

**Zeitschrift:** Mycologia Helvetica

**Band:** 8 (1996)

**Heft:** 1

**Artikel:** Étude de l'altération par les champignons de l'état physico-chimique des composés lignocellulosiques dans un processus naturel de compostage = Study of the alteration by fungi of the physico-chemical state of lignocellulosic composites in the natural p...

**Autor:** Nusbaumer, Charly / Job, Daniel / Aragno, Michel

**DOI:** <https://doi.org/10.5169/seals-1036429>

### **Nutzungsbedingungen**

Die ETH-Bibliothek ist die Anbieterin der digitalisierten Zeitschriften. Sie besitzt keine Urheberrechte an den Zeitschriften und ist nicht verantwortlich für deren Inhalte. Die Rechte liegen in der Regel bei den Herausgebern beziehungsweise den externen Rechteinhabern. [Siehe Rechtliche Hinweise.](#)

### **Conditions d'utilisation**

L'ETH Library est le fournisseur des revues numérisées. Elle ne détient aucun droit d'auteur sur les revues et n'est pas responsable de leur contenu. En règle générale, les droits sont détenus par les éditeurs ou les détenteurs de droits externes. [Voir Informations légales.](#)

### **Terms of use**

The ETH Library is the provider of the digitised journals. It does not own any copyrights to the journals and is not responsible for their content. The rights usually lie with the publishers or the external rights holders. [See Legal notice.](#)

**Download PDF:** 07.10.2024

**ETH-Bibliothek Zürich, E-Periodica, <https://www.e-periodica.ch>**

# **Etude de l'altération par les champignons de l'état physico-chimique des composés lignocellulosiques dans un processus naturel de compostage.**

Study of the alteration by fungi of the physico-chemical state of lignocellulosic composites in the natural process of composting.

**par Charly Nusbaumer, Daniel Job & Michel Aragno**

Laboratoire de Microbiologie, Université de Neuchâtel,  
Emile Argand 11, 2007 Neuchâtel, Suisse

Résumé – Nous avons établi la succession fongique et l'évolution de la dégradation des composés lignocellulosiques ainsi que les variations physico-chimiques d'un compost, mélange de déchets maraîchers et de résidus d'émondage. Nous avons aussi étudié les capacités dégradatrices des principales souches ligninolytiques isolées et les facteurs inhibiteurs du développement des Aphylophorales.

Le compost frais est tout d'abord colonisé par une microflore saprophyte qui utilise les sucres simples. Dans un deuxième temps, des populations d'Ascomycètes et de Basidiomycètes colonisent le compost en utilisant tout d'abord les sucres libres restant, puis attaquent la cellulose, aidées par les souches tanniques positives. Leur action est accompagnée du développement d'une population de saprophytes des sucres et se poursuit jusqu'à ce que la cellulose des parois internes restante soit difficile d'accès en raison de son imprégnation par la lignine. La suite de l'humification de la lignine se déroule alors dans le sol.

Summary – We established the fungal succession and the evolution in the degradation of the lignocellulosic composites, as well as the physical variations of a compost, a mixture of market waste and pruning residues. We also studied the degradation capacities of the main ligninolytical isolated strains, and the factors inhibiting the development of the Aphylophorales.

Fresh compost is colonised by saphrophytic microflora that use simple sugars. With time, populations of Ascomycetes and Basidiomycetes appear, first using the remaining free sugars, then attacking the cellulose, helped by positive tannic strains. Their action is accompanied by the development of a population of sugar saprophytes and continues until the cellulose of the re-

maintaining internal cell walls becomes difficult of access because of its impregnation by lignin. The continuation of the lignin humification takes place in the ground.

### Introduction

La grande majorité des  $27 \times 10^{10}$  tonnes de carbone organique stocké dans les écosystèmes terrestres, l'est sous forme de matériel lignocellulosique. En effet, les tissus végétaux ligneux, qui représentent plus du 93% de la biomasse végétale totale de la planète (Whittaker, 1975), sont formés principalement par la cellulose (40 à 50%), la lignine (22 à 30%) et les hémicelluloses (20 à 26%). D'ailleurs le 80% des déchets organiques d'origine biologique proviennent des tissus végétaux, les principaux sont la paille et le bois (Grabbe, 1990).

Etant donné que seule une petite partie de ces déchets est utilisée industriellement, comme par exemple dans la production de champignons comestibles, il est important de disposer d'autres processus convenables pour leur traitement.

Le compostage, comme moyen de recycler ces déchets, est de plus en plus utilisé dans le monde entier. Le concept de la récupération de la matière organique à l'usage de l'agriculture est devenu plus populaire que l'enfouissement et l'incinération. Car le compostage permet une destruction de la fraction la plus polluante de la matière organique biodégradable. Il répond également au problème de la restauration de la matière organique dans les sols, qu'une pratique intensive de l'agriculture a appauvri dans plusieurs régions d'Europe depuis plus de deux siècles (Bertoldi et al., 1985).

Un compostage naturel, par exemple la transformation de la litière en forêt, a lieu régulièrement dans la nature. Ce processus de dégradation des composés ligneux en forêt a fait l'objet de nombreux travaux (Berg et al., 1984; Donnelly et al., 1990; Johansson et al., 1986; Rayner et Boddy, 1988). Ces auteurs ont démontré que la dégradation naturelle des composés lignocellulosiques est discontinue en fonction des saisons et qu'elle est lente, deux à trois ans pour les composés non ligneux, à très lente, plus de dix ans pour la dégradation complète du bois.

Le compostage des déchets issus des activités humaines a été aussi l'objet de nombreux travaux; soit par exemple par l'étude du compostage des boues d'épuration (Bertoldi et al., 1982; Jiménez et Garcia, 1992) du fumier (Godden et Penninckx, 1984; N'Dayegamiye et Isfan, 1991), des déchets urbains, de l'agriculture et de l'industrie (Bertoldi et al., 1985; Steinfeld et al., 1985; Faure et Deschamps, 1990) ou plus précisément par l'étude des processus liés à la dégradation des substrats comme le bois et la paille (Masaaki et al., 1990; Weichert et Schröter, 1991; Chang, 1967; Falcon et al., 1987).

