

Université de Montréal

Moisissures prédominantes dans les bâtiments microbiologiquement contaminés  
de la région de Montréal et de ses environs

par

Nancy Malenfant

Département de microbiologie et immunologie

Faculté de médecine

Mémoire présenté à la Faculté des études supérieures  
en vue de l'obtention du grade de  
Maître ès sciences (M. Sc.)  
en **microbiologie et immunologie**

Août, 2001

© Nancy Malenfant, 2001



w

4

U58

2002

v.051

Université de Montréal  
Faculté des études supérieures

Ce mémoire intitulé:

Moisissures prédominantes dans les bâtiments microbiologiquement contaminés  
de la région de Montréal et de ses environs

présenté par:

Nancy Malenfant

a été évalué par un jury composé des personnes suivantes:

Mémoire accepté le:

## SOMMAIRE

De nombreuses études scientifiques démontrent que l'inhalation de grandes quantités de particules fongiques peut provoquer des allergies respiratoires chez les individus exposés de façon chronique, qui se manifestent sous forme de rhinite allergique, d'asthme et d'alvéolite allergique extrinsèque (Giddings, 1986; Salvaggio et Aukrust, 1981).

Les personnes habitant ou travaillant à l'intérieur de bâtisses contaminées par les moisissures, suite à des fuites et des infiltrations d'eau, des refoulements d'égout et des inondations, ou dû à la présence de champignons à l'intérieur du système de chauffage, ventilation et air climatisé, sont particulièrement susceptibles de développer ces troubles respiratoires à long terme. Toutefois, compte tenu des difficultés rencontrées dans le diagnostic des allergies aux moisissures, le dépistage est bien souvent incertain.

À l'heure actuelle, les méthodes diagnostiques sont basées essentiellement sur l'utilisation de préparations commerciales d'extraits de moisissures dont l'allergénicité est très variable et qui, par conséquent, mène à des résultats qui ne sont pas toujours fiables. Cette variabilité est attribuable en majeure partie aux diverses techniques de préparation employées, qui sont inappropriées et non standardisées, ainsi qu'au manque de purification et de caractérisation des allergènes de plusieurs espèces de moisissures. De plus, les extraits d'allergènes sont seulement préparés d'un nombre restreint d'espèces à partir de souches qui ne sont pas représentatives des bâtisses abritant une flore fongique contaminante du Québec.

Le projet de recherche présent avait pour objectif la mise en évidence des espèces de moisissures prédominantes à l'intérieur des bâtiments microbiologiquement contaminés du Québec, plus spécifiquement de la région montréalaise et de ses environs. Cette étude devrait permettre l'acquisition de meilleures connaissances quant à la composition de la flore fongique, à laquelle la population québécoise peut être quotidiennement exposée, pour la préparation éventuelle d'extraits allergéniques de moisissures représentatives, pour des fins diagnostiques.

L'air ambiant, la poussière des surfaces et les matériaux de construction susceptibles d'être contaminés ont été prélevés de bâtisses ayant subi un dégât d'eau pour la culture et l'identification des moisissures, par microscopie.

Les résultats obtenus ont démontré que la flore fongique contaminante à l'intérieur de 27 bâtiments étudiés est composée de plus de 75% des genres *Penicillium*, *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Stachybotris*, *Acremonium*, *Ulocladium*, *Fusarium*, *Verticillium*, *Trichoderma*, *Plectosphaerella*, *Alternaria* et *Phoma*, qui sont également très fréquents.

Au total, 91 espèces de moisissures, réparties parmi 40 genres, ont été isolées et identifiées.

Les espèces *A. versicolor*, *P. chrysogenum*, *S. atra*, *A. fumigatus*, *P. aurantiogriseum*, *A. strictum*, *V. lecanii*, *P. brevicompactum*, ainsi que des espèces de *Cladosporium*, *Ulocladium*, *Fusarium* et *Trichoderma* sont particulièrement prédominantes dans les bâtiments microbiologiquement contaminés.

La purification et la caractérisation éventuelles des allergènes de ces moisissures, dont une certaine fraction de la population québécoise est quotidiennement exposée, devraient servir non seulement au diagnostic des allergies mais également, à l'immunothérapie.

## TABLE DES MATIÈRES

<b>I. INTRODUCTION .....</b>	<b>1</b>
<b>II. REVUE DE LA LITTÉRATURE.....</b>	<b>6</b>
A. LES MOISSURES .....	6
1. <i>Biologie</i> .....	6
2. <i>Développement</i> .....	7
3. <i>Classification</i> .....	8
B. FACTEURS FAVORISANT LE DÉVELOPPEMENT DES MOISSURES.....	10
C. CONTAMINATION DES BÂTIMENTS PAR LES MOISSURES - LA NATURE DU PROBLÈME .....	11
D. PROBLÈMES DE SANTÉ RÉSULTANT D'UNE EXPOSITION AUX MOISSURES .....	14
1. <i>Mycotoxique</i> .....	15
2. <i>Allergie respiratoire</i> .....	18
a) Historique .....	18
b) Définition de l'allergie .....	18
c) Mécanisme de la réaction d'hypersensibilité de type I .....	19
d) Manifestations de l'allergie respiratoire .....	22
1. La rhinite allergique .....	22
2. L'asthme allergique .....	23
3. L'alvéolite allergique extrinsèque .....	25
e) Les allergènes des moisissures .....	26
E. DIAGNOSTIC DES ALLERGIES AUX MOISSURES .....	28
1. <i>Méthodes in vivo</i> .....	29
a) Tests cutanés.....	29
b) Tests de provocation.....	30
2. <i>Méthodes in vitro</i> .....	31
F. DIFFICULTÉS RENCONTRÉES DANS LE DIAGNOSTIC DES ALLERGIES AUX MOISSURES .....	32
1. <i>Utilisation d'extraits d'allergènes commerciaux dont la composition varie d'une préparation à l'autre</i> .....	32
2. <i>Utilisation d'extraits d'allergènes préparés de souches et d'espèces non représentatives</i> .....	35
<b>III. DESCRIPTION DU PROJET DE RECHERCHE.....</b>	<b>36</b>
<b>IV. MATÉRIEL ET MÉTHODE.....</b>	<b>37</b>
A. ÉCHANTILLONNAGE .....	40
1. <i>Air ambiant</i> .....	40
2. <i>Poussière des surfaces et matériaux de construction</i> .....	42
B. ANALYSES MYCOLOGIQUES .....	42
1. <i>Dénombrement des moisissures</i> .....	42
a) Air ambiant .....	42
b) Poussière des surfaces et matériaux de construction.....	43
2. <i>Identification des moisissures</i> .....	44
<b>V. RÉSULTATS .....</b>	<b>46</b>
A. PRÉDOMINANCE DES GENRES DE MOISSURE.....	46
B. FRÉQUENCE DES GENRES DE MOISSURE.....	48
C. PRÉDOMINANCE DES ESPÈCES DE MOISSURE .....	49
<b>VI. DISCUSSION .....</b>	<b>56</b>
<b>VII. CONCLUSIONS.....</b>	<b>65</b>
<b>VIII. RÉFÉRENCES.....</b>	<b>66</b>

**LISTE DES TABLEAUX**

TABLEAU I. BÂTISSSES INVESTIGUÉES ENTRE AOÛT 1998 ET DÉCEMBRE 2000 POUR L'ÉTUDE DE LA FLORE FONGIQUE DANS LES BÂTIMENTS MICROBIOLOGIQUEMENT CONTAMINÉS.....	37
TABLEAU II. PRÉDOMINANCE DES ESPÈCES DE MOISSURE ISOLÉES DE 27 BÂTIMENTS MICROBIOLOGIQUEMENT CONTAMINÉS.....	49

**LISTE DES FIGURES**

FIGURE 1. CYCLE DE VIE DES MOISSURES.....	8
FIGURE 2. CLÉISTOTHÈCE D'UN ASCOMYCÈTE CONTENANT DES ASQUES .....	10
FIGURE 3. ASPECT DE MURS CONTAMINÉS PAR LES MOISSURES SUITE À DES INONDATIONS .....	13
FIGURE 4. PHASE DE SENSIBILISATION DE LA RÉACTION ALLERGIQUE .....	20
FIGURE 5. ACTIVATION DES MASTOCYTES .....	21
FIGURE 6. ÉCHANTILLONNEUR D'AIR STA .....	40
FIGURE 7. PRÉDOMINANCE DES GENRES DE MOISSURE ISOLÉS DES BÂTIMENTS MICROBIOLOGIQUEMENT CONTAMINÉS.....	47
FIGURE 8. FRÉQUENCE DES GENRES DE MOISSURE ISOLÉS DES BÂTIMENTS MICROBIOLOGIQUEMENT CONTAMINÉS.....	48
FIGURE 9. DISTRIBUTION DES ESPÈCES D' <i>ACREMONIUM</i> .....	51
FIGURE 10. DISTRIBUTION DES ESPÈCES D' <i>ASPERGILLUS</i> .....	52
FIGURE 11. DISTRIBUTION DES ESPÈCES DE <i>CLADOSPORIUM</i> .....	53
FIGURE 12. DISTRIBUTION DES ESPÈCES DE <i>PENICILLIUM</i> .....	54
FIGURE 13. DISTRIBUTION DES ESPÈCES DE <i>PHOMA</i> .....	55
FIGURE 14. CULTURE DE MOISSURES ENVAHISSANTES.....	61
FIGURE 15. ZONE D'INHIBITION DE CROISSANCE DE MOISSURES ADJACENTES .....	62



## I. INTRODUCTION

Au cours de la dernière décennie, le phénomène de contamination microbienne de l'air intérieur des bâtiments a suscité beaucoup d'intérêts chez les communautés scientifique et médicale, ainsi que chez la population générale, qui s'inquiètent désormais des risques réels associés à une exposition aux champignons et à leurs métabolites.

De nombreuses études démontrent, en effet, que l'inhalation des spores et des fragments mycéliens des moisissures peut causer une variété de maladies respiratoires se manifestant sous forme d'allergie, d'alvéolite allergique extrinsèque et de mycose broncho-pulmonaire pouvant se disséminer vers d'autres organes. De plus, d'autres composés produits par les moisissures, tels que les mycotoxines, affaiblissent l'immunité de l'hôte, le rendant plus vulnérable aux pathogènes opportunistes, alors que les substances organiques volatiles et les constituants biologiquement actifs de leur paroi cellulaire provoquent des irritations de la peau et des muqueuses chez les individus exposés (Flannigan et Miller, 1994).

La contamination des bâtiments par les moisissures survient généralement suite à des dégâts d'eau comme des fuites et des infiltrations d'eau par les fondations, des inondations, des refoulements d'égout et de la condensation répétée sur les conduits d'eau froide et sur les fondations des sous-sols. Dans d'autres cas, ce sont des systèmes de chauffage, ventilation et air climatisé (CVAC) contaminés qui sont responsables d'une numération élevée de micro-organismes dans l'air ambiant des bâtiments.

Suite à la crise pétrolière de la fin des années 1970, de nombreux édifices au Québec se sont retrouvés aux prises avec un problème de contamination microbienne de leur système CVAC et, par conséquent, de l'air ambiant. Pendant cette période, on préconisait surtout la construction de bâtisses très isolées, pour des raisons d'économie d'énergie, qui étaient munies de systèmes de ventilation, assurant l'apport d'air frais à l'intérieur.

En raison des coûts exorbitants associés à la climatisation et au chauffage de ces immeubles, particulièrement lors des saisons estivale et hivernale où les températures atteignent parfois des niveaux excessifs, les propriétaires ont réduit les échanges d'air frais et vicié. Certains fermaient même les ventilateurs les soirs et les fins de semaine. Par conséquent, les polluants, qui s'échappaient autrefois vers l'extérieur, se sont accumulés, provoquant chez les individus exposés une variété de symptômes non spécifiques tels que des maux de tête, des nausées, des irritations des muqueuses et de la fatigue. Certains manifestaient également des réactions d'hypersensibilité qui disparaissaient lorsqu'ils quittaient les lieux. Ce groupe de symptômes définît plus tard le "Syndrome des bâtiments hermétiques ou malsains", mieux connu sous l'appellation anglaise "Sick Building Syndrome" (Akimenko *et al.*, 1986).

Diverses hypothèses ont été formulées pour expliquer ces symptômes. Tout d'abord, on a longtemps cru que les gaz dégagés par le matériel isolant pouvaient être la cause d'effets nocifs pour la santé. Les études menées jusqu'à présent n'ont toutefois pas permis d'établir une relation nette entre les symptômes que présentaient les individus ainsi exposés et la concentration des gaz libérés par les mousses isolantes. Ces études nous ont amenés à considérer d'autres paramètres, notamment les champignons ainsi que leurs produits organiques volatils et leurs mycotoxines.

En 1986, l'Organisation mondiale de la santé estimait que dans plus d'un tiers des bâtisses déjà construites ou rénovées, on observait des problèmes causant ce syndrome et que le pourcentage d'occupants incommodés se situait entre 10% et 30%. Pourtant, ces évidences ne suffisaient pas pour qu'une attention particulière soit portée à l'égard des problèmes de moisissures dans les bâtiments, compte tenu de leurs potentiels hautement allergène, pathogène et toxigène. Ce n'est qu'à la suite de certaines investigations qui ont dénoncé une réalité plutôt alarmante que les scientifiques commencèrent réellement à s'inquiéter de cette problématique qui touche plus de 38% des foyers canadiens (Summerbell *et al.*, 1992).

L'hôpital St-François d'Assise de la ville de Québec a subi en 1986 des dommages importants suite à des infiltrations d'eau par la toiture et les fenêtres. L'étude environnementale du centre hospitalier a permis de mettre en évidence la présence de grandes quantités de moisissures dans l'air ambiant ainsi qu'à l'intérieur de ses systèmes de ventilation. Entre autre, les espèces *Stachybotris atra* et *Trichoderma viride* ont été retrouvées sur le placoplâtre intramural et ont été associées à un syndrome d'extrême fatigue chez le personnel de l'hôpital. (Mainville *et al.*, 1988).

Les inondations survenues dans un quartier résidentiel de Cleveland, aux États-Unis, en 1994, ont également engendré des problèmes de moisissures considérables dans les maisons sinistrées. Des cas d'hémorragie pulmonaire, d'hémosidérose et même de mortalité chez des enfants de moins d'un an ont été associés à la présence des toxines produites par *S. atra* (CDC, 1994). Les inondations de nombreuses résidences au Manitoba, en mai 1997, ont également obligé plusieurs familles à quitter leur demeure sinistrée, dû à la présence de moisissures toxigènes.

Dernièrement, plusieurs cas semblables ont été signalés dans la région montréalaise. Entre autre, en octobre 1999, une école primaire de Montréal-Nord et une autre de Longueuil ont dû fermer leurs portes suite à la présence de *S. atra* et probablement, de ses mycotoxines dégagées dans l'air. Selon la Régie régionale de la santé et des services sociaux de la Montérégie, 10% à 15% des quelques 500 écoles de la Montérégie seraient aux prises avec des problèmes de moisissures depuis quelques années.

Tout récemment, en mars 2001, l'Hôpital Royal Victoria de Montréal a fait la manchette dans les journaux quotidiens, dû à la contamination du système de ventilation desservant le bloc opératoire, par des champignons potentiellement pathogènes. Depuis 1988, plus de 17 patients, ayant été opérés, sont décédés suite à une aspergillose pulmonaire invasive.

