et du fumier. Transfert de Technologies en Agriculture. Bulletin mensuel d'information et de liaison du PNTTA, IAV Hassan II. N° 129 / Juin, 6 pp.
- [41] Sparling G. P., Fermor T. R. et Wood D. A. (1982). Measurement of the microbial biomass in composted wheat straw, and the possible contribution of the biomass to the nutrition of *Agaricus bisporus*. *Soil Biol. Biochem.*, 14, 609-611.
- [42] Thom C. et Church M. B. (1926). *The Aspergilli*. London, Baillière, Tindall & Cox, 271 pp.
- [43] Trillas-Gay M. I., Hoitink H. A. J. et Madden L. V. (1986). Nature of suppression of *Fusarium wilt* of radish in a container medium amended with composted hardwood bark. *Plant dis.*, 70, 1023-1027.
- [44] Von Klopotek A. (1962). Über das Vorkommen und Verhalten von Schimmelpilzen bei der Kompostierung städtischer Abfallstoffe. *Antonie van Leeuwenhoek*, 28, 141-160.
- [45] Wang C. J. K. et Zabel R. A. (1992). *Identification manual for fungi from utility poles in the eastern United States*. Ed. State University of New York Press. 356 pp.
- [46] Wong J. W. C. et Fang M. (2000). Effects of lime addition on sewage sludge composting process. *Water Res.*, 34 (15), 3691-3698.