Parmi tous ces travaux, la majorité de ceux qui étudient les variations chimiques des composés lignocellulosiques ne s'occupent pas de la microflore active et ceux qui étudient la microflore se restreignent malheureusement, soit à établir seulement la biomasse, soit uniquement à dénombrer les unités formant des colonies par la méthode des dilutions.

Une étude de Eastwood (1952) décrit la mycoflore active par l'observation microscopique et la met en relation avec la dégradation de la cellulose; les travaux de Falcon et al. (1987) et, dans une moindre mesure, ceux de Perestelo et al. (1989) portent sur l'activité des bactéries dans la dégradation de la lignine. Mais, ces dernières années, aucune étude n'a été menée pour tenter d'établir le rôle de la microflore dans un processus de compostage. En particulier aucune attention n'a été prêtée au rôle de la mycoflore active dans la dégradation des composés lignocellulosiques, et, plus spécifiquement, de la lignine.

Pour tenter d'apporter de nouveaux renseignements sur cet important aspect, nous avons étudié durant un an un compost, mélange de déchets maraîchers et de résidus d'émondage. En plus de l'évolution de la dégradation des composés lignocellulosiques et des variations physiques du système, nous avons analysé les relations entre les souches actives et l'évolution chimique du compost ainsi que la physiologie des souches ligninolytiques isolées.

## Matériel et méthodes

### 1. Composition et description du compost

Le tas est un mélange de déchets maraîchers provenant de Galmiz (FR – Suisse), de résidus d'élagage de haies et de bois frais de frêne grossièrement broyé ( $2 \times 3 \times 5$  cm environ). Les résidus d'élagage sont de très grande taille, de 20 à 25 cm de long pour un diamètre de 1 à 3 cm. Ce matériel a servi à remplir un silo en grillage à mailles de  $5 \times 5$  cm de 1 m de diamètre pour 1 m de haut. Le silo est complètement bâché avec un plastique opaque blanc, afin de limiter les pertes hydriques.

Les variations de température du système ont été suivies par trois mesures à 10 cm et 45 cm de profondeur, tous les 15 jours, à l'exception de la période hivernale (21° au 74° jour) durant laquelle le compost était gelé.

### 2. Souches fongiques

Les souches témoins *Gloeophyllum trabeum* et *Polyporus badius* ainsi que les souches mentionnées dans le tableau 5 sont déposées dans la mycothèque du Laboratoire de Microbiologie de l'Université de Neuchâtel.

### 3. Intervalles de temps

Nous avons défini 5 périodes différentes appelées:

- T0: du début de l'expérience jusqu'au 21<sup>e</sup> jour,
- T1: du 22<sup>e</sup> jour au 154<sup>e</sup> jour,
- T2: du 155<sup>e</sup> jour au 224<sup>e</sup> jour (milieu de la période d'étude),
- T3: du 225<sup>e</sup> jour au 294<sup>e</sup> jour (aux trois quarts de la période d'étude),
- T4: le 295<sup>e</sup> jour (fin de la période d'étude).

### 4. Analyses chimiques des composés lignocellulosiques

Les analyses chimiques ont été effectuées sur cinq échantillons prélevés le 1<sup>er</sup> jour de chacune des périodes définies au point 3.

Après mélange de l'ensemble du tas, environ 5 kg de matériel est prélevé pour chaque échantillon.

Le matériel à analyser est séché (72 h à 65 °C), broyé (broyeur à rotor Fritsch) et tamisé à 30 mesh. Un aliquot sec d'environ 2 g, pesé précisément, est extrait avec un mélange éthanol-benzène, selon Anonymous (1975) (Fraction 1). Le résidu sec est mis sous agitation avec 200 ml d'une solution tampon phosphate 50 mM à pH 7 pendant 18 heures, pour en extraire la fraction 2 (hydrosoluble). Les équivalents glucose, qui représentent les sucres simples libres, sont déterminés dans la fraction 2, selon Dubois et al. (1956). Du deuxième résidu sec sont tirées deux séries de trois aliquots d'environ 200 mg, pesés précisément.

La première série sert à la détermination de l'holocellulose, selon Seifert (1983) puis à celle de la cellulose et de l'hémicellulose, selon Fengel (1980).

La deuxième série sert à la détermination de la lignine klason, selon Effland (1977) et de la lignine soluble selon Cowling (1960).

Le rapport C/N a été établi selon Allen (1974).

Le pH est mesuré selon Aubert (1978).

### 5. Analyse de la fréquence fongique

20 échantillons (10 en surface et 10 en profondeur) sont récoltés et mis en culture à 27 °C et 86% d'humidité, pour déterminer la fréquence d'apparition des Zygomycètes et des Deutéromycètes, selon la méthode d'isolement direct des hyphes (Warcup, 1965). La fréquence d'une souche est le nombre de fois qu'elle apparaît en culture sur dix échantillons. L'échantillonnage est effectué tous les 20 jours. Nous n'avons cependant pas procédé à des prélèvements au début du temps T2 (40<sup>e</sup> et 60<sup>e</sup> jour). En effet, durant toute cette période hivernale, le compost était gelé sur plus de 10 cm de profondeur.

En ce qui concerne les Ascomycètes et les Basidiomycètes, la fréquence est estimée en fonction du nombre de carpophores produits sur toute la surface du compost.

Deux recherches systématiques des Aphyllophorales ont été menées, au 55<sup>e</sup> jour et au 155<sup>e</sup> jour: 20 morceaux de bois, récoltés dans tout le volume du compost, ont été lavés à l'eau bidistillée, puis à l'alcool 70% pour les débarrasser des hyphes et des spores contaminantes. Un fragment de l'intérieur du morceau, prélevé stérilement, est mis en culture sur gélose au malt 2% et rose de Bengale 2% à 27 °C et 86% d'humidité.