À l'heure actuelle, il est bien établi que l'inhalation des spores et des fragments mycéliens des moisissures, ainsi que de leurs mycotoxines, peut causer une variété de symptômes respiratoires et non respiratoires. Toutefois, il est très difficile d'instaurer des lignes directrices concernant les concentrations admissibles de particules fongiques dans l'air respirable, sans que celles-ci représentent un risque pour la santé.

Tout d'abord, l'allergénicité des moisissures prédominantes à l'intérieur des bâtiments microbiologiquement contaminés n'a pas été étudiée, à l'exception de quelques espèces telles qu'*Alternaria alternata*, *Aspergillus fumigatus* et *Cladosporium herbarum*. Le manque de caractérisation et de purification des allergènes d'autres espèces de moisissures fait en sorte que les extraits allergéniques commerciaux utilisés pour le diagnostic des allergies aux moisissures sont de composition variable. Cette variabilité dans la composition, et ainsi dans l'allergénicité de ces extraits, mène à des résultats qui ne sont pas toujours fiables lors des tests cutanés et de provocation, sous-estimant ainsi le pouvoir allergène véritable des moisissures. Les études menées jusqu'à ce jour donnent, en effet, des valeurs très variables quant à l'incidence des allergies aux moisissures.

Les mycotoxines contenues à l'intérieur des spores et des fragments mycéliens des moisissures doivent également faire l'objet d'études exhaustives éventuelles, permettant d'établir les concentrations de particules fongiques admissibles dans l'air. L'étude de ces composés organiques non ou peu volatils comporte toutefois certaines difficultés.

Les mycotoxines produites par chaque espèce de moisissure tardent à être étudiées car les conditions qu'elles rencontrent dans la nature ne sont pas les mêmes qu'en laboratoire. Les conditions environnementales et les substrats influencent grandement la capacité d'une espèce à produire ses toxines. Par exemple, même s'il est bien connu qu'*Aspergillus flavus* sécrète des aflatoxines, seulement 30% à 70% des souches isolées à partir de sources naturelles les synthétisent. Les concentrations de mycotoxines contenues dans les spores et les fragments mycéliens varient également, rendant difficile la quantification des mycotoxines inhalées par les individus exposés, à partir uniquement des concentrations de particules fongiques présentes dans l'air. De plus, les données toxicologiques concernant les mycotoxines sont peu nombreuses à l'heure actuelle.

En attendant que ces domaines d'étude permettent de meilleures connaissances concernant l'allergénicité et la toxicité des moisissures, et par conséquent de leur impact clinique, il faut rester vigilant en matière de contamination microbienne des résidences et lieux de travail.

## **II. REVUE DE LA LITTÉRATURE**

### **A. LES MOISSURES**

#### **1. Biologie**

Les moisissures sont des champignons filamenteux microscopiques saprophytes qui se nourrissent de matières organiques en décomposition. Ce sont des eucaryotes hétérotrophes qui, contrairement aux plantes vertes, ne peuvent utiliser le gaz carbonique atmosphérique pour synthétiser les substances organiques nécessaires à leur développement et à leur reproduction puisqu'elles sont dépourvues de chlorophylle. Elles assurent donc leur développement en absorbant à travers leur paroi cellulaire l'eau, les substances nutritives et les minéraux contenus dans leur environnement immédiat.

Cette tâche est accomplie par la sécrétion d'enzymes extracellulaires telles que les cellulases, les ligninases et les pectinases dans le substrat qui prennent soin de transformer les polymères en éléments plus simples, qui pourront ensuite être transférés à travers leur paroi.

Sur le plan structural, les moisissures sont formées de longues chaînes de cellules, ressemblant à des tubules appelés hyphes, qui contiennent le cytoplasme, les noyaux ainsi que les organites cellulaires. Les hyphes peuvent être septés, divisés par des cloisons ou, coenocytiques, non segmentés.

Enfin, les moisissures produisent des spores, selon un mode de reproduction sexuée et asexuée, qui sont disséminées dans l'air. Ces spores, ainsi que les hyphes, sont constituées d'une paroi cellulaire rigide de chitine qui leur confère une très grande résistance à la dessiccation, leur permettant de survivre dans l'environnement jusqu'à ce que les conditions environnementales soient favorables à leur germination.

## 2. Développement

Le développement des moisissures comporte deux phases bien distinctes. La première, la phase végétative, se caractérise par la colonisation du substrat, réalisée par l'extension et la ramification des hyphes, formant un réseau de filaments appelé mycélium ou thalle végétatif. L'accroissement des hyphes se fait à l'apex où s'effectuent les réactions de synthèse et de dégradation du métabolisme primaire, indispensable à la croissance de la cellule. Dans cette zone active, on retrouve de nombreuses vésicules cytoplasmiques contenant les enzymes et les précurseurs de synthèse des polymères pour assurer en permanence les échanges entre l'intérieur et l'extérieur de la cellule.

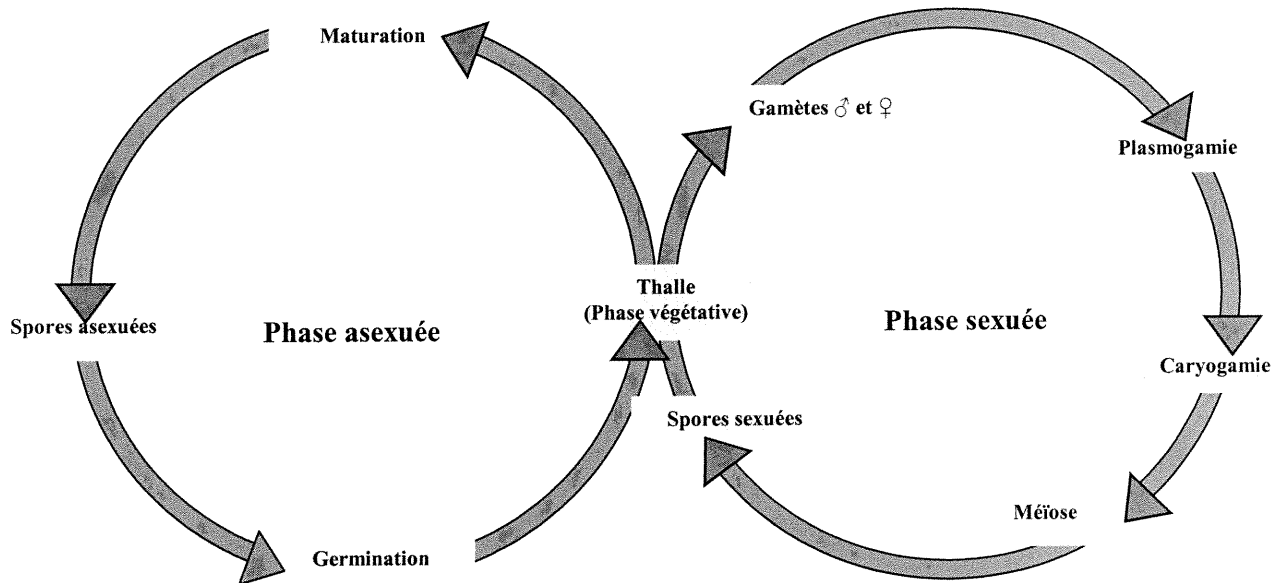
La phase reproductive se caractérise par la formation des spores selon un mode de reproduction asexuée, par mitose, ou sexuée, par méiose.

La reproduction asexuée ne comporte aucune fusion de gamètes mâles et femelles compatibles. Les spores asexuées, ou conidies, sont produites par des appareils sporifères, formés lorsque le thalle végétatif atteint la maturité, et sont ensuite dispersées dans l'air.

Lorsque ces conidies aéroportées se déposent sur un substrat nutritif et que les conditions de température et d'humidité permettent leur développement, elles germent, émettant un tube germinatif dans lequel s'engagent le protoplasme et les noyaux. Les noyaux se divisent, les parois cellulaires s'élargissent et forment un nouveau thalle.

La figure 1 suivante illustre schématiquement cette phase asexuée du cycle de vie des moisissures.

Figure 1. Cycle de vie des moisissures



La reproduction sexuée, impliquant la fusion de gamètes mâles et femelles compatibles, comporte trois phases successives, telles que la plasmogamie, la caryogamie et la méiose, pour la production des spores sexuées. Ces spores prennent des noms différents qui sont à la base de la classification des champignons.

### 3. Classification

La classification des champignons repose sur la reproduction sexuée : les spores sexuées caractérisent, en effet, chacune des grandes classes. Selon qu'ils se reproduisent par la formation d'ascospores, de basidiospores ou de zygospores, les champignons appartiennent aux Ascomycètes, Basidiomycètes ou Zygomycètes d'après la taxonomie proposée par Ainsworth (1973). Les formes asexuées des champignons appartiennent plutôt à la classe Deutéromycètes, communément appelé Fungi imperfecti.



Les Fungi imperfecti, comprenant entre autre les genres *Aspergillus*, *Penicillium* et *Alternaria*, ont longtemps été considérés « imparfaits ». Or, ils représentent le stage asexué des Ascomycètes et des Basidiomycètes. Comme les formes sexuées et asexuées ont été décrites séparément par le passé, plusieurs moisissures portent désormais deux noms, un se référant à la forme sexuée et l'autre, à la forme asexuée.

Les Fungi imperfecti comptent parmi les champignons les plus étudiés puisque leur forme asexuée est facilement observable *in vitro*.

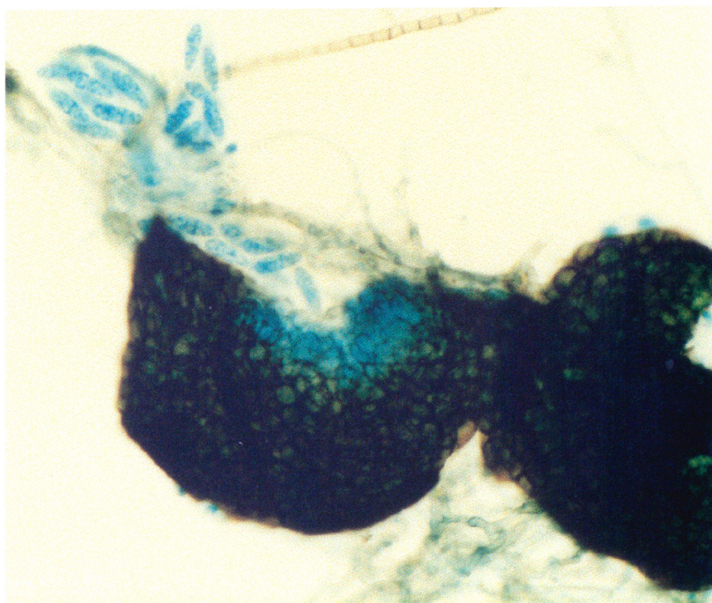
Il est toutefois plus rare d'observer en laboratoire les organes de reproduction sexuée des Ascomycètes et des Basidiomycètes puisque ceux-ci sont formés uniquement suite à la fécondation de gamètes mâles et femelles provenant, soit de deux thalles différents, l'un portant des caractères sexuels mâles, l'autre, femelles (fécondation hétérothallique), soit d'un même thalle dit hermaphrodite, portant des caractères sexuels mâles dans une région et femelles dans une autre (fécondation homothallique).

Comme la plupart des Ascomycètes et des Basidiomycètes sont unisexués mâles ou femelles, il faudrait croiser deux souches sexuellement compatibles pour que leur forme sexuée puisse être observée en laboratoire. L'obtention de deux souches sexuellement compatibles *in vitro* est toutefois quasi-impossible.

Les organes de reproduction sexuée des quelques espèces de moisissures hermaphrodites, telles qu'*Aspergillus nidulans*, *Aspergillus gr. glaucus*, *Chaetomium sp.* et *Pseudallescheria boydii*, peuvent toutefois être visualisés.

Ces organes de fructification, appelés ascocarpes, se présentent sous forme de sac contenant, au début des asques et, plus tard à maturité, des ascospores libres, tel qu'illustré dans la figure 2 suivante.

Figure 2. Cléistothèce d'un Ascomycète contenant des asques



Puisque les formes sexuées des champignons s'observent plus difficilement en laboratoire, à l'exception de quelques espèces, l'étude des Deutéromycètes seulement, dans la plupart des travaux scientifiques, est grandement justifiée.

#### **B. FACTEURS FAVORISANT LE DÉVELOPPEMENT DES MOISSURES**

Bien qu'elles soient peu exigeantes, les moisissures requièrent certains facteurs nutritifs et environnementaux pour leur développement. Toute source de matière organique servant de substrat, accompagnée de conditions de température et d'humidité appropriées, favorisent leur croissance.

La cellulose et la lignine sont des substances organiques particulièrement appréciées des moisissures. De ce fait, la matière végétale en décomposition, ainsi que tout produit dérivé, sont susceptibles d'être colonisés par ces champignons filamenteux. Les murs de gypse, la tapisserie, les carreaux de salles de bain recouverts d'un film de savon, sont autant de substrats supportant la croissance des moisissures à l'intérieur des bâtiments lorsqu'ils sont humides.

L'humidité est un facteur déterminant pour le développement des moisissures. Un taux d'humidité relative inférieur à 30% prévient généralement la croissance des moisissures, à moins que certaines surfaces soient trempées, alors qu'un taux supérieur à 70% favorisent grandement leur développement. (Burge *et al.*, 1982). De ce fait, les bâtiments subissant des dégâts d'eau sont généralement propices à la contamination fongique puisque les conditions microclimatiques observées dans les matériaux qui entrent en contact avec l'eau offrent un environnement particulièrement favorable au développement des moisissures (Kozak *et al.*, 1978; D'Amato et Spieksma, 1995).

Enfin, des conditions de température se situant entre 18°C et 32°C sont nécessaires à la croissance des moisissures puisque la plupart d'entre elles sont mésophiles. L'air extérieur pendant la période estivale au Québec, ainsi que l'air intérieur de nos bâtiments, contiennent des quantités importantes de particules fongiques, alors que pendant la saison hivernale, l'air extérieur est pratiquement stérile compte tenu des températures sous 0°C qui ne permettent pas le développement et ainsi la production des spores.

### **C. CONTAMINATION DES BÂTIMENTS PAR LES MOISSURES - LA NATURE DU PROBLÈME**

L'air extérieur d'une grande région urbaine, comme la ville de Montréal, comporte des spores et des fragments mycéliens des moisissures en suspension dont l'incidence et la diversité varient en fonction des saisons (Pineau et Comtois, 1989).

Par l'ouverture des portes et des fenêtres, ainsi que par le fonctionnement des systèmes de ventilation, la flore microbienne aéroportée dans l'air extérieur parvient à pénétrer à l'intérieur de nos habitations. Le nombre de particules fongiques en suspension dans l'air ambiant des pièces, ainsi que la diversité des espèces, sont donc comparables à ce qu'on retrouve à l'extérieur. L'incidence des moisissures peut toutefois être inférieure, lorsqu'il y a absence de mouvements d'air dans le bâtiment. Dans ce cas, la flore fongique aéroportée tend à se déposer par gravité sur différentes surfaces. Cette situation est qualifiée "normale".