## **6. Tests pour l'analyse des capacités dégradatives des souches isolées**

Pour étudier le potentiel enzymatique des souches analysées, nous avons utilisé des milieux gélosés.

Pour l'amylolyse, l'hémicellulolyse et la pectinolyse, nous avons suivi Pochon et Tardieux (1962), pour la cellulolyse, Yeoh (1985) et pour mettre en évidence la présence de phénoloxydase nous avons utilisé un milieu à l'acide tannique et un autre à l'acide gallique, selon Davidson et al. (1938).

Pour analyser le potentiel dégradateur des souches, nous avons utilisé comme substrat de culture du compost de maturités différentes (T0 et T2) préparé comme suit: le matériel frais est broyé (broyeur à rotor Fritsch) et tamisé à quatre mesh (5 mm) puis autoclavé 1 heure à 120 °C. Pour chaque substrat, l'humidité relative est déterminée en séchant un aliquot frais de masse connue durant 72 heures à 65 °C.

Pour tester l'effet du pH et de la fraction 2 (hydrosoluble), les substrats ont été modifiés.

Le compost T2 est lavé à l'eau bidistillée, selon la méthode décrite sous 2, pour le débarrasser de sa fraction 2, et tamponné à pH 5 avec un tampon hydrogénéphthalate de potassium – NaOH 0,1 M.

Le compost T0 est amendé avec la fraction 2 de T2: 0,3 ml de fraction 2 par gramme de T0 et tamponné à pH 7 avec un tampon phosphate 0,1 M.

Toutes les cultures ont lieu à l'obscurité, à 27 °C et dans une atmosphère à 86% d'humidité.

## **Résultats**

### **1. Etude de la fréquence d'apparition fongique**

La figure 1 indique la fréquence générale des champignons isolés du compost de T0 à T4; la figure 2, quant à elle, montre la fréquence des espèces les plus représentées de Deutéromycètes dans le même laps de temps.

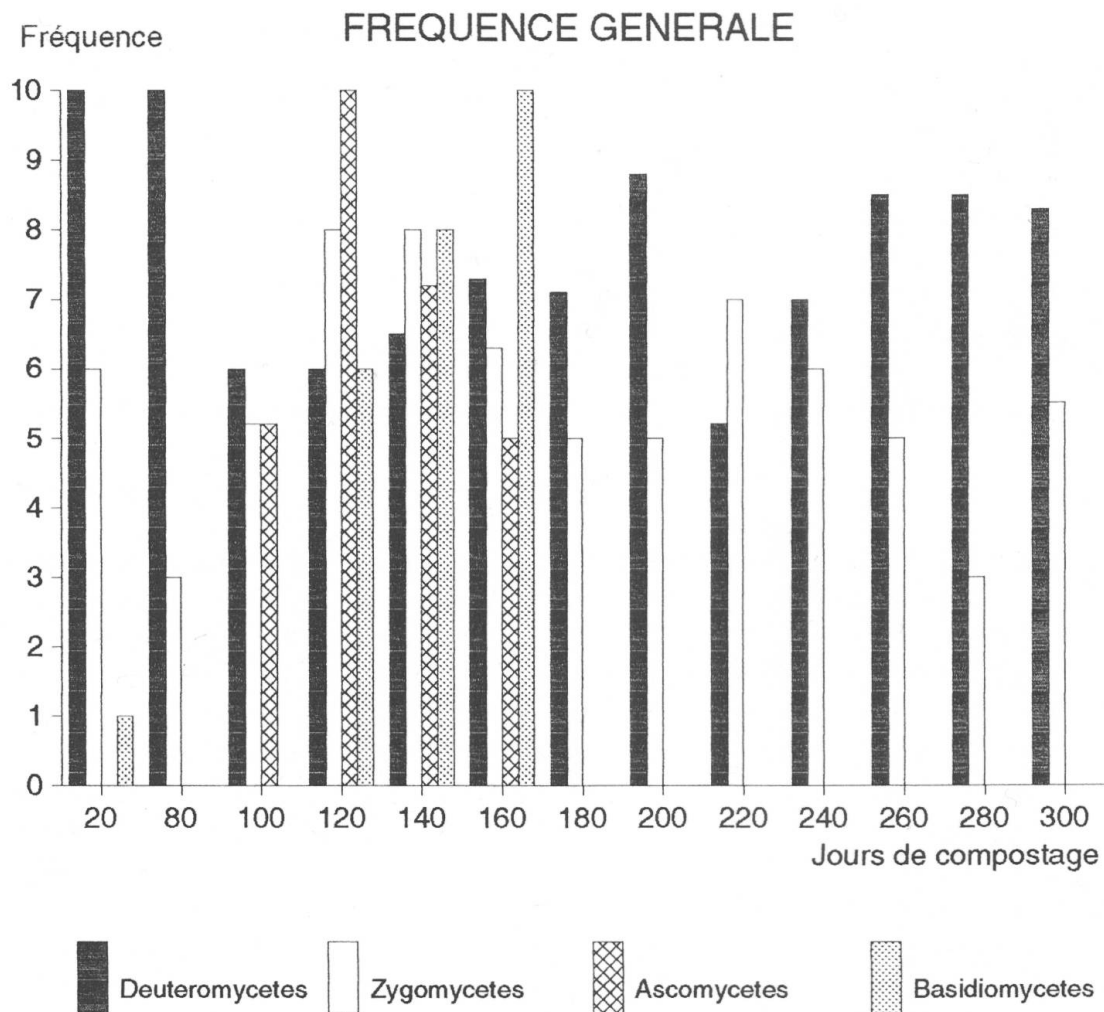


Figure 1: Fréquence générale de l'apparition des champignons isolés du compost.

Pendant toute la période d'étude, on observe une fréquence constante des Deutéromycètes: *Geotrichum sp.* (figure 2) est le principal colonisateur au début du processus de compostage. D'autres espèces, comme *Aspergillus sp.*, (important du point de vue sanitaire) font aussi leur apparition au début du processus mais à la différence de la première souche, qui disparaît dans le courant de la période T3 (aux environs du 180<sup>e</sup> jour), les *Aspergillus sp.* persistent jusqu'à la fin (295<sup>e</sup> jour, figure 2).

Remarquons que la diversité dans le groupe des Deutéromycètes n'apparaît que tardivement, au 100<sup>e</sup> jour: la dénomination «Deutéromycètes» (figure 2) regroupe en effet différents genres et espèces comme: *Trichoderma viride*, *Stigmella sp.* et *Penicillium sp.*

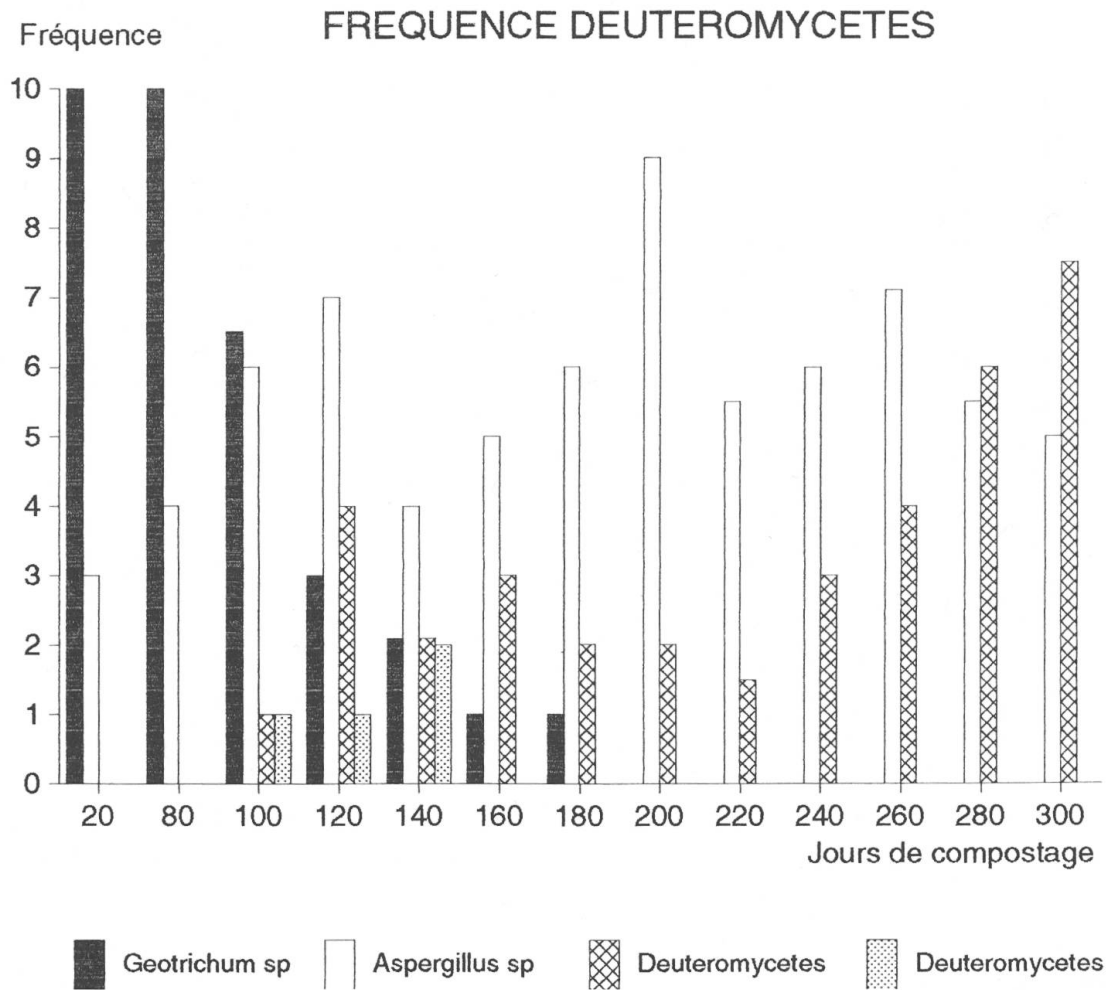


Figure 2: Fréquence des espèces de Deutéromycètes les plus représentées.

D'autres espèces appartenant au groupe des Zygomycètes (essentiellement *Mucor sp.*) ont une évolution d'apparition semblable aux Deutéromycètes (figure 1). Les Ascomycètes (représentés principalement par *Ascobolus furfuraceus* et *Peziza vesiculosa*) se manifestent dans le compost durant une période plus limitée du 80<sup>e</sup> au 180<sup>e</sup> jour. Finalement, nous observons que le groupe des Basidiomycètes (représentés par les *Coprinus sp.*) a la période d'apparition la plus brève de toutes, il n'apparaît en effet qu'à la fin du temps T2 (80<sup>e</sup> au 160<sup>e</sup> jour, figure 1).

Comme nous n'avons pas décelé d'Aphylophorales dans notre échantillonnage standard, nous avons entrepris une recherche systématique des espèces de ce groupe au début et à la fin de la période T2, recherches qui eurent aussi des résultats négatifs.



**Tableau 1: Variation des composés lignocellulosiques durant la période de compostage**

Compost	T0	T1	T2	T3	T4
Jours de compostage	0	22	155	225	295
Fraction 1	5.4%	2.2%	1.6%	0.1%	1.5%
Fraction 2	3.9%	4.3%	4.7%	5.3%	5.5%
* Eq. glucose (mg/g)	8.69	7.21	3.75	4.48	4.95
Holocellulose	68.2%	67.7%	52.7%	44.3%	52.2%
** Cellulose	44.9%	36.1%	22.7%	29.5%	35.6%
** Hémicellulose	23.3%	31.6%	30.0%	14.7%	16.5%
Lignine insoluble	25.1%	29.2%	37.9%	49.5%	45.3%
L. soluble: Abs 281nm	0.295	0.612	0.494	0.356	0.431
Index L/H	0.369	0.432	0.720	1.117	0.869
Rapport C/N	138.6	44.0	20.4	15.8	20.2
pH (eau)	5.00	7.11	7.19	8.09	8.13

\* Les équivalents glucose sont déterminés à partir de la fraction 2.