Cependant, lorsque les conditions environnementales à l'intérieur d'un bâtiment deviennent favorables, particulièrement lorsqu'il y a une augmentation de l'humidité, les particules fongiques qui se sont déposées sur les surfaces les utilisent en tant que substrat et se mettent à germer, formant des colonies. Ces surfaces deviennent ainsi des foyers de contamination microbienne.

La contamination prend alors l'apparence de taches à la surface des matériaux complètement trempés tels que le bois, la tapisserie ou le carton des panneaux de gypse, dans le cas des bâtiments ayant subi un dégât d'eau. Ces taches, telles qu'illustrées dans les figures 3a) et b) suivantes, consistent en un mycélium et des milliers de spores qui deviennent facilement aéroportées par les courants d'air et l'activité humaine et ainsi, atteignent de très grandes concentrations dans l'air. Ces spores sont alors inhalées et se logent dans les voies respiratoires, causant plusieurs problèmes de santé chez les individus exposés.

Figure 3. Aspect de murs contaminés par les moisissures suite à des inondations

a)



b)



#### D. PROBLÈMES DE SANTÉ RÉSULTANT D'UNE EXPOSITION AUX MOISSURES

L'inhalation des spores et des fragments mycéliens des moisissures, ainsi que de leurs composés organiques volatils et leurs mycotoxines, cause une variété de problèmes de santé tels que les mycotoxicoses, différentes formes d'allergie respiratoire, les mycoses broncho-pulmonaires allergiques, ainsi que l'alvéolite allergique extrinsèque (Flannigan et Miller, 1994).

Certains champignons dimorphes comme *Coccidioides immitis*, *Paracoccidioides brasiliensis*, *Histoplasma capsulatum* et *Blastomyces dermatitidis* peuvent également provoquer des infections localisées aux poumons ou invasives chez les individus dont le système immunitaire est affaibli ou débordé par l'inhalation massive de leurs conidies (Day, 1986). Cependant, les zones d'endémie de la coccidioïdomycose et de la paracoccidioïdomycose sont surtout localisées dans les régions arides du sud-ouest des États-Unis, d'Amérique centrale et d'Amérique du Sud, alors que l'histoplasmose et la blastomycose, quoiqu'elles aient une distribution mondiale et nord-américaine, respectivement, ne surviennent que chez les individus ayant été exposés à des conditions bien particulières.

Ainsi, l'histoplasmose touche généralement les individus ayant visité des endroits habités par des oiseaux et des chauves-souris, comme par exemple les grottes, ou ayant participé à la démolition d'anciens poulaillers. Les sols à haute teneur azotée, enrichis par les déjections d'oiseaux et de chauve-souris, sont particulièrement contaminés par ce champignon. Selon le Laboratoire de Santé Publique du Québec, quelques cas cliniques seulement d'histoplasmose sont signalés annuellement dans la région de Montréal et le long du St.-Laurent. Des études épidémiologiques révèlent cependant que la séroprévalence est importante dans notre région.

*B. dermatitidis* est, quant à lui, présent dans les endroits particulièrement riches en matières organiques, où la température est élevée et le pH acide. Ce champignon a été isolé, entre autre, de vieux poulaillers, de cabanes abandonnées de travailleurs forestiers, de rampes en bois servant au chargement de bestiaux, ainsi que de barrages de castors. La niche écologique de ce champignon est toutefois encore mal connue.

Quoiqu'il en soit, compte tenu de l'épidémiologie des champignons pathogènes impliqués, ces mycoses d'inhalation sont rares chez les individus habitant ou travaillant dans les bâtiments contaminés par les moisissures et ne seront donc pas abordées davantage.

Toutefois, de nombreuses études mettent en évidence l'existence d'une relation étroite entre les bâtiments présentant des problèmes d'humidité, la présence de moisissures, ainsi que l'apparition de symptômes respiratoires chez les occupants. Des cas de mycotoxicoses ont également été associés à ce genre de bâtisse (Croft *et al.*, 1986).

## **1. Mycotoxicose**

La mycotoxicose se définit comme étant une intoxication causée par l'ingestion ou l'inhalation des toxines produites par les moisissures, des métabolites secondaires non ou peu volatils synthétisés lorsque le mycélium vient à manquer de certains nutriments lors de son développement.

L'inhalation des mycotoxines, contenues à l'intérieur des spores et des fragments mycéliens des espèces de moisissures toxigènes, a été associée à des problèmes de santé variés chez les occupants de bâtiments microbiologiquement contaminés. Lorsque les particules fongiques sont inhalées et se déposent au niveau des voies respiratoires, les mycotoxines sont absorbées par les muqueuses, à cause de leur faible poids moléculaire et de leur solubilité, et exercent leurs effets immunosuppresseurs et/ou cancérigènes chez l'hôte, le prédisposant aux infections opportunistes (Pestka et Bondy, 1990; IARC, 1993).

Des expériences de Pestka et Bondy (1990), effectuées sur des animaux, ont démontré qu'une exposition répétée à de faibles concentrations d'ochratoxines, de tricothécènes, d'aflatoxines et de stérigmatocystines altère de façon significative le fonctionnement du système immunitaire. Par exemple, les ochratoxines inhibent l'activité des cellules NK (natural killer cells) alors que les tricothécènes et les aflatoxines affectent la phagocytose des macrophages alvéolaires (Sorenson *et al.*, 1986; Jakab *et al.*, 1994).

Ces mycotoxines ne sont toutefois pas les seules à interférer avec le fonctionnement normal des macrophages. Le  $\beta$  1,3-glucan, une composante biologique active de la paroi cellulaire des particules fongiques, diminue le nombre de macrophages alvéolaires et affecte la phagocytose (Rylander et Goto, 1991). Le  $\beta$  1,3-glucan peut également être relié à une toux sèche, ainsi qu'à de l'irritation de la peau, des yeux et de la gorge (Rylander *et al.*, 1992).

Quant à elle, l'aflatoxine B1, produite par *Aspergillus parasiticus* et *A. flavus*, est très hépatotoxique et compte parmi les agents carcinogènes les plus puissants (IARC, 1993). Des études ont mis en évidence son effet cancérigène chez des individus ayant manipulé quotidiennement du maïs et des arachides contaminés par ces deux espèces de moisissure sur une période de dix ans. Ceux-ci ont développé deux à trois fois plus de cancer du foie et de la vésicule biliaire que les sujets non exposés (Olsen *et al.*, 1988; Autrup *et al.*, 1991).

La présence de *Stachybotris atra* à l'intérieur des bâtiments présentant des problèmes d'humidité mérite une attention particulière. Cette espèce de moisissure produit des tricothécènes macrocycliques qui sont de puissants inhibiteurs de synthèse des protéines (Feinberg et McLaughlin, 1989). L'inhalation de ces mycotoxines cytotoxiques, appelées aussi satratoxines, peut causer une variété de symptômes respiratoires et non respiratoires chez les individus exposés.



L'exposition de souris aux spores de ce champignon par voie intranasale provoque, à doses élevées, des changements inflammatoires dans les poumons, en particulier des hémorragies pulmonaires (Nikulín *et al.*, 1997). On soupçonne que ces mêmes toxines, lorsque présentes à l'intérieur des bâtiments, pourraient être responsables de symptômes respiratoires, dermatologiques et de fatigue chronique chez les occupants (Fung *et al.*, 1998).

Les tricothécènes de *S. atra* dégagés dans l'air ou présents sur des surfaces contaminées peuvent en effet causer des irritations de la peau et des muqueuses. Des employés impliqués dans des travaux de décontamination d'une résidence ont déclaré que la poussière et les débris étaient très irritants pour le système respiratoire. De plus, une application locale de tricothécènes sur la peau d'animaux peut provoquer une grave intoxication systémique, voire même la mort (Jarvis, 1986).

*Aspergillus versicolor* est une autre espèce de moisissure fréquemment rencontrée dans les bâtiments microbiologiquement contaminés, qui a été associée à des maladies pulmonaires (Hodgson *et al.*, 1998). Les spores produites par cette espèce contiennent de la stérigmatocystine, un précurseur des aflatoxines et un agent carcinogène pour l'humain (IARC, 1993).

En plus des mycotoxines produites par les moisissures, les composés chimiques volatils, détectés à leur odeur caractéristique de moisi et de terre, peuvent causer des irritations et des réactions respiratoires immédiates plus ou moins intenses allant de la congestion nasale à une respiration sifflante. En général, ces substances volatiles ont une toxicité très faible, à part quelques exceptions. Des études ont démontré que les composés chimiques volatils produits par *Paecilomyces variotti* sont cytotoxiques (Anon, 1986).

Les données toxicologiques au sujet d'un bon nombre de mycotoxines sont plutôt rares, particulièrement en ce qui concerne les voies cutanées ou respiratoires.

## 2. Allergie respiratoire

### a) Historique

Le rôle des moisissures dans la manifestation d'allergie respiratoire est établi depuis longtemps. Une des premières évidences date de 1726, lorsque Sir John Floyer diagnostiqua un asthme sévère chez un patient qui venait tout juste de visiter une cave à vin. Dans un autre cas semblable, Blackley souffra personnellement de catarrhe bronchique et d'oppression thoracique sévère après avoir inhalé les spores de cultures de *Penicillium* et de *Chaetomium* (1873). Pendant cette même période, d'autres médecins remarquèrent également que l'allergie respiratoire aux moisissures était un phénomène très commun chez leurs patients (Feinberg, 1935; Prince *et al.*, 1934; Von der Werff, 1958).

### b) Définition de l'allergie

Une des premières descriptions du mécanisme immunopathologique de l'allergie date de 1903 quand Arthus observa chez le lapin des phénomènes d'hypersensibilité. Trois ans plus tard, Von Pirquet définit l'allergie comme la capacité d'un organisme, préalablement sensibilisé à une substance exogène, à réagir de façon spécifique et altérée, lors de la réintroduction de cette même substance.

Le terme "atopie" fût proposé par Coca et Cooke, en 1923, pour définir les manifestations cliniques de l'allergie, alors que la découverte de l'immunoglobuline E (IgE) en 1967, par Ishizaka et Johansson, servit à la compréhension du mécanisme de l'allergie chez les individus atopiques. Pour Bach et David (1973), l'atopie était l'association de manifestations cliniques d'hypersensibilité et de production excessive d'IgE.

Aujourd'hui, selon la classification de Gell et Coombs, l'allergie se définit comme étant une réaction d'hypersensibilité de type I, à médiation humorale, qui survient immédiatement après interaction de l'allergène en cause avec les mastocytes et les basophiles sensibilisés par des IgE. Cette stimulation provoque la dégranulation et le relâchement de médiateurs chimiques de l'inflammation aboutissant aux signes cliniques de l'allergie qui surviennent dans des organes cibles tels que la peau, les yeux, le nez et les poumons.

Le rhume des foins et l'asthme allergique sont les manifestations atopiques les plus fréquentes de l'allergie immédiate. La manipulation d'objets contaminés par des individus allergiques atopiques peut également causer une dermatite de contact mais cette réaction prend moins d'ampleur que celle résultant de l'inhalation de l'allergène en cause. De plus, le contact des allergènes dissous dans le film lacrymal de l'œil avec les IgE fixées sur les mastocytes de la conjonctive peut causer une conjonctivite allergique. Cependant, cette réaction est plus souvent associée à la rhinite pollinique saisonnière qu'aux allergènes perannuels, tels que les moisissures.

#### c) Mécanisme de la réaction d'hypersensibilité de type I

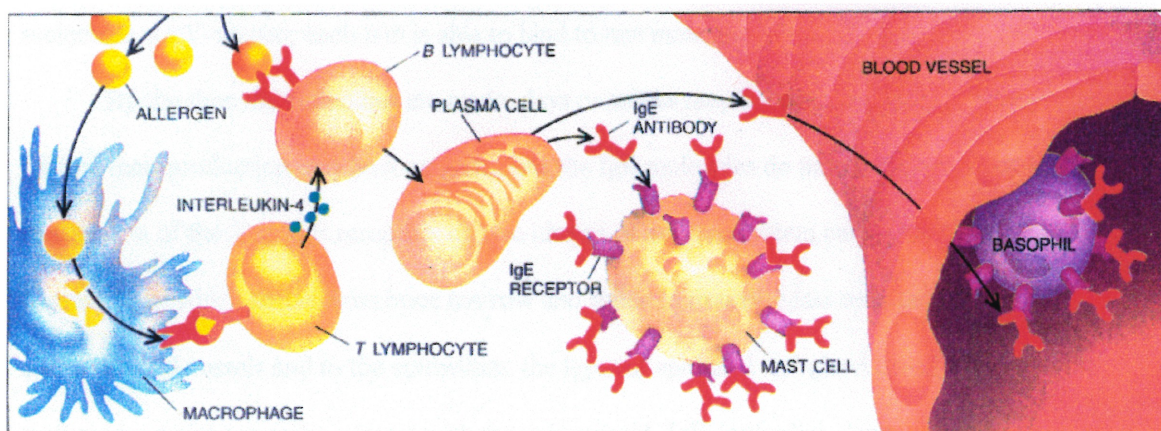
Le mécanisme déclenchant la réaction allergique immédiate comporte deux phases distinctes :

1. La phase de sensibilisation
2. La réaction allergique

## 1. La sensibilisation

La phase de sensibilisation survient lors d'une première exposition avec un allergène. L'allergène est phagocyté par un macrophage qui le modifie et le présente à un lymphocyte T auxiliaire. Cet allergène modifié sensibilise le lymphocyte T qui induit à son tour, par la sécrétion de cytokines, la maturation d'un lymphocyte B voisin en un plasmocyte pour la sécrétion des Ig. L'interleukine-4 produite par les lymphocytes T auxiliaires favorise la production des IgE par les plasmocytes en stimulant une commutation des IgM en IgE, telle qu'illustrée dans la figure 4 suivante.

Figure 4. Phase de sensibilisation de la réaction allergique



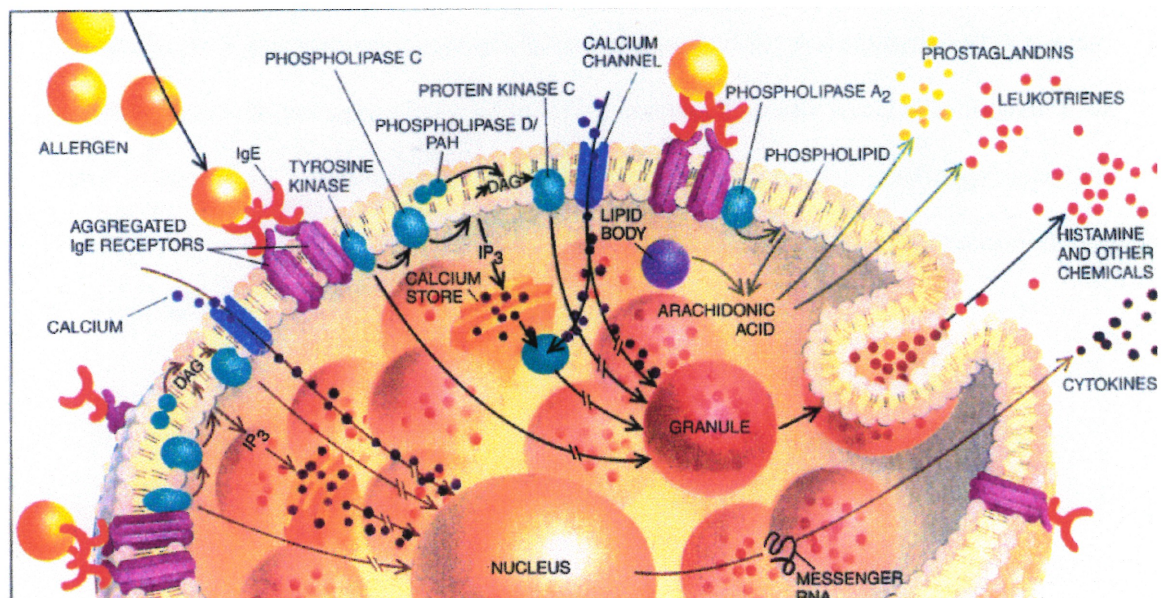
(Figure tirée de *Allergy and The Immune System*. Lichtenstein, L. *Scientific American*. Life, Death and The Immune System. Special Issue, September 1993, p. 117).