\*\* La cellulose et l'hémicellulose sont déterminées à partir de l'holocellulose.

## 2. Analyses chimiques

Le tableau 1 présente l'évolution des composés lignocellulosiques du compost de T0 à T4.

Pendant le processus de compostage, il se produit une nette diminution du rapport C/N (de 138,6 à 20,2), laquelle est accompagnée d'une dégradation préférentielle de l'holocellulose et d'une accumulation très importante de lignine. L'élévation de l'index L/H (de 0,368 en T0 à 0,869 en T4) démontre la dégradation sélective de l'holocellulose.

Nous avons également observé que la cellulose est le premier polymère dégradé, dans le temps T1–T2, alors que la fraction hémicellulosique est attaquée principalement à partir du 155<sup>e</sup> jour (T3). En relation avec la dégradation de la cellulose, nous observons une diminution des équivalents glucose.

Il est aussi important d'indiquer l'augmentation rapide du pH, de pH 5 à 7,11, durant les trois premières semaines. Cette augmentation se poursuit plus lentement jusqu'à un pH de 8,13 en T4 (295<sup>e</sup> jour).

**Tableau 2: Capacités enzymatiques des souches analysées**

	Géloses					
	Tann.	Gall.	Amidon	Cell.	Hémi.	Pect.
Gt 56	-	-	+	+	-	+
Pb 46	+	+	-	-	-	+
* S TP	+	+	+	+	+	+
** MS 1	+	+	+	+	+	+
MS 2	+	+	+	-	+	+
MS 3	+	-	+	+	+	+
MS 4	+	-	+	+	+	+
MS 5	+	-	+	-	+	+
MS 6	+	-	-	-	+	+
<i>Geotrichum</i>	-	-	-	+	+	+
<i>A. fumigatus</i>	-	-	-	+	+	+

\* STP = *Stigmella* sp. (tannique positive)

\*\* MS = *Mycelia sterilia*

### 3. Analyses *in vitro* des capacités dégradatrices des souches isolées

Les capacités enzymatiques des sept souches tanniques positives isolées, dont six appartiennent au groupe des *mycelia sterilia* et une au genre *Stigmella*, des souches de *Geotrichum* sp. et *Aspergillus fumigatus* ainsi que des deux souches témoins Gt 56 (*Gloeophyllum trabeum*, champignon à pourriture brune) et Pb 46 (*Polyporus badius*, champignon à pourriture blanche) ont été testées sur différents milieux de culture (tableau 2).

De plus, pour analyser le potentiel de dégradation des huit souches tanniques positives du tableau 2 ainsi que de la souche Gt 56, nous avons inoculé chacune d'elles sur les composts aux temps T0 et T2 puis nous avons analysé leur croissance et les modifications chimiques produites sur le substrat après 30 jours d'incubation (tableau 3).

Bien que toutes les souches analysées aient la capacité de pousser sur le compost T0, nous avons observé que seule une d'entre elles (MS 3) conserve en partie sa capacité de croissance sur le compost T2.

A l'exception de MS 2 et STP, qui amorcent seulement leur croissance, les autres souches ne poussent pas *in vitro* sur le compost T2, ce qui indique que leur croissance est inhibée par le substrat.

En ce qui concerne l'action dégradative, nous observons pour Gt 56 une dégradation approximative de 15% et un index L/H de 0,645 qui signale une destruction massive de l'holocellulose (caractéristique des champignons à pourriture brune).

Pour le deuxième témoin Pb 46, la dégradation est d'environ 13% et l'index L/H de 0,425 ce qui indique une dégradation simultanée des deux composés lignocellulosiques, comme attendu pour un champignon à pourriture blanche.

Dans le reste des souches de Deutéromycètes tanniques positives, seules deux, MS 5 et MS 6, présentent une dégradation marquée du compost T0, de l'ordre de 9 et 7% respectivement. Ces deux souches présentent un index L/H de 0,482 et 0,497 qui indique, malgré une certaine mais faible dégradation de la lignine, une préférence pour la dégradation de l'holocellulose beaucoup plus marquée que celle des champignons à pourriture blanche.

La seule souche (MS 3) capable de pousser sur le compost T2 présente un pourcentage de dégradation non significatif sur ce compost, et très faible (3,66%) sur le compost T0.

A l'exception du cas des deux Aphylophorales testées (Gt 56 et Pb 46) où nous constatons après la période d'incubation une élévation des équivalents glucose, élévation due vraisemblablement à la libération de sucres simples lors des processus de dégradation (cellulolyse et lignocellulolyse), dans tous les autres cas, c'est une diminution des équivalents glucose qui est observée (tableau 3).

#### 4. Etude de l'inhibition de la croissance dans le compost T2

Vu l'inhibition de la croissance sur le compost T2 des souches tanniques positives testées (à l'exception de MS 3) et l'absence d'Aphylophorales dans le processus de compostage étudié, substrat a priori propice, nous avons recherché de possibles facteurs inhibant la croissance de ces organismes.

Du fait de la variation du pH entre T0 et T2 (tableau 1), nous avons étudié l'impact du pH sur la croissance des souches testées (tableau 4).

Les deux souches Pb 46 et Gt 56 ont un comportement identique vis-à-vis du pH. Une alcalinisation de T0 (de pH 5 à 7) inhibe leur croissance sur ce substrat. Cependant, une acidification de T2 (de pH 7 à 5) ne suffit pas à lever l'inhibition de leur croissance sur T2 ce qui implique l'existence d'un deuxième facteur agissant négativement sur la croissance de ces deux Aphylophorales.