Lors de cette première exposition avec l'allergène, le complexe antigène-anticorps n'est pas formé puisqu'au moment où les IgE sont produites et se présentent dans la circulation, l'allergène a déjà été éliminé. Les IgE se logent ainsi dans la circulation sanguine et se fixent aux récepteurs membranaires des mastocytes et des basophiles qui sont spécifiques à leur fragment Fc. Les mastocytes sont généralement localisés dans tous les organes ayant du tissu conjonctif, entre autre, dans les voies respiratoires, au niveau de l'épithélium et près des vaisseaux sanguins, tandis que les basophiles se retrouvent plutôt dans la circulation.

## 2. La réaction allergique

La deuxième phase ou réaction allergique survient lors d'une exposition subséquente au même allergène dont l'hôte a déjà été sensibilisé auparavant. À l'intérieur de quelques secondes, l'allergène se fixe immédiatement sur au moins deux IgE contiguës, ayant la même spécificité antigénique, à la surface des mastocytes tissulaires. Pour ce faire, les IgE se rassemblent à un pôle du mastocyte selon la théorie du pontage (bridging). Cette mobilité des IgE sur leurs récepteurs entraîne une modification des lipides membranaires qui permet la pénétration intracellulaire de calcium aboutissant à la dégranulation de la cellule et à l'activation des phospholipides membranaires. Les granules cytoplasmiques se fusionnent à la membrane cellulaire et, par exocytose, libèrent plusieurs médiateurs chimiques préformés qui génèrent directement ou indirectement les symptômes de l'allergie. D'autres médiateurs néoformés sont synthétisés au moment de la stimulation antigénique à partir de l'acide arachidonique libérée des phospholipides membranaires. Cette deuxième rencontre avec l'allergène, entraînant l'activation des mastocytes, est illustrée dans la figure 5 suivante.

Figure 5. Activation des mastocytes



(Figure tirée de *Allergy and The Immune System*. Lichtenstein, L. *Scientific American*. Life, Death and The Immune System. Special Issue, September 1993, p. 117).

Les médiateurs préformés ont une action vaso-active immédiate apparaissant dans les minutes qui suivent le contact avec l'allergène. Parmi eux, on compte l'histamine qui est le premier médiateur de l'anaphylaxie, découvert par Dale en 1910. Il induit la contraction des muscles lisses entourant les bronches, la production massive de mucus responsable de l'obstruction bronchique ainsi qu'une perméabilité vasculaire accrue. Son action, quoique puissante, est cependant de courte durée.

Les médiateurs néoformés, tels que les prostaglandines et les leucotriènes, ont plutôt une action chimiotactique sur les éosinophiles, les macrophages, les lymphocytes, les plaquettes et les neutrophiles qui aboutit à une pérennisation de la réaction allergique en un processus inflammatoire qui se manifeste deux à quatre heures après le contact avec l'allergène et se poursuivant plusieurs heures. Ces médiateurs vaso-actifs, à action puissante et prolongée, aident entre autre à l'adhérence des polynucléaires aux cellules endothéliales ainsi qu'à leur activation.

#### d) Manifestations de l'allergie respiratoire

Dépendamment de leur diamètre aérodynamique, les spores et les fragments mycéliens des moisissures se déposent au niveau des fosses nasales ou de l'arbre trachéobronchique, provoquant des allergies respiratoires qui se manifestent sous forme de rhinite allergique ou d'asthme allergique, respectivement.

### 1. LA RHINITE ALLERGIQUE

La rhinite allergique représente une inflammation de la muqueuse nasale particulièrement fréquente. On estime que 10% à 20% de la population en souffrent. Au cours de la saison pollinique ou dans l'allergie perannuelle, de nombreuses cellules dont les mastocytes logent dans la lumière des fosses nasales, prêtes à réagir avec un allergène.

Lors de leur entrée dans le système respiratoire, les spores et les fragments mycéliens des champignons rencontrent plusieurs barrières physiques de défense dont les poils du nez qui filtrent les particules atmosphériques ainsi que le mucus, contenant des enzymes et des anticorps, qui facilite l'extraction du matériel antigénique de la surface des particules inhalées. Les particules fongiques, dont le diamètre est supérieur à 10  $\mu\text{m}$ , se déposent au niveau des muqueuses nasales et libèrent leur contenu allergénique dans le mucus, activant ainsi les mastocytes et les basophiles luminaux et intra-épithéliaux sensibilisés, portant des IgE spécifiques sur leur membrane.

Les médiateurs vaso-actifs et chimiotactiques libérés et synthétisés, respectivement, par ces cellules, augmentent la perméabilité de l'épithélium en favorisant l'ouverture des desmosomes pour permettre le passage des allergènes plus en profondeur dans le tissu. Les toxines produites par certaines espèces de moisissures peuvent également avoir un effet direct sur les desmosomes de l'épithélium lorsqu'elles sont présentes dans les sécrétions et peuvent accentuer la sensibilisation et les réponses allergiques subséquentes en réponse à une exposition au même allergène.

Les médiateurs vaso-actifs libérés des mastocytes de la sous-muqueuse stimulent les glandes séro-muqueuses causant une hypersécrétion d'un fluide riche en protéines, la rhinorrhée, et induisent une dilatation des capillaires, responsable de la congestion nasale.

Les médiateurs chimiotactiques, eux, attirent au siège de la réaction allergique, plusieurs cellules, créant un véritable foyer inflammatoire, responsable d'une obstruction nasale importante, aggravée par des épisodes de rhinorrhée et d'éternuements ainsi que par une hyperréactivité nasale non spécifique.

## 2. L'ASTHME ALLERGIQUE

L'asthme est une inflammation des bronches, induite par le conflit allergène-IgE. Il survient après l'inhalation de grandes quantités de particules fongiques, dont le diamètre varie entre 3 et 10  $\mu\text{m}$ , qui ont tendance à se déposer au niveau des bronches.

La réaction allergique immédiate est semblable à celle de la rhinite allergique. Dans le cas de l'asthme, les médiateurs vaso-actifs libérés dans la sous-muqueuse des bronches sont responsables de l'obstruction bronchique. Ils induisent la vasodilatation et stimulent les glandes séro-muqueuses résultant en une contraction des muscles lisses autour des bronches et en une hypersécrétion de mucus, caractéristique de la réaction allergique immédiate.

Les médiateurs chimiotactiques recrutent tant qu'à eux de nombreuses cellules dont les éosinophiles et les neutrophiles au niveau de la lumière bronchique, de l'épithélium et de la sous-muqueuse. Les médiateurs vaso-actifs et cytotoxiques libérés par ces cellules dénudent l'épithélium, augmentent le spasme bronchique et entraînent une inflammation de la sous-muqueuse, diminuant le calibre de la lumière bronchique. Une gêne respiratoire, de la toux et parfois, une respiration sifflante, sont des symptômes caractéristiques de l'asthme.

À titre d'exemple, l'inhalation des spores d'*Alternaria alternata*, une espèce de moisissure très allergène, peut déclencher un asthme sévère chez les enfants et les jeunes adultes et représente un facteur de risque d'insuffisance respiratoire, surtout chez ceux souffrant d'asthme bronchique (O'Hollaren *et al.*, 1991).

L'inhalation des conidies d'*Aspergillus fumigatus* peut également provoquer l'asthme allergique.

*A. fumigatus* est un pathogène opportuniste qui a été mis en cause dans de nombreux cas de mycose bronchopulmonaire chez les individus atopiques asthmatiques dont le système immunitaire était déficient ou affaibli (Godard *et al.*, 1982).

L'aspergillose broncho-pulmonaire est une réaction inflammatoire induite par une réponse immunologique à IgE et IgG, qui se présente comme un asthme chronique, accompagné de fièvre et d'expectorations brunâtres, dû à la croissance d'*A. fumigatus* dans les bronches.



*A. fumigatus* est également un des plus importants agents causals de l'aspergillose invasive et de l'alvéolite allergique extrinsèque (Gravesen, 1979).

Sa pathogénicité est attribuée à la petite taille de ses spores capables de pénétrer profondément dans les voies respiratoires, à sa capacité de se développer de façon optimale à une température de 37°C à 39°C et de survivre à l'intérieur des cellules polymorphonucléaires, ainsi qu'à sa production d'enzymes capables de dégrader la matrice du tissu pulmonaire pour l'invasion. La persistance de cette espèce dans les voies respiratoires résulte en une forte réponse immunologique avec un titre élevé des Igs de différents isotypes (Kauffman et Beaumont, 1988; Wardlaw et Geddes, 1992).

D'autres moisissures dont *Stemphylium*, *Rhizopus* et *Alternaria*, peuvent plus rarement entraîner une mycose bronchopulmonaire allergique.

### 3. L'ALVÉOLITE ALLERGIQUE EXTRINSÈQUE

L'alvéolite allergique extrinsèque ou pneumonie allergique est une maladie qui atteint les alvéoles et, à un degré moindre, les bronchioles terminales. Elle est la conséquence d'une réaction allergique à certains antigènes exogènes inhalés qui ont en commun la propriété de pénétrer très profondément dans l'arbre trachéo-bronchique, jusqu'aux alvéoles, lors d'expositions prolongées à des concentrations massives d'antigènes.

La forme la plus connue de la maladie est le poumon du fermier, causé par l'inhalation de grandes quantités de *Micropolyspora faeni* contenu dans la poussière de foin moisi. C'est en 1922 que, pour la première fois, Campbell rapporte les premiers cas. Jusqu'à ce jour, différentes formes d'alvéolite allergique extrinsèque ont été identifiées. Certaines sont dues à l'inhalation d'Actinomycète thermophile, d'autres à l'inhalation des conidies produites par certaines espèces d'*Aspergillus*, de *Mucor* et de *Penicillium* qui, par leur petite taille de diamètre inférieur à 3 µm, parviennent à pénétrer profondément dans le système respiratoire, jusqu'aux alvéoles.

Contrairement aux particules fongiques qui sont éliminées des fosses nasales et de l'arbre trachéo-bronchique en quelques heures par l'escalator mucociliaire, celles plus petites sont ingérées par les macrophages alvéolaires.

Dans le cas d'individus exposés régulièrement ou en permanence à de grandes quantités d'antigènes, comme par exemple à la poussière des filtres de climatiseurs des bâtiments contaminée par les moisissures (maladie des climatiseurs et des humidificateurs), les macrophages alvéolaires deviennent débordés et n'arrivent plus à assurer efficacement leur rôle phagocytaire. Les particules antigéniques inhalées ne sont donc pas éliminées des alvéoles, ce qui entraîne une réaction d'hypersensibilité de type III chez l'hôte. Cette réaction, parfois accompagnée de réactions de types I et IV, se caractérise par la formation de complexes immuns entre des IgM et des IgG précipitants et des antigènes localisés au niveau des tissus. La présence de complexes immuns sur les tissus déclenche l'activation du complément responsable de la lésion des cellules cibles. La forme chronique de la maladie se caractérise par une fibrose pulmonaire progressive qui peut évoluer vers l'insuffisance respiratoire, voire même le décès.

Le mécanisme immunopathologique de l'alvéolite allergique extrinsèque dont les symptômes sont à la fois pulmonaires et systémiques, n'est toutefois pas encore complètement élucidé.

Ces réactions d'hypersensibilité discutées précédemment, telles que la rhinite allergique, l'asthme allergique, la mycose bronchopulmonaire allergique et l'alvéolite allergique extrinsèque, sont induites par des déterminants allergéniques des moisissures qui possèdent des caractéristiques bien particulières.

#### e) Les allergènes des moisissures

Les allergènes des moisissures sont des antigènes de nature glycoprotéique et/ou polysaccharidique à la surface des spores et des fragments mycéliens, responsables de médier des réponses immunes à IgE chez les individus sensibilisés.

Ces antigènes, dont le poids moléculaire se situe entre 2 000 et 100 000 daltons, peuvent être très nombreux à la surface des particules fongiques et différer grandement l'un de l'autre, permettant aux moisissures de s'adapter continuellement aux changements des conditions nutritionnelles et environnementales auxquelles elles font face, pour leur développement.

Cette complexité antigénique a été démontrée dans plusieurs études scientifiques dont celle de Lowenstein et de ses collaborateurs qui ont analysé, par immunoélectrophorèse croisée (CIE), le sérum de lapins immunisés avec différents extraits allergéniques non purifiés de *Cladosporium herbarum* (1977). Plus de 60 précipités ont été mis en évidence, dont 7 correspondent à des allergènes majeurs. Parmi ces allergènes, *Clh I* élicite, chez 50% des gens allergiques au genre *Cladosporium*, une réponse immune spécifique médiée par les IgE.

La composition antigénique des espèces *A. fumigatus* et *A. alternata* a également été étudiée.

Chez *A. fumigatus*, un allergène majeur et deux allergènes mineurs ont été caractérisés. *Asp f I*, l'allergène majeur d'*A. fumigatus*, élicite une réponse immune spécifique, médiée par les IgE, chez 85% des sujets sensibilisés à ce genre de moisissure.

La caractérisation des antigènes d'*A. alternata* a permis, quant à elle, de mettre en évidence 2 allergènes mineurs, ainsi que l'allergène majeur *Alt a I*, une protéine riche en hydrates de carbone de 28 000 daltons, à laquelle 80% des individus allergiques à ce genre de moisissure possèdent des IgE spécifiques (Matthiesen *et al.*, 1993). *Alt a I* entre dans la composition antigénique de différentes espèces d'*Alternaria*, ainsi que de *Stemphylium* et d'*Ulocladium*, expliquant l'existence de réactions croisées entre différents genres et espèces de moisissures, observées lors des tests cutanés (Agarwal *et al.*, 1982).

En effet, Ike et ses collaborateurs ont démontré par une technique d'ELISA que les extraits d'*Alternaria*, *Stemphylium*, *Stachybotris* et *Curvularia* comportent certains déterminants antigéniques communs (1983).

*Alternaria tenuis* et *Alternaria solani* possèdent également des déterminants antigéniques et allergéniques communs alors que d'autres sont uniques à chacune de ces deux espèces (Vijay *et al.*, 1979).

L'existence d'allergènes communs aux espèces *Fusarium solani*, *F. equiseti* et *F. monoliforme* a également été démontrée par Verma et Gangal (1994) alors que chez le genre *Aspergillus*, les groupes *fumigatus* et *niger* sont antigéniquement distincts des groupes *versicolor*, *nidulans* et *glaucus* (Burge *et al.*, 1982).

Il faut souligner également que les allergènes des moisissures sont hétérogènes. L'allergène majeur de *C. herbarum*, Ag-32, existe sous 5 variantes moléculaires dont seul le point isoélectrique diffère. L'antigénicité et l'allergénicité de ces variantes demeurent toutefois identiques (Aukrust et Borch, 1979).

La caractérisation et la purification des allergènes des moisissures s'avèrent des étapes essentielles à la préparation d'extraits allergéniques standardisés et de bonnes qualités, faute de quoi, le diagnostic des allergies aux moisissures chez les individus sensibilisés demeurera toujours incertain.

#### **E. DIAGNOSTIC DES ALLERGIES AUX MOISSURES**

Le diagnostic des allergies aux moisissures se fait principalement *in vivo* par des tests cutanés et de provocation ainsi qu'*in vitro* par le radioallergosorbent test (RAST) qui sont, à l'heure actuelle, les techniques les plus fiables.

## 1. Méthodes *in vivo*

### a) Tests cutanés

Les tests cutanés consistent à faire interagir l'allergène avec les IgE fixées aux mastocytes de la peau pour amener la libération de médiateurs chimiques. Cette interaction des antigènes avec les anticorps résulte chez l'individu allergique en la formation d'un érythème localisé, accompagné de rougeur et d'enflure. En principe, trois méthodes courantes sont pratiquées pour les tests cutanés.

La technique d'intradermo-réaction consiste à injecter sous l'épiderme un volume précis d'une solution diluée de l'allergène. Bien que cette méthode soit très sensible, elle comporte certains inconvénients parmi lesquels le risque d'induire des réactions anaphylactiques parfois violentes.

La cuti-réaction est réalisée en appliquant l'allergène à une scarification superficielle qui pénètre la surface cornée de la peau. Cette méthode est toutefois peu reproductible et peut entraîner des réactions anaphylactiques. De plus, lorsque le patient est allergique à plusieurs allergènes, il est souvent difficile de distinguer celui qui donne une réaction positive.

Le prick test est actuellement la technique la plus souvent utilisée et la plus fiable qui n'entraîne qu'exceptionnellement des réactions systémiques. Le prick test est réalisé en déposant une goutte de l'extrait d'allergène glycérimé à la surface de l'avant bras ou du dos. La couche superficielle de la peau est ensuite relevée avec une aiguille hypodermique ou intradermique standardisée permettant la pénétration de quantités reproductibles d'allergènes en prenant soin de ne pas faire saigner.

## b) Tests de provocation

Dans le cas des tests de provocation, il s'agit d'administrer au patient un extrait allergénique en solution en le déposant directement dans le nez, pour les tests de provocation nasale, ou au moyen d'un nébulisateur, pour les tests de provocation bronchique.

La mesure de la réponse dans les tests de provocation nasale peut se faire par rhinomanométrie mais l'obstruction nasale ne représente qu'un des symptômes importants de la rhinite allergique. C'est pourquoi des scores cliniques associant éternuements, obstruction et rhinorrhée sont utilisés. Des mesures de température et du pH nasal ainsi qu'un dosage des médiateurs chimiques dans les sécrétions nasales peuvent également être effectués.

Les tests de provocation nasale sont grandement influencés par la qualité des allergènes utilisés ainsi que par la prise de médicaments par le patient. De plus, le test est long et peut être mal toléré.

Lors de la provocation bronchique, des gouttelettes d'une solution aqueuse de l'allergène sont inhalées par la bouche pour atteindre les voies aériennes. La quantification de la réponse bronchique se fait par un débit de pointe ou alors par un spiromètre permettant d'étudier la réponse immunitaire quelques minutes suivant l'inhalation de l'allergène et la réponse allergique retardée, 4 à 6 heures plus tard. Cette méthode est particulièrement longue nécessitant toute une journée. De plus, comme tout test *in vivo*, la prise de médicaments anti-allergiques et anti-asthmatiques module la réponse immunitaire en l'atténuant ou l'inhibant.

## 2. Méthodes *in vitro*

Le RAST est une technique qui permet *in vitro* le dosage des IgE sériques spécifiques aux allergènes pour le diagnostic de l'allergie immédiate. Ce test d'une très grande importance clinique est largement utilisé à l'heure actuelle comme méthode de référence.

Cette technique de dosage semi-quantitatif de type sandwich comporte deux étapes. La phase solide est constituée d'un allergène couplé à un disque de cellulose par le bromure de cyanogène ou l'albumine. Dans le cas d'un patient allergique, les IgE sériques spécifiques se fixent à l'allergène lors de l'incubation du sérum tandis que les IgE non spécifiques sont éliminées lors du lavage. La deuxième étape consiste à faire réagir un anticorps polyclonal anti-IgE couplé à de l'iode radioactif ou à de la galactosidase pour un dosage immuno-enzymologique afin de mettre en évidence le couplage des IgE sériques spécifiques à l'allergène.

Le RAST ne comporte aucun risque pour le patient et le dosage n'est pas influencé par la prise de médicaments. Toutefois, cette technique est moins sensible que les tests cutanés et peut parfois conduire à des résultats faussement négatifs chez les patients ayant des taux d'IgE sériques spécifiques très faibles.

Au contraire, les patients possédant des taux élevés d'IgE totales peuvent avoir un RAST faussement positif dû à l'absorption non spécifique des IgE sur les disques de cellulose. C'est un procédé qui est également onéreux et la manipulation de radio-isotopes n'est pas toujours conseillée.

## **F. DIFFICULTÉS RENCONTRÉES DANS LE DIAGNOSTIC DES ALLERGIES AUX MOISSURES**

Les tests cutanés, de provocation et de RAST nécessitent l'utilisation d'extraits d'allergènes de moisissures, préparés de souches et d'espèces qui ne sont pas nécessairement représentatives des bâtisses abritant une flore fongique contaminante et, dont la composition est très variable, mettant ainsi en doute la fiabilité des résultats obtenus lors du diagnostic.

De plus, certaines espèces de moisissure sont rarement utilisées pour la préparation d'extraits d'allergènes à cause des mycotoxines qu'elles produisent, bien que certaines prédominent dans les bâtiments microbiologiquement contaminés. Dans le cas contraire, des épreuves sensibles de toxicité, ainsi que de mutagénicité, comme le test de Ames, sont réalisées sur ces extraits d'allergènes utilisés lors des tests diagnostiques *in vivo* (Ames *et al.*, 1975; Bjeldanes *et al.*, 1978).

### **1. Utilisation d'extraits d'allergènes commerciaux dont la composition varie d'une préparation à l'autre**

La composition variable des extraits d'allergènes des moisissures s'explique d'une part par les méthodes de préparation multiples utilisées dont aucune n'est standardisée, ainsi que par le manque de purification et de caractérisation des allergènes.

Les méthodes utilisées pour l'extraction des antigènes fongiques sont souvent les mêmes que celles employées pour les pollens. Pourtant, la paroi cellulaire des moisissures contient de la chitine et de la cellulose, contrairement à celle des pollens qui est plutôt constituée de protéines extractibles.



De plus, l'allergénicité des extraits non purifiés des moisissures est particulièrement faible comparativement aux préparations commerciales d'allergènes purifiés. Ces extraits non purifiés comportent des hydrates de carbone, ainsi que des protéines et des glycoprotéines de faibles poids moléculaires, non allergéniques, qui sont éliminés lors de l'étape de purification. Cette étape permet ainsi de concentrer le matériel allergénique des moisissures et, par conséquent, d'augmenter l'allergénicité des extraits d'allergènes purifiés (Aukrust, 1992).

En ce qui concerne la caractérisation des allergènes des moisissures, très peu d'espèces ont été étudiées jusqu'à présent. À part *Alternaria alternata*, *Cladosporium herbarum* et *Aspergillus fumigatus*, il existe très peu de données sur la caractérisation des allergènes d'autres moisissures.

De plus, l'utilisation de souches différentes pour chaque préparation commerciale influence la composition des extraits d'allergènes. Une étude réalisée par Aas et ses collaborateurs met en évidence cette variabilité dans la composition des extraits d'allergènes.

Différents extraits commerciaux de *Cladosporium herbarum* ont servi à mettre en évidence leur contenu allergénique variable, par test cutané, chez 80 sujets sensibilisés. Les résultats obtenus ont démontré un pourcentage de réactions positives variant entre 12% et 65%, dépendamment de la préparation utilisée (Aas *et al.*, 1980).

Plusieurs souches peuvent exister chez une même espèce et dépendamment de celles utilisées pour la préparation des extraits d'allergènes, la qualité de ces derniers varie (Schumacher et Jefferey, 1976; Yunginger *et al.*, 1976; Burroughs *et al.*, 1976; Kim et Chaparas, 1979; Thurston *et al.*, 1973; Reed, 1978).

Les souches appartenant à la même espèce comportent des allergènes distincts, tel que démontré par l'étude de Vijay et de ses collaborateurs (1987). De plus, leur contenu allergénique est souvent sujet à être modifié puisque les moisissures ont un taux de mutation élevé. Parfois, un seul réensemencement suffit, même lorsque les conditions d'incubation sont respectées (Aukrust, 1979). Des facteurs de croissance tels que la température, le taux d'oxygène ainsi que certaines propriétés du substrat comme son pH et sa teneur en azote et en carbone, influencent également l'expression des allergènes (Burroughs *et al.*, 1976; Joffe et Lisker, 1969; Flaherty et Burrell, 1970). Des études suggèrent ainsi l'utilisation de plusieurs souches pour la préparation d'extraits d'allergènes afin d'obtenir une plus grande diversité des déterminants allergéniques d'une même espèce.

Cette variabilité dans l'expression de différents allergènes est essentiellement due à la tendance innée des moisissures de varier.

Des chercheurs ont même remarqué des différences au niveau du contenu allergénique des spores et du mycélium d'un même champignon (Pratt, 1942). Des études montrent, en effet, que les spores d'*Alternaria* contiennent des allergènes distincts de ceux contenus au niveau du mycélium et que le taux de positivité associé à l'utilisation des allergènes des spores d'*Alternaria* est particulièrement élevé lors des tests cutanés et de RAST (Hoffman *et al.*, 1981; Solomon *et al.*, 1980).

En plus des spores et des fragments mycéliens, les milieux de culture utilisés pour la croissance des champignons constituent une excellente source des allergènes de surface. Toutefois, il est très difficile de prouver, sur le plan qualitatif, si ces allergènes dissous sont représentatifs de ceux retrouvés à la surface des spores et du mycélium. Ils peuvent être partiellement dégradés sous l'activité des enzymes extracellulaires sécrétées par le champignon dans le milieu de culture compliquant ainsi l'étape de purification.

## 2. Utilisation d'extraits d'allergènes préparés de souches et d'espèces non représentatives

Les moisissures utilisées pour la préparation des extraits d'allergènes commerciaux se limitent à quelques espèces que l'on rencontre fréquemment dans la nature et qui ne représentent pas nécessairement la flore fongique prévalant dans les bâtiments microbiologiquement contaminés.

Parmi ces espèces, on retrouve :

- *Alternaria alternata*
- *Aspergillus fumigatus*
- *Aureobasidium pullulans*
- *Botrytis cinerea*
- *Cephalosporium acremonium*
- *Cladosporium herbarum*
- *Curvularia lunata*
- *Epicoccum purpurascens*
- *Fusarium moniliforme*
- *Helminthosporium halodes*
- *Mucor racemosus*
- *Penicillium notatum*
- *Phoma betae*
- *Pityrosporum orbiculare*
- *Rhizopus nigricans*
- *Stemphylium botryosum*
- *Trichophyton rubrum*
- *Trichoderma viride*
- *Trichosporon pullulans*
- *Ulocladium chartarum*
- *Ustilago nuda/tritici*

En raison du nombre restreint d'espèces utilisées pour la préparation des extraits d'allergènes, comparativement à la grande diversité des champignons qui existent dans la nature, les chances d'observer des réactions cutanées positives chez les individus sensibilisés aux moisissures, lors du diagnostic, sont réduites.

De plus, les souches utilisées pour la préparation des extraits d'allergènes n'ont probablement pas été isolées du Québec, faisant en sorte que leurs allergènes diffèrent grandement de ceux auxquels la population québécoise est quotidiennement exposée et sensibilisée.

### **III. DESCRIPTION DU PROJET DE RECHERCHE**

Le présent projet de recherche a pour objectif la mise en évidence des espèces de moisissures prédominantes à l'intérieur des bâtiments microbiologiquement contaminés au Québec, plus particulièrement dans la région urbaine de Montréal et de ses environs.

Une telle étude devrait permettre l'acquisition de meilleures connaissances quant à la composition de la flore fongique contaminante des bâtiments pour la préparation éventuelle d'extraits d'allergènes de moisissures, à partir d'espèces représentatives, pour des fins diagnostiques.

Cette étude de la flore fongique à l'intérieur des bâtiments microbiologiquement contaminés comporte les objectifs suivants :

- L'échantillonnage de l'air ambiant, de la poussière des surfaces et des matériaux de construction susceptibles d'être contaminés par les moisissures dans les bâtiments présentant des problèmes d'humidité suite à des dégâts d'eau,
- La culture des moisissures et l'isolement des colonies macroscopiquement distinctes pour l'identification des espèces selon les méthodes classiques et,
- La compilation statistique des données obtenues suite à l'étude quantitative et qualitative de la flore fongique présente dans chacune des bâtisses investiguées pour l'établissement de la prédominance des espèces de moisissures.

#### IV. MATÉRIEL ET MÉTHODE

Afin d'étudier la composition de la flore fongique qui prévaut à l'intérieur des bâtiments microbiologiquement contaminés, des échantillons d'air ambiant, de poussière des surfaces et de matériaux de construction susceptibles d'être contaminés ont été prélevés de 27 bâtisses et résidences différentes de la région montréalaise et de ses environs entre août 1998 et décembre 2000.

Parmi les 27 bâtiments investigués, 21 étaient des lieux de résidence (maisons unifamiliales, logements, condominiums, duplex) et 6 des établissements publics dont une clinique dentaire et médicale, un centre de détention, un motel, une école, un hôpital et un bureau d'assurance.

Tous étaient contaminés microbiologiquement. Dans la plupart des cas, des infiltrations d'eau suite à des inondations, des refoulements d'égout et des bris dans la tuyauterie étaient à l'origine de la contamination microbienne, tel qu'indiqué dans le tableau I suivant.