La présence de très nombreuses moisissures (figures 1 et 2) susceptibles de produire des mycotoxines qui inhiberaient la croissance des Aphylophorales,

**Tableau 3: Action dégradatrice des souches, étudiée sur le compost T0 et T2. Fraction 1 (éthanol-benzène soluble), fraction 2 (hydrosoluble), équivalents glucose, pourcentage dégradé du poids sec total initial et index lignine/holocellulose**

	Fraction 1 en mg/g	Fraction 2 en mg/g	glucose en mg/g	Dégradation %	Index L/H
<b>T0</b>	<b>215</b>	<b>245</b>	<b>110</b>	<b>0</b>	<b>0.378</b>
Gt 56	85	329	179	14.74	0.645
Pb 46	50.32	123.28	259.69	12.96	0.425
S TP	11.25	27.56	43.75	n.s.	–
MS 1	236.38	579.13	53.89	n.s.	–
MS 2	28.38	68.93	38.82	n.s.	–
MS 3	269.89	661.24	48.22	3.66	0.428
MS 4	20.38	49.93	36.67	n.s.	–
MS 5	39.47	96.71	52.11	9.03	0.497
MS 6	36.60	92.11	47.98	7.28	0.482
<b>T2</b>	<b>190</b>	<b>508</b>	<b>83</b>	<b>0</b>	<b>0.754</b>
MS 3	389	713	105	n.s.	–

*n.s.* = non significatif, valeurs < 2%

nous a orienté vers l'étude de l'effet de la fraction 2 hydrosoluble de T2 comme deuxième facteur d'inhibition.

Le lavage de T2 à l'eau et l'ajustement de son pH à 5 ont pour effet de lever une partie de l'inhibition de la croissance de Gt 56 et de Pb 46. De même l'ajout de la fraction 2 à T0 (pH 5) a pour conséquence une légère inhibition de leur croissance (tableau 4).

Une tentative de généralisation de ces résultats a été effectuée avec dix souches d'Aphylophorales sélectionnées pour leur efficacité dans la dégradation du bois. Les résultats (tableau 5) montrent que l'action inhibitrice de la fraction 2 n'est pas générale mais varie en fonction des souches. Pour certaines, la fraction 2 inhibe leur croissance, pour d'autres, elle n'a aucun effet et pour les dernières, elle l'active. Cependant, aucune de ces dix souches ne croît sur T2 (pH 7) et le lavage à l'eau de T2 ne lève partiellement l'inhibition que pour trois d'entre elles.

**Tableau 4: Effet du pH et de la fraction 2 sur la croissance de Gt56 et de Pb46**

Description du test	Souche Gt 56	Souche Pb 46
T0 (pH 5)	+++	+++
T0 amené à pH 7	–	–
T2 (pH 7)	–	–
T2 amené à pH 5	–	–
T2 lavé et à pH 5	+ –	+ –
T0 plus filtrat 2 (pH 5)	++	++

**Tableau 5: Effet de la fraction 2 sur la croissance des dix souches d'Aphylophorales (pourcentages établis en considérant à un temps «t» le rayon de croissance du mycélium, le rayon mesuré sur le compost T0 étant la référence)**

	Compost T0	T0 filtrat 2	Compost T2	T2 lavé
<i>Hyphoderma radula</i>	100%	119%	0%	21%
<i>Phanerochaete velutina</i>	100%	95%	0%	0%
<i>Radulomyces confluens</i>	100%	105%	0%	25%
<i>Antrodia serialis</i>	100%	100%	0%	0%
<i>Meruliopsis taxicola</i>	100%	75%	0%	0%
<i>Resinicium bicolor</i>	100%	84%	0%	13%
<i>Stereum ochraceo-flavum</i>	100%	118%	0%	0%
<i>Polyporus badius</i>	100%	100%	0%	0%
<i>Phlebia rufa</i>	100%	120%	0%	0%
<i>Steccherinum laeticolor</i>	100%	85%	0%	0%

## Discussion

Le compost que nous avons étudié est à l'image d'un compost de jardin. Il en a en effet la composition, l'aspect, les dimensions et aussi les mêmes inconvénients: la grande taille des morceaux de bois ralentit fortement sa dégradation et son hétérogénéité rend son étude plus difficile.

Tout au début du processus de compostage, nous avons mesuré une classique élévation de la température au centre du tas qui s'est maintenue durant les huit premiers jours du processus. Cependant nous avons constaté que l'apparition de la diversité des souches (figures 1 et 2) et la diminution des composés lignocellulosiques (tableau 1) a lieu avec l'avènement de la phase suivante mésophile (T2).

La phase thermophile est en effet très brève (8 jours) et certains auteurs considèrent en plus que, d'un point de vue écologique, cette élévation de la température pourrait être considérée comme un «suicide microbien» (Bertoldi et al., 1985; Tansey et Brock, 1976).

Morel (1985) constate aussi que les paramètres biologiques (activités enzymatiques et concentration en ATP) diminuent pendant la phase thermophile et qu'à la fin de celle-ci, l'activité biologique semble être quasi nulle, alors que la phase suivante (mésophile) est accompagnée d'une augmentation de la valeur de ces différents paramètres. Tansey et Brock (op. cit.) ont démontré que parmi les 76 souches fongiques capables de pousser à 50 °C qu'ils ont étudiées, une seule était ligninolytique. D'où le relativement peu d'importance de la phase thermophile dans les processus de dégradation des composants lignocellulosiques.

Par contre, pendant la phase mésophile, nous avons établi une succession particulière de la mycoflore (Deutéromycètes, Zygomycètes, Ascomycètes et Basidiomycètes, avec une dominance des Deutéromycètes de par le nombre de genres et d'espèces) qui avait déjà été établie par d'autres chercheurs (Bertoldi et al., 1982; Faure et Deschamps, 1990; Eastwood, 1952).