Tableau I. Bâtisses investiguées entre août 1998 et décembre 2000 pour l'étude de la flore fongique dans les bâtiments microbiologiquement contaminés

Date de l'étude	Bâtisses investiguées
18. Août 98	<ul style="list-style-type: none"><li>• Quatre résidences d'une réserve indienne dont les sous-sols ont été inondés ou affectés par des refoulements d'égout.</li><li>• Des problèmes de santé sont survenus chez certains individus habitant ces maisons suite aux dégâts d'eau.</li></ul>
19. Décembre 98	<ul style="list-style-type: none"><li>• Clinique médicale et dentaire à Rosemère dont la perméabilité du toit laisse pénétrer l'eau à l'intérieur des murs de la façade de la bâtisse.</li></ul>
20. Décembre 98	<ul style="list-style-type: none"><li>• Logement d'une femme âgée de Montréal-Nord qui dit souffrir d'aspergillose pulmonaire.</li></ul>

21. Février 99	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Résidence de Québec dont les rez-de-chaussée et sous-sol ont été affectés par un dégât d'eau.</li> <li>• La jeune femme et ses deux enfants souffrent de problèmes respiratoires depuis que l'incident a eu lieu.</li> </ul>
22. Mars 99	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Logement à Montréal.</li> <li>• La femme souffre de problèmes respiratoires et les symptômes disparaissent lorsqu'elle quitte son logement.</li> </ul>
23. Mars 99	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Résidence de Montréal.</li> <li>• La femme se plaint de différents problèmes de santé depuis qu'un dégât d'eau est survenu dans sa résidence suite à un bris dans la tuyauterie.</li> </ul>
24. Avril 99	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Résidence de Montréal dont le sous-sol a été inondé lors de la crise du verglas en janvier 98.</li> <li>• Des odeurs fortes de moisi ont été perçues au sous-sol.</li> <li>• La femme et sa fille souffrent d'allergie.</li> </ul>
25. Septembre 99	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Pénitencier dans la région des Laurentides.</li> <li>• L'absence d'un coupe-vapeur au niveau du plancher de la cafétéria entraîne de la condensation d'eau au sous-sol.</li> <li>• Un taux d'humidité particulièrement élevé, de fortes odeurs de moisi, ainsi que des colonies de moisissures sur la laine isolante de la tuyauterie et sur le gypse de certains murs ont été observés au sous-sol.</li> </ul>
9. Octobre 99	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Motel de Montréal ayant été inondé en 1992. Depuis, ni nettoyage ni désinfection n'ont été effectués.</li> <li>• Dans la section affectée, de fortes odeurs de moisi ont été senties dans certaines chambres. Des champignons et des colonies de moisissures ont été observés sur les murs, meubles et planchers.</li> </ul>
10. Octobre 99	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Condominium de Montréal où l'eau s'est infiltrée dans les murs de la cuisine, suite à un bris de la tuyauterie survenu en août 99.</li> <li>• Des colonies de moisissures ont été observées sur le gypse des murs et du plafond de la cuisine.</li> </ul>
11. Octobre 99	<ul style="list-style-type: none"> <li>• École primaire de Longueuil où l'eau s'est infiltrée par les fenêtres lors des périodes de pluie abondante.</li> <li>• Présence de fortes odeurs de moisi et de colonies de moisissures sur certains murs et plafonds de l'école.</li> </ul>
12. Avril 00	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Hôpital de Montréal où l'eau des égouts a refoulé.</li> <li>• Les employés se plaignent de maux de tête et de fatigue.</li> </ul>

13. Mai 00	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Trois résidences d'une réserve indienne dont deux ont subi des infiltrations d'eau suite à un bris de la tuyauterie et une a été inondée au sous-sol.</li> <li>• Des colonies de moisissures ont été observées sur les murs et certains plafonds.</li> </ul>
14. Mai 00	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Duplex de Montréal où l'eau fuit de la tuyauterie de la salle de bain.</li> <li>• De fortes odeurs de moisi et des colonies de moisissures noires sur les murs de la salle de bain ont été observées.</li> </ul>
15. Mai 00	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Logement de Montréal où il y a eu des infiltrations d'eau au sous-sol.</li> <li>• La jeune femme dit souffrir d'allergie respiratoire.</li> </ul>
16. Mai 00	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Logement de Montréal dont le système de ventilation est fortement contaminé microbiologiquement.</li> </ul>
17. Juin 00	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Condominium d'Outremont où l'eau s'est infiltrée dans les murs, suite à un bris de la tuyauterie.</li> </ul>
18. Juin 00	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Logement de Montréal dont le vide sanitaire devient inondé à la fonte des neiges et lors de fortes périodes de pluie.</li> <li>• De fortes odeurs de moisi ont été perçues dans le vide sanitaire ainsi qu'à l'intérieur des armoires de la cuisine au rez-de-chaussée.</li> <li>• Des colonies de moisissures ont également été observées sur certains murs de l'appartement.</li> </ul>
19. Juillet 00	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Duplex de Montréal dont le vide sanitaire a été inondé à plusieurs reprises.</li> <li>• De fortes odeurs de moisi ont été perçues au sous-sol.</li> <li>• Des colonies de moisissures ont été observées sur les murs, le plancher et dans les armoires de la cuisine ainsi que de la salle de bain.</li> </ul>
20. Septembre 00	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Duplex de Montréal où des colonies de moisissures ont été observées au plafond de la salle de lavage au rez-de-chaussée, suite à un bris de la tuyauterie.</li> </ul>
21. Octobre 00	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Bureau d'assurance dont une employée dit souffrir d'allergie respiratoire et dont les symptômes disparaissent à sa sortie du travail.</li> </ul>
22. Décembre 00	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Résidence unifamiliale de Terrebonne où l'eau s'infiltré par le toit, à l'intérieur des murs ainsi qu'au sous-sol.</li> <li>• Des colonies de moisissures ont été observées sur les murs et au plafond, sur l'ensemble de la résidence.</li> </ul>

Pour chacune de ces bâtisses, trois échantillons d'air ambiant, deux de matériaux de construction et deux de poussière des surfaces ont été prélevés et ensuite analysés pour caractériser la flore fongique contaminante.

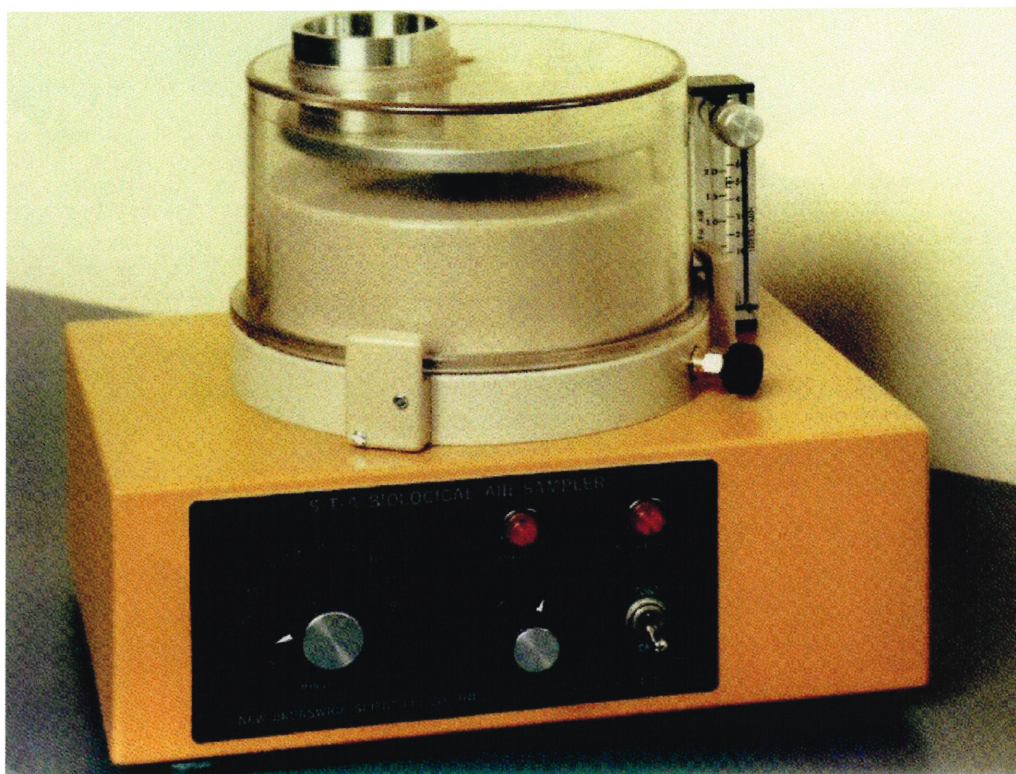
## A. ÉCHANTILLONNAGE

Les échantillons d'air ambiant, de poussière des surfaces, ainsi que de matériel de construction, ont été prélevés avec le même protocole d'échantillonnage à des endroits les plus susceptibles de contenir des moisissures, tels que les salles de bain, les cuisines et les sous-sol, ou encore sur des composantes où des colonies de micro-organismes étaient visibles à l'oeil nu.

### 1. Air ambiant

L'échantillonneur d'air STA (Slit-To-Agar) Biological Air sampler, New Brunswick Sci. Co., N.J., USA, tel qu'illustré dans la figure 6 suivante, a servi au prélèvement des particules fongiques contenues dans l'air, selon le protocole décrit par Otten et ses collaborateurs (1986).

Figure 6. Échantillonneur d'air STA





Cet échantillonneur permet l'aspiration d'un volume d'air donné au moyen d'une pompe Millipore. Les particules fongiques viables contenues dans ce volume d'air sont recueillies à la surface d'un milieu de culture spécifique et forment des colonies visibles à l'œil nu suite à leur incubation. En réglant le débit d'entrée d'air et le temps d'échantillonnage, il est possible de déterminer la concentration des particules fongiques viables aéroportées. Lors de l'échantillonnage, des volumes d'air correspondant à 500 L, 100 L et 50 L ont été aspirés. Afin d'éviter toute contamination des échantillons d'air, l'ouverture permettant l'entrée d'air a été désinfectée à l'éthanol 70% avant chaque prélèvement.

Le choix de cet échantillonneur qui combine à la fois les méthodes de succion, d'impaction et de culture est justifié par le fait qu'il permet la croissance des moisissures pour leur identification subséquente qui est basée essentiellement sur l'aspect macroscopique des colonies sur des milieux de culture spécifiques ainsi que sur le mode de formation et de groupement des conidies sur le mycélium.

La gélose à l'extrait de malt (MEA) supplémentée des antibiotiques gentamicine (0.005% p/v) et oxytétracycline (0.01% p/v) a été utilisée pour la culture des moisissures. Son pH de  $4.8 \pm 0.2$  permet la germination et le développement des spores et des fragments mycéliens viables et limite la croissance des bactéries. Un volume de 30 ml de ce milieu de culture a été coulé dans des boîtes de pétri de 150 X 15 mm de diamètre.

Selon Burge et ses collaborateurs (1977), la gélose MEA supporte la croissance d'une très grande variété d'espèces de moisissures et permet l'identification des espèces de plusieurs genres tels que les *Penicillium* (Raper et Thom, 1949), *Aspergillus* (Raper et Fennell, 1965) et *Cladosporium* (DeVries, 1952). De plus, le milieu MEA favorise la croissance des espèces hydrophiles. Puisque le projet de recherche présent visait l'étude des moisissures prédominantes dans les bâtiments humides, le choix de ce milieu est grandement justifié.

## **2. Poussière des surfaces et matériaux de construction**

L'échantillonnage de la poussière des surfaces a été effectué au moyen d'un aspirateur 3M. Une quantité d'environ un gramme de poussière a été aspirée dans un sac individuel stérile, lequel a par la suite été transporté au laboratoire dans des conditions spécifiques afin de conserver l'intégrité de chaque échantillon.

Certains échantillons de poussière et de matériaux de construction ont été prélevés au moyen d'une spatule désinfectée à l'alcool et ensuite transférés dans des contenants stériles de 50 ml pour leur transport au laboratoire.

L'échantillonnage des matériaux de construction a également été effectué au moyen d'une scie électrique dans certains cas.

## **B. ANALYSES MYCOLOGIQUES**

### **1. Dénombrement des moisissures**

#### **a) Air ambiant**

L'étape initiale de l'analyse consistait à incuber aux conditions ambiantes pendant sept jours les milieux de culture ayant servi aux prélèvements. Après ce temps d'incubation, le dénombrement de chacune des colonies macroscopiquement distinctes a été effectué. Ce dénombrement a servi à déterminer les concentrations par mètre cube d'air des différentes espèces de moisissures isolées et à établir ensuite la prédominance de chacune.

Il est à noter que dans certaines boîtes de pétri, la présence de moisissures envahissantes, telles que les espèces de *Trichoderma*, *Mucor*, *Rhizomucor* et *Monilia sitophila*, n'a pas permis un dénombrement précis des colonies dû au camouflage des autres moisissures présentes à la surface de la gélose.

Afin de vérifier la stérilité des milieux de culture, une boîte de pétri a été conservée comme témoin à chaque période d'échantillonnage. Cette boîte de pétri a été incubée aux mêmes conditions que les autres boîtes qui ont servi aux prélèvements. L'absence de moisissures sur ce milieu témoin confirme la stérilité du milieu de culture. Advenant le cas où il y a croissance de moisissures, les résultats des prélèvements ne sont pas valables et l'échantillonnage est recommencé.

#### b) Poussière des surfaces et matériaux de construction

Les analyses de la poussière des surfaces et des matériaux de construction ont été effectuées selon la méthode de Samson (1985).

Les échantillons de poussière et de matériaux de construction ont été dilués dix fois dans de l'eau distillée stérile. Par la suite, des dilutions décimales en série ont été effectuées et mises en culture sur le milieu MEA.

La période d'incubation a été d'une durée de sept jours à 25°C.

Après la période d'incubation dans des conditions optimales, le dénombrement de chaque colonie macroscopiquement distincte a été effectué sur les dilutions présentant à la surface du milieu de culture entre 25 et 50 colonies.

## 2. Identification des moisissures

Après le dénombrement, chacune des colonies macroscopiquement distinctes a été identifiée.

Les lames de moisissures ont été préparées selon la méthode du ruban adhésif (Koneman et Roberts, 1985). Cette technique aide à maintenir l'intégrité des structures des moisissures en les fixant sur la surface adhésive d'un ruban gommé transparent qui est par la suite placé sur une goutte de bleu de lactophénol préalablement déposée au centre d'une lame.

Les préparations microscopiques ont été observées à un grossissement de 100 X, 400 X et 1000 X. À ces grossissements, les spores asexuées et le mycélium des Deutéromycètes et des Mucorales s'observent facilement, permettant leur identification jusqu'au genre.

L'identification des moisissures a été réalisée avec les clés d'identification de Delorme et Robert (1997), Domsch *et al.* (1980), Larone (1987), Malloch (1981) et St-Germain et Summerbell (1996).

Comme les clés d'identification utilisées sont basées essentiellement sur l'appareil sporifère, seules les colonies ayant sporulé ont été identifiées.

Les moisissures n'ayant pas sporulé sur le milieu MEA ont été réensemencées sur la gélose dextrosée à la pomme de terre (PDA) car elle favorise la sporulation des moisissures. Dépendamment des genres identifiés, un repiquage des colonies sur des milieux appropriés a été effectué pour l'identification des espèces. Cette étape est nécessaire à la détermination des caractéristiques macroscopiques et microscopiques de la moisissure concernée.

Par exemple, les moisissures appartenant aux genres *Penicillium* et *Aspergillus* sont ensemencées sur les géloses à l'extrait de malt et Czapek-Dox puisque la plupart des ouvrages de référence décrivent les caractéristiques macroscopiques et microscopiques de ces espèces sur ces milieux. Les géloses à l'extrait de malt et aux flocons d'avoine sont utilisées pour l'identification des espèces d'*Acremonium* et de *Phoma*.

## V. RÉSULTATS

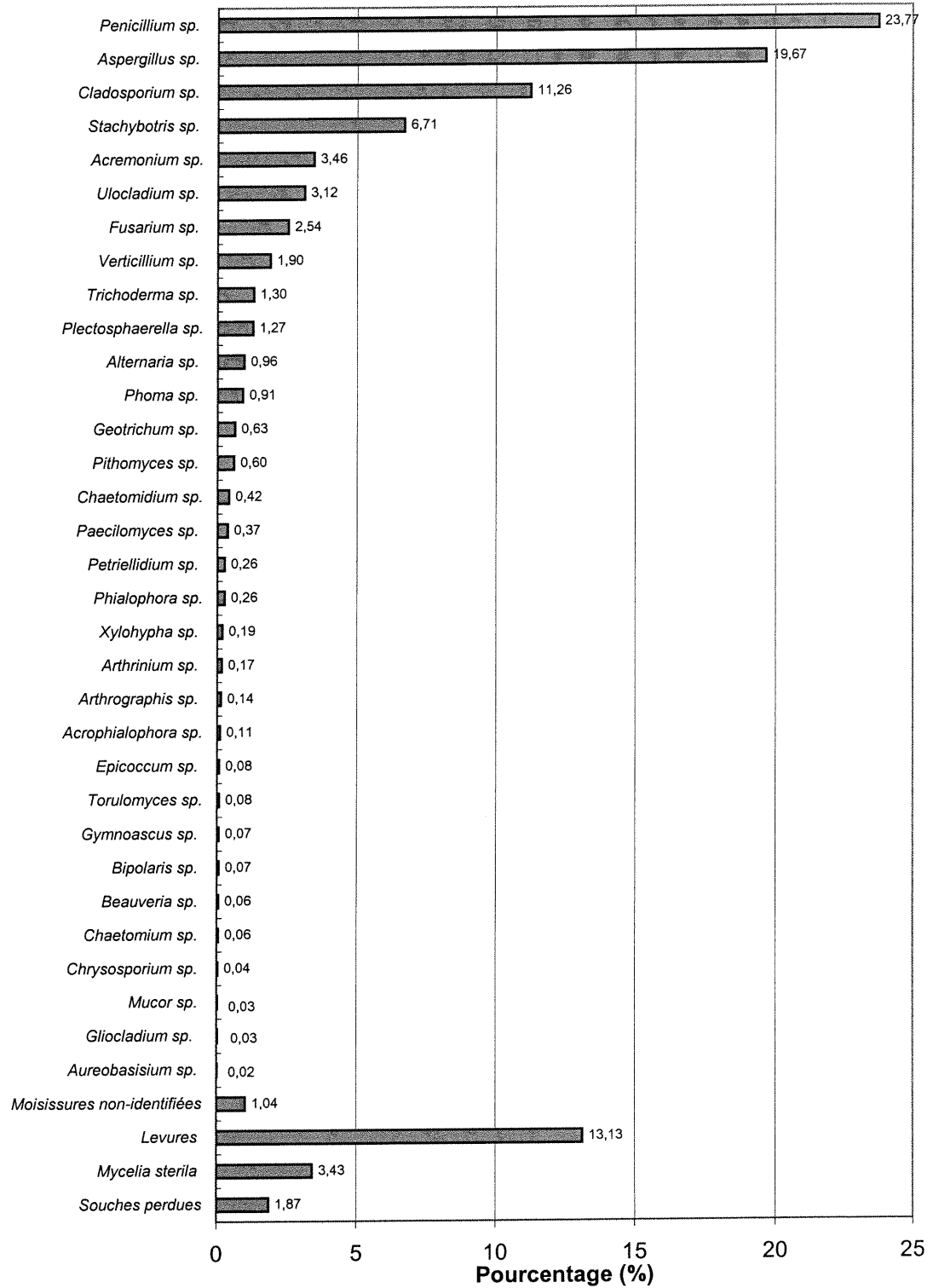
### A. PRÉDOMINANCE DES GENRES DE MOISSURE

L'étude de la flore fongique dans 27 bâtiments microbiologiquement contaminés de la région urbaine de Montréal et de ses environs a permis de mettre en évidence la présence de plus de 40 genres différents de moisissure.

Parmi ces genres, les *Penicillium*, *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Stachybotris*, *Acremonium*, *Ulocladium*, *Fusarium*, *Verticillium*, *Trichoderma*, *Plectosphaerella*, *Alternaria* et *Phoma* sont, par ordre d'importance, les moisissures prédominantes qui composent plus de 75% de la flore fongique dans les bâtiments microbiologiquement contaminés, tel qu'illustré dans la figure 7 suivante.

En excluant la présence des levures, des *Mycelia sterila*, ainsi que des souches non identifiées et perdues au cours des analyses, ce pourcentage de prédominance s'élève à plus de 94%.

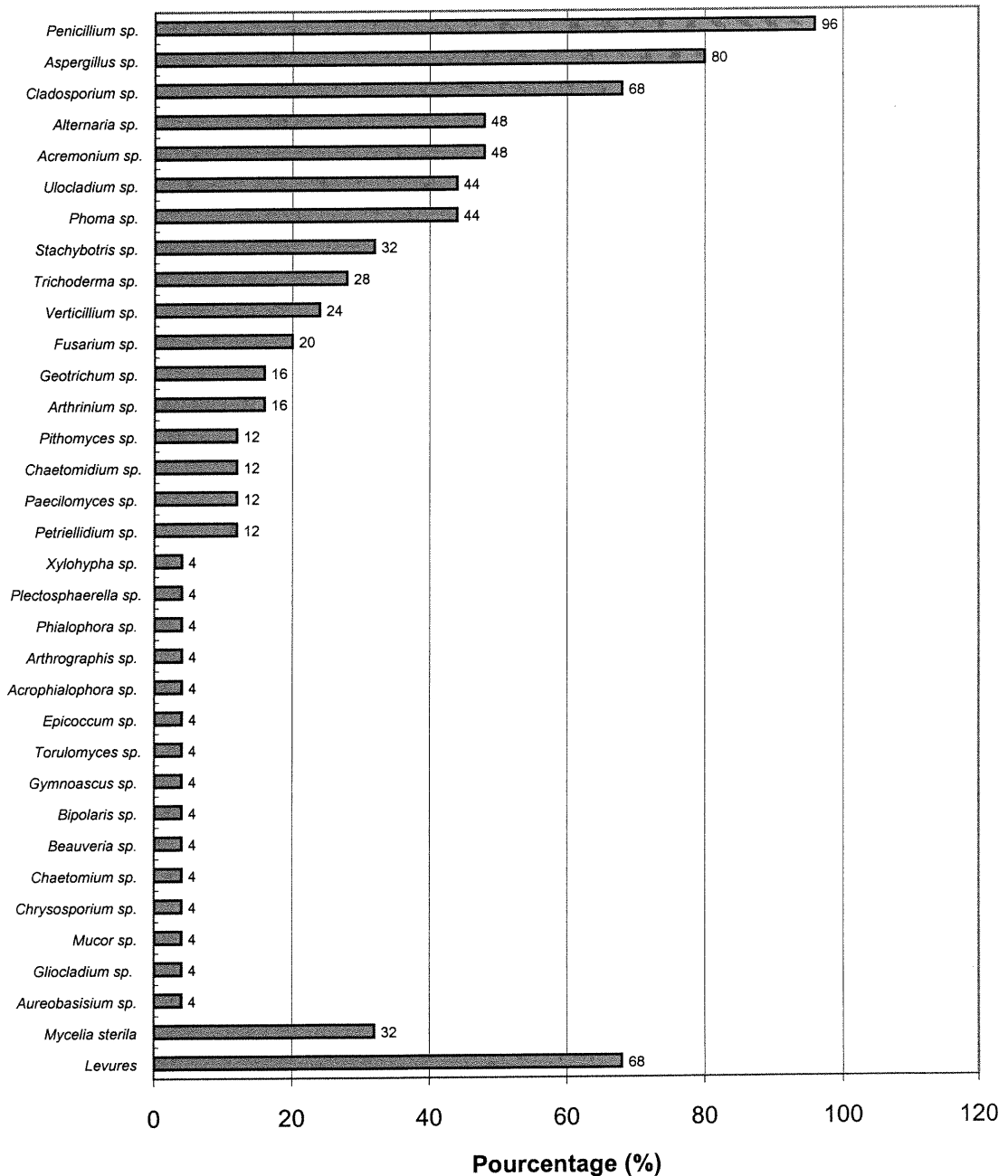
Figure 7. Prédominance des genres de moisissure isolés des bâtiments microbiologiquement contaminés



## B. FRÉQUENCE DES GENRES DE MOISSISURE

La fréquence de chacun des genres de moisissure isolés des 27 bâtiments investigués est illustrée dans la figure 8 suivante.

Figure 8. Fréquence des genres de moisissure isolés des bâtiments microbiologiquement contaminés





Les genres *Penicillium*, *Aspergillus* et *Cladosporium*, ainsi que les levures, ont été retrouvés dans plus de 65% des bâtisses investiguées.

Les chances d'isoler *Alternaria* et *Acremonium*, ainsi qu'*Ulocladium* et *Phoma*, dans les bâtiments microbiologiquement contaminés sont toutefois moindres, correspondant à 48% et 44%, respectivement, alors que le genre *Stachybotris* a été retrouvé dans 32% des bâtisses étudiées.

Les levures n'ont pas été identifiées.

### C. PRÉDOMINANCE DES ESPÈCES DE MOISSURE

La prédominance des espèces de moisissure prévalant à l'intérieur des bâtiments microbiologiquement contaminés a également été étudiée. Au total, 91 espèces, réparties parmi 40 genres, ont été isolées et identifiées.

Le tableau II suivant indique les différentes espèces isolées pour chacun des genres de moisissure.

Tableau II. Prédominance des espèces de moisissure isolées de 27 bâtiments microbiologiquement contaminés

1. <i>Acremonium sp.</i>	3.46%	9. <i>Bipolaris sp.</i>	0.07%
2. <i>Acrophialophora sp.</i>	0.11%	10. <i>Chaetomidium fimeti</i>	0.42%
3. <i>Alternaria alternata</i>	0.96%	11. <i>Chaetomium globosum</i>	0.06%
4. <i>Arthrinium phaeospermum</i>	0.17%	12. <i>Chrysosporium pannorum</i>	0.04%
5. <i>Arthrographis sp.</i>	0.14%	13. <i>Cladosporium sp.</i>	11.26%
6. <i>Aspergillus sp.</i>	19.67%	14. <i>Epicoccum nigrum</i>	0.08%
7. <i>Aureobasidium pullulans</i>	0.02%	15. <i>Fusarium verticilloides</i>	0.02%
8. <i>Beauveria bassiana</i>	0.06%	16. <i>Fusarium sp.</i>	2.52%

17. <i>Geotrichum candidum</i>	0.63%	27. <i>Plectosphaerella cucumerina</i>	1.27%
18. <i>Gliocladium roseum</i>	0.03%	28. <i>Stachybotris atra</i>	6.71%
19. <i>Gymnoascus roseus</i>	0.07%	29. <i>Torulomyces sp.</i>	0.08%
20. <i>Mucor racemosus</i>	0.03%	30. <i>Trichoderma harzianum</i>	0.22%
21. <i>Paecilomyces variotti</i>	0.37%	31. <i>Trichoderma viride</i>	1.08%
22. <i>Penicillium sp.</i>	23.77%	32. <i>Ulocladium chartarum</i>	0.03%
23. <i>Petriellidium boydii</i>	0.26%	33. <i>Ulocladium consortiale</i>	3.09%
24. <i>Phialophora repens</i>	0.26%	34. <i>Verticillium lecanii</i>	1.90%
25. <i>Phoma sp.</i>	0.91%	35. <i>Xylohypha emmonsii</i>	0.19%
26. <i>Pithomyces chartarum</i>	0.60%		

---

Pour les genres *Acremonium*, *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Penicillium* et *Phoma*, la distribution des espèces isolées et identifiées est illustrée par leur graphique respectif, présentés ci-dessous.