Nous constatons également dans cette phase, en rapport avec l'apparition des carpophores de *Coprinus sp.* qui sont des champignons à forte activité cellulolytique, une importante diminution de la teneur en holocellulose (principalement de la fraction cellulosique). Il est connu que la dégradation de la cellulose fournit des sucres simples aux souches saprophytes (Lynch et al., 1984). Cette population augmentant fortement (figure 1) épuise les équivalents glucose (tableau 1) ce qui évite une inhibition catabolique des enzymes cellulolytiques (Swift, 1977).

Sachant que dans un compost ligneux, seule une partie de l'holocellulose présente est facilement utilisable par les microorganismes, le reste étant inti-

mement lié à la lignine, on peut soupçonner que le rôle des souches tanniques positives, qui apparaissent à la même période que les *Coprinus sp.*, serait de «dégager» les composés lignocellulosiques en séparant la cellulose de la lignine, ce qui permet une dégradation en profondeur de la première.

La dégradation intensive de la cellulose que nous avons observée se poursuit jusqu'à la période T3. Ce moment correspond à l'épuisement de la cellulose facilement accessible et de celle «dégagée» par les souches tanniques positives, qui n'ont, à l'image des champignons à pourriture molle, qu'une action superficielle.

Cet épuisement entraîne la disparition des Basidiomycètes et d'une grande partie de la population saprophyte (figures 1 et 2, aux environs du 180<sup>e</sup> jour). Les souches qui le peuvent, mettent alors en place leur propre batterie enzymatique pour dégrader l'hémicellulose, les autres cèdent leur place à des souches au pouvoir dégradateur plus élevé (p.ex. *Trichoderma viride*).

Cette seconde activité dégradative commence avant la fin de la période T3. Nous constatons en effet une forte diminution de l'hémicellulose entre T2 et T3. L'hémicellulose libère de nouveaux sucres simples qui ne sont pas tous consommés, la population saprophyte ayant diminué, mais qui font remonter le taux des équivalents glucose entre T3 et T4 (tableau 1).

Nous constatons aussi, dans notre compost, que la lignine n'est pas dégradée de manière significative, constatation en accord avec les travaux de Weichert et Schöter (1991) et Chang (1967).

Ces données indiquent que le compostage n'a pour effet que de minéraliser les composés les plus simples et les plus facilement assimilables et d'humifier la lignine laquelle sera dégradée par des Basidiomycètes dans le sol, au cours d'une deuxième étape de recyclage plus longue (Stevenson, 1986).

Sur la base de nos résultats, nous pouvons indiquer, en résumé, que dans un processus naturel de compostage le matériel frais est colonisé par une microflore saprophyte des sucres qui utilise les sucres simples ainsi que l'amidon et la pectine. Dans un deuxième temps, des populations d'Ascomycètes et de Basidiomycètes colonisent le compost en utilisant tout d'abord les sucres libres puis en attaquant la cellulose, aidées qu'elles sont par les souches tanniques positives. Leur action est accompagnée par le développement d'une population de saprophytes des sucres et se poursuit jusqu'à ce que la cellulose des parois internes restante soit difficile d'accès à cause de son imprégnation par la lignine. A ce moment, différents facteurs (Morel et al., 1985) indiquent que le compost est mûr. La suite de l'humification de la lignine se déroule alors dans le sol.

Si l'on veut écourter le processus de compostage on peut agir sur les composés lignocellulosiques avec des souches d'Aphylophorales, mais sur du matériel frais uniquement, comme l'ont fait Masaaki et ses collaborateurs (1990) avec *Coriolus versicolor*.

Notre travail montre, en effet, que les souches d'Aphylophorales testées ne poussent pas sur un compost déjà dégradé. Un tel compost est légèrement basique, ce qui ne convient pas aux champignons. De plus, dès les premiers temps du compostage des métabolites phytotoxiques sont produits (Bertoldi et al., 1985; Zucconi et al., 1985) qui sont vraisemblablement aussi toxiques pour les Aphylophorales, car nous avons observé qu'un lavage du compost lève pour certaines souches l'inhibition de leur croissance.

Cependant, une suite à cette étude est nécessaire, parce que d'autres facteurs pourraient aussi être la cause de cette inhibition. De nombreux travaux ont par exemple mis en évidence l'importance de la valeur C/N dans les processus de compostage (Lynch et al., 1984; Zucconi et al., 1985). De même, le rôle essentiel de la collaboration entre organismes qui a été démontré par Blanchette (1978) ne pouvait avoir lieu dans les cultures étudiées, puisqu'elles étaient axéniques.

### Bibliographie

- Allen, S.E., Grimshaw, H., Parkinson, J.A. & Quarimby, C. 1974. Chemical analysis of ecological materials. Blackwell scientific publications. New York.
- Anonymous, 1965. Preparation of wood for chemical analysis. Tappi standard, T12 OS-75, New York.
- Aubert, G. 1978. Méthodes d'analyses des sols. C. R. D. P., Marseille.
- Berg, B., Ekbohm, G. & McClaugherty, R. 1984. Lignin and holocellulose relations during long-term decomposition of some forest litters. Long-term decomposition in a Scots pine forest. IV. Can. J. Bot. 62: 2540–2550.
- Bertoldi, M., Citernes, V. & Griselli, M. 1982. Microbial populations in compost processes. In: "Composting" (The staff of Biocycle). The JG Press, Emmaus, PA, USA, p. 26.
- Bertoldi, M., Vallini, G., Pera, A. & Zucconi, F. 1985. Technological aspects of composting including modelling and microbiology. In: J.K.R. Gasser (Editor), Composting of agricultural and other wastes. Elsevier London, pp. 27–41.
- Blanchette, R. A. & Shaw, C.G. 1978. Associations among bacteria, yeasts, and basidiomycetes during wood decay. Phytopathology 68: 631–637.
- Chang, Y. 1967. The fungi of wheat straw compost. II. Biochemical studies. Trans. Brit. Mycol. Soc. 50 (4): 667–677.
- Cowling, E.B. 1960. Method of chemical analysis of decayed wood. U.S. Dept. Agric. Tech. Bull. N 2177.
- Davidson, R.W., Campbell, W.A. & Blaisdell, D.J. 1938. Differentiation of wood-decaying fungi by their reaction on gallic and tannic acid medium. J. Agric. Res. (USA) 57: 683–695.



- Donnelly, P.K., Entry, J.A., Crawford, D.L. & Cromack, K. 1990. Cellulose and lignine degradation in forest soils: Response to moisture, temperature, and acidity. *Microb. Ecol.* 20: 289–295.
- Dubois, M., Gillies, K.A., Hamilton, J.K., Rebers, P.A. & Smith, F. 1956. Colorimetric method for determination of sugar and related substances. *Analytical Chemistry* 28 (3): 65–68.
- Eastwood, D.J. 1952. The fungus flora of composts. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 35: 215–220.
- Effland, M. J. 1977. Modified procedure to determine acid insoluble lignin in wood and pulp. *Tappi* 60 (1): 143–144.
- Falcon, M.A., Corominas, E., Pérez, M.L. & Perestelo, F. 1987. Aerobic bacteria population and environmental factors involved in the composting of agricultural and forest wastes of the Canary Islands. *Biological wastes* 20: 89–99.
- Faure, D. & Deschamps, A.M. 1990. Physico-chemical and microbiological aspects in composting of grape pulps. *Biological wastes* 34: 251–258.
- Fengel, D. 1980. Experiments on the alkaline extraction of polyoses from spruce holocellulose. *Papier* 34 (10): 428–433.
- Godden, B. & Penninckx, M.J. 1984. Identification and evolution of the cellulolytic microflora present during composting of cattle manure: on the role of *Actinomycetes* sp. *Ann. Microbiol.* 135: 69–78.
- Grabbe, K. 1990. Upgrading of lignocellulosics from agricultural and industrial production process into food, feed and compost-based product. In: *Advances in biological treatment of lignocellulosic material*. Elsevier Applied Science, London and New York, pp. 331–342.
- Jiménez, E.I. & Garcia, V.P. 1992. Composting of domestic refuse and sewage sludge. II. Evolution of carbon and some «humification» indexes. *Resources, conservation and recycling* 8: 135–142.
- Johansson, M.-B., Kögel, I. & Zech, W. 1986. Changes in the lignin fraction of spruce and pine needle litter during decomposition as studied by some chemical methods. *Soil Biol. Biochem.* 18 (6) pp. 611–619.
- Lynch, J.M. & Wood, O.A. 1984. Biodegradation of lignocelluloses in agricultural wastes. In: *Anaerobic digestion and carbohydrate hydrolysis of waste*. Barking/GB: Elsevier Applied Science Publishers, 136–145.
- Masaaki, K., Akio, M. & Yoshimasa, T. 1990. A two-step composting process for woody resources. *Journal of fermentation and bioengineering* 70 (3): 173–176.
- Morel, J.L., Colin, F., Germon, J.C., Godin, P.P. & Juste, C. 1985. Methods for the evaluation of the maturity of municipal refuse compost. In: J.K.R. Gasser (Editor), *Composting of agricultural and other wastes*. Elsevier London, pp. 56–72.

- N'Dayegamiye, A. & Isfan, D. 1991. Chemical and biological changes in compost of wood shavings sawdust and peat moss. *Can. J. Soil Sci.* 71: 475–484.
- Perestelo, F., Falcon, M.A., Perez, M.L., Roig, E.C. & Delafuente, M. 1989. Bioalteration of kraft pine lignin by *Bacillus megaterium* isolated from compost piles. *Journal of fermentation and bioengineering* 68 (2): 151–153.
- Pochon, J. & Tardieux, P. 1962. *Techniques d'analyse en microbiologie du sol*. Ed. de la Tourelle, Paris.
- Poincelot, R.P. 1974. A scientific examination of the principles and practice of composting. *Compost Sci.* 15: 24–31.
- Rayner, A.D.M. & Boddy, L. 1988. Identity and ecological roles of organisms in decaying wood. In: *Fungal decomposition of wood, its biology and ecology*. John Wiley and Sons, New York 587p.
- Seifert, K. 1983. Decay of wood by Dacrymycetales. *Mycologia* 75: 1011–1018.
- Steinfeld, E.I., Mara, D.D. & Taylor, P.L. 1985. Forced aeration co-composting of domestic refuse and sewage sludge in static piles. In: J.K.R. Gasser (Editor), *Composting of agricultural and other wastes*. Elsevier, London, pp. 42–55.
- Stevenson, F.J. 1986. *Cycles of soil: carbon, nitrogen, phosphorus, sulfur, micronutrients*. XVIII. John Wiley and Sons, New York.
- Swift, M.J. 1977. The ecology of wood decomposition. *Sci. Prog., Oxf.* 64: 175–199. London: Academic Press.
- Tansey, M.R. & Brock, T.D. 1978. Microbial life at high temperatures: ecological aspects. In: *Microbial life in extreme environments*, ed. D. Kushner, pp. 159–215.
- Warcup, J.H. 1955. Isolation of fungi from hyphae present in soil. *Nature* 175: 953–954 (1955).
- Weichert, D. & Schröter, H. 1991. Nitrogen – a guide element in the bioconversion of lignocellulosics. *Acta Biotechnologica* 11 (4): 335–344.
- Whittaker, R.H. 1975. *Communities and ecosystems*. 2nd ed., Collier-Macmillan, London.
- Yeoh, H.H. 1985. A simple method for screening cellulolytic fungi. *Mycologia* 77 (1): 161–162.
- Zucchini, F., Monaco, A. & Forte, M. 1985. Phytotoxins during the stabilisation of organic matter. In: J.K.R. Gasser (Editor), *Composting of agricultural and other wastes*. Elsevier, London, pp. 73–86.