Figure 9. Distribution des espèces d'*Acremonium*

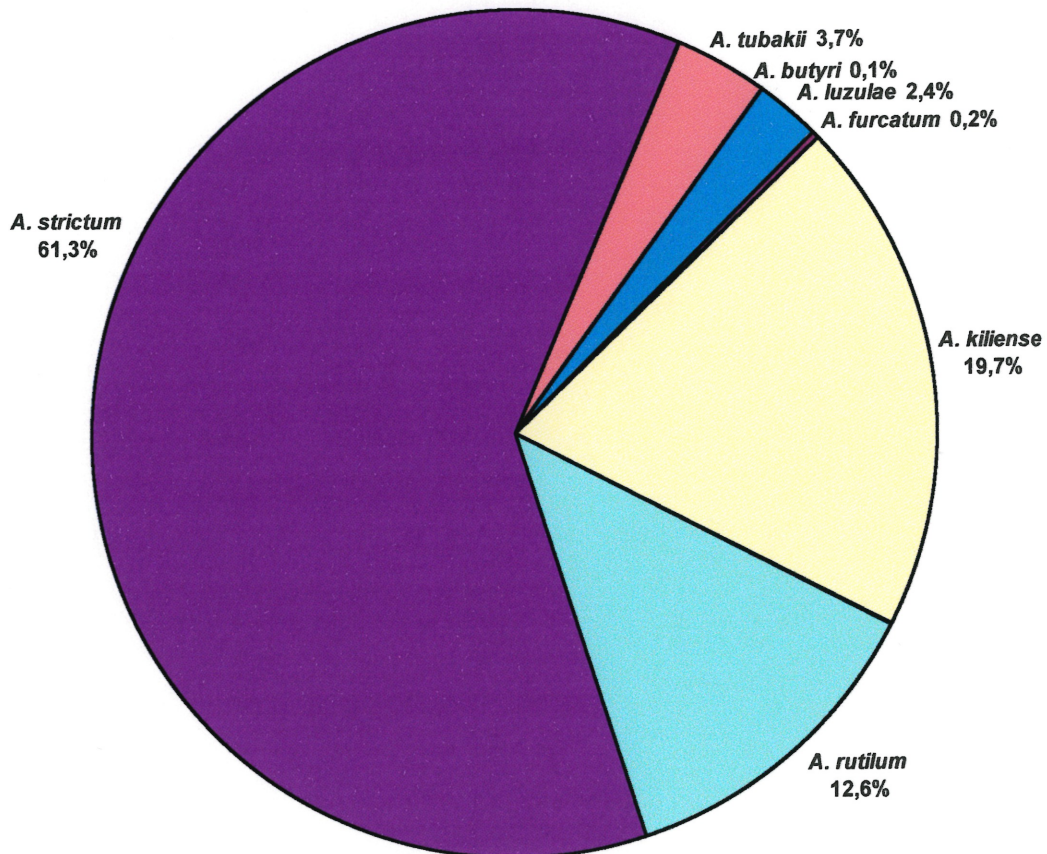


Figure 10. Distribution des espèces d'*Aspergillus*

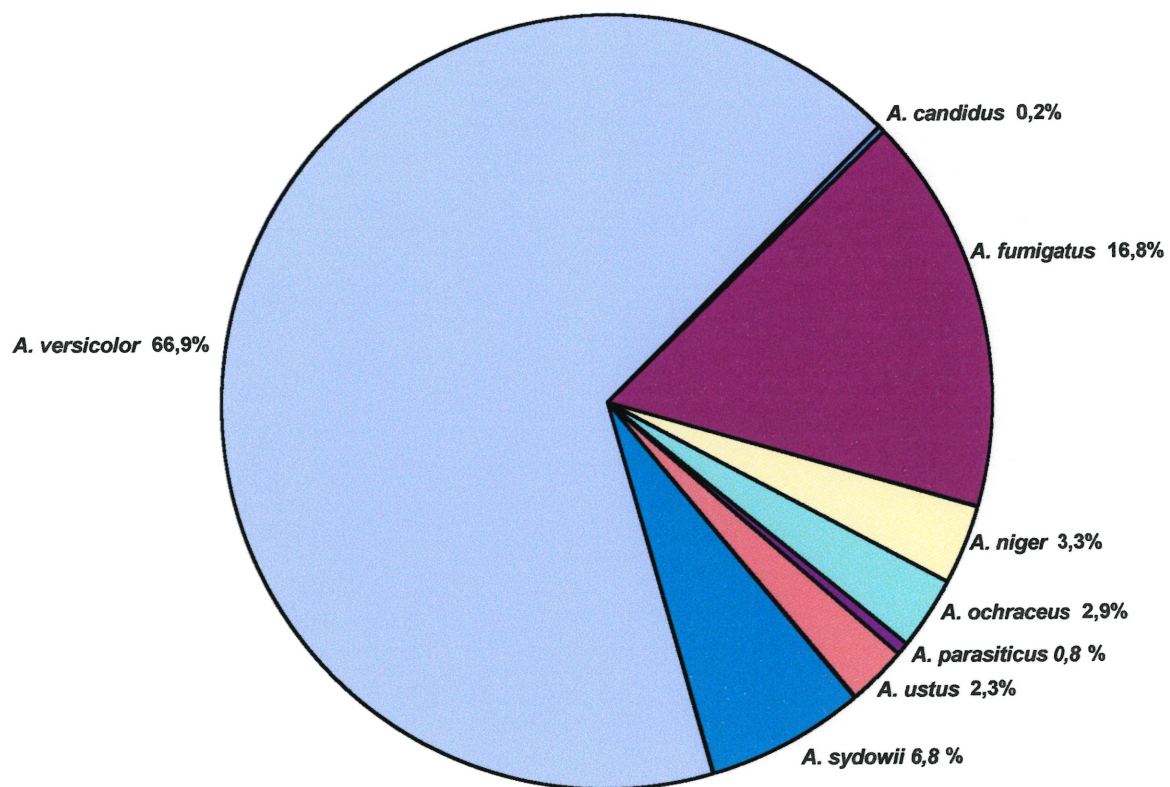


Figure 11. Distribution des espèces de *Cladosporium*

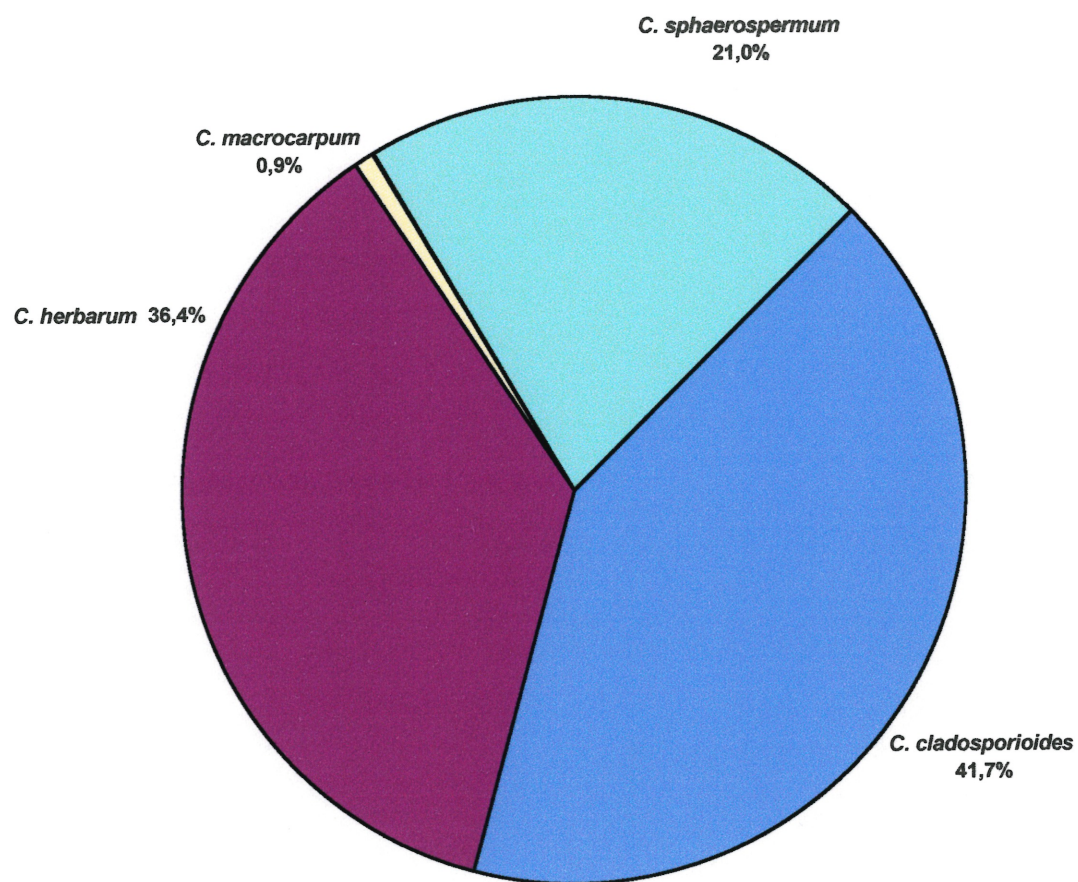


Figure 12. Distribution des espèces de *Penicillium*

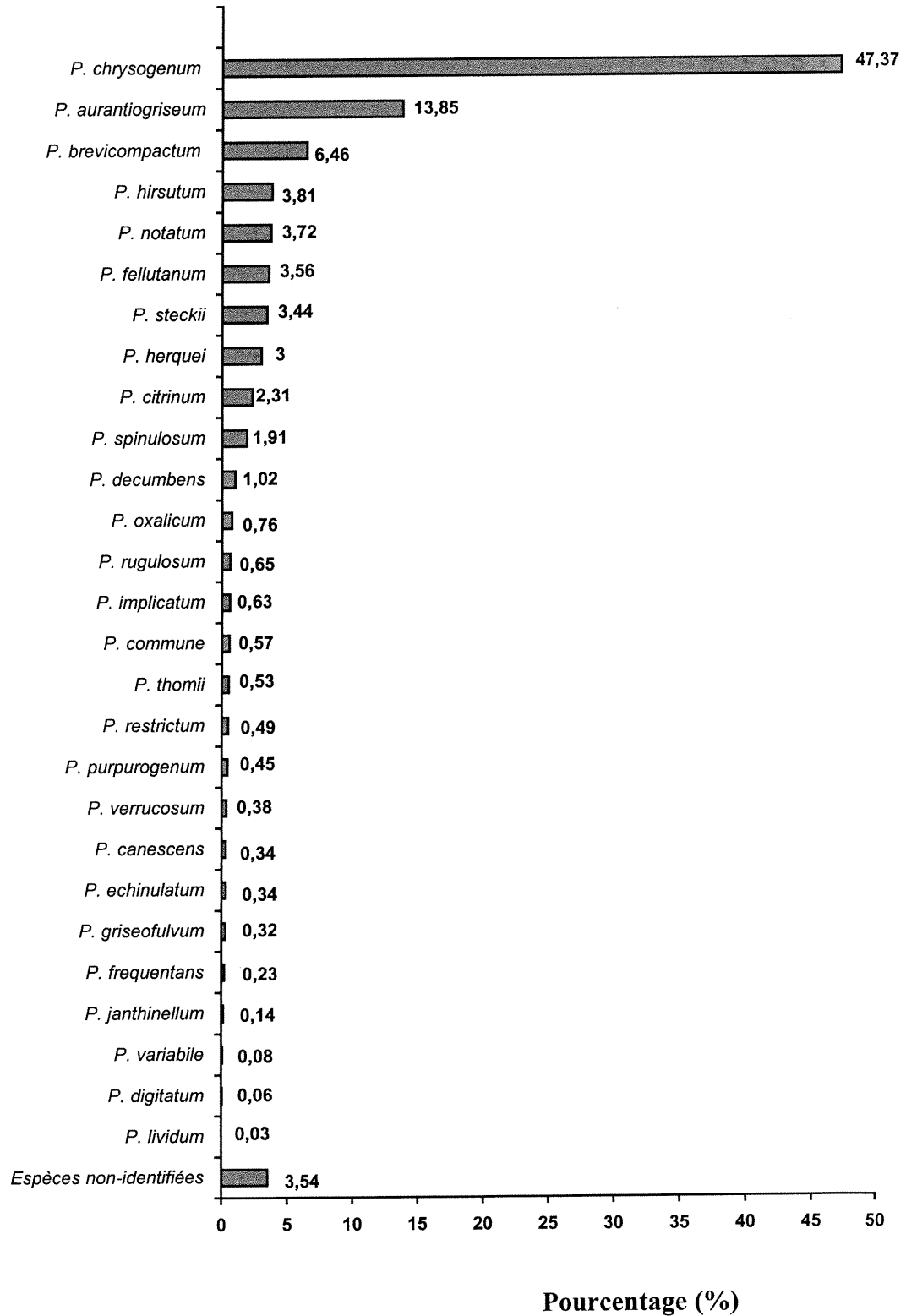
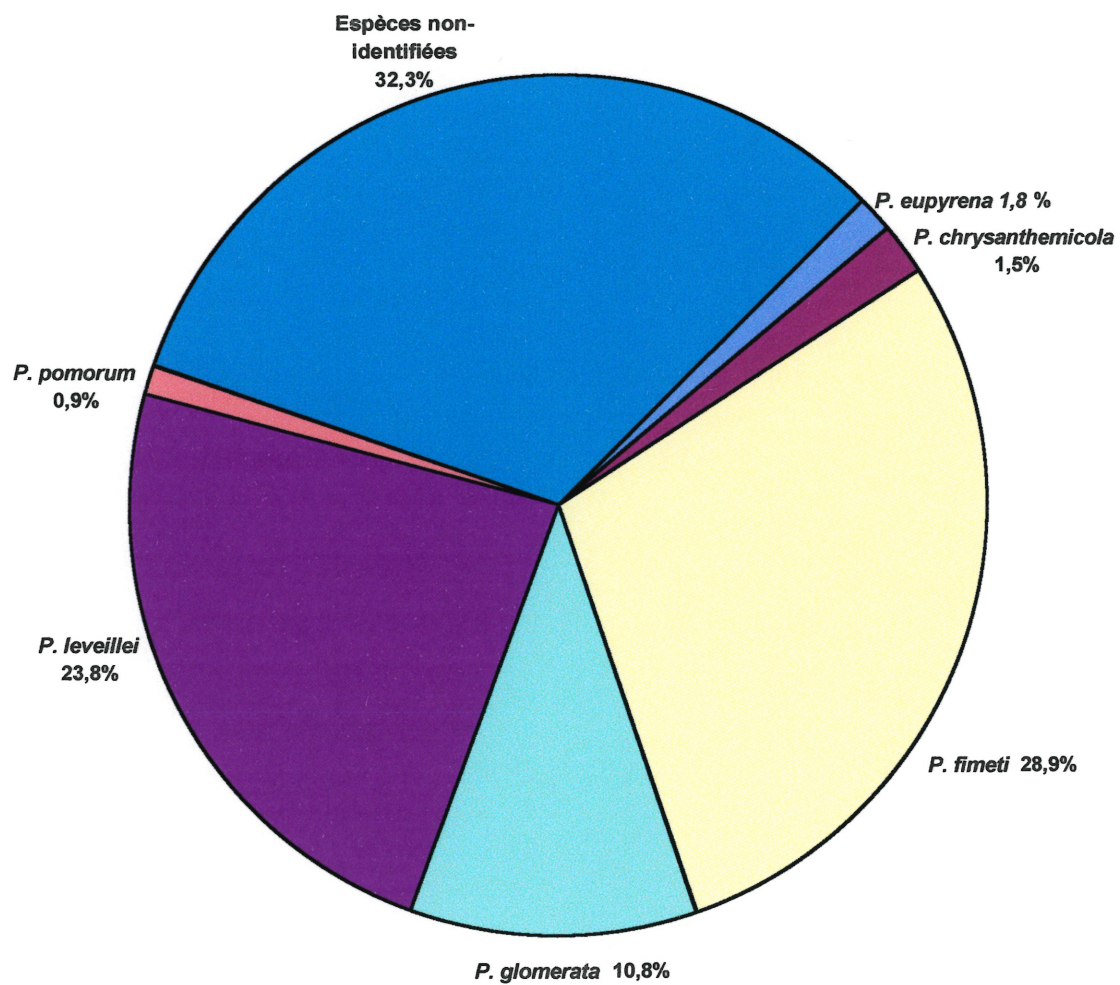


Figure 13. Distribution des espèces de *Phoma*



Les caractéristiques macroscopiques et microscopiques de chacune des espèces de moisissure identifiées figurent en Annexe-I.

## VI. DISCUSSION

Le projet de recherche présent avait pour objectif l'étude de la flore fongique dans les bâtiments microbiologiquement contaminés de la région urbaine de Montréal et de ses environs pour mettre en évidence les espèces de moisissures prédominantes.

La caractérisation ultérieure des allergènes de ces espèces devrait permettre la préparation d'extraits allergéniques purifiés de bonne qualité et ainsi, le développement éventuel de trousse diagnostiques commerciales pour le dépistage des allergies aux moisissures, répondant aux besoins du Québec.

Les résultats obtenus montrent que la flore fongique qui prévaut à l'intérieur des bâtiments microbiologiquement contaminés est composée de 83.39% de Deutéromycètes, 13.68% d'Ascomycètes et 0.03% de Zygomycètes. Parmi les autres souches de moisissures isolées, 1.87% ont été perdus lors de leur réensemencement alors que 1.03% n'ont pas été identifiés.

La classe des Deutéromycètes ou *Fungi imperfecti* comprend la très grande majorité des moisissures allergènes. Elle représente la forme asexuée d'une grande variété d'Ascomycètes et de Basidiomycètes. Parmi cette classe, on retrouve entre autre les genres *Penicillium*, *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Stachybotris*, *Acremonium*, *Ulocladium*, *Fusarium*, *Verticillium*, *Trichoderma*, *Plectosphaerella*, *Alternaria* et *Phoma* qui, selon les résultats obtenus, représentent 76.87% de la flore fongique prévalant à l'intérieur des bâtiments microbiologiquement contaminés. Ces 12 genres prédominants sont également très fréquents dans ces bâtisses. Les *Fungi imperfecti* incluent également l'ordre des *Mycelia sterila* qui désigne les moisissures qui se développent sur les milieux de culture utilisés en laboratoire mais qui ne sporulent pas. Ces isolats dérivent souvent d'ascospores ou de basidiospores. Selon nos résultats, 4.47% des Deutéromycètes isolés font parti de l'ordre des *Mycelia sterila*.



La classe des Ascomycètes regroupe les levures comme *Saccharomyces cerevisiae* et *Candida albicans*, ainsi que les moisissures produisant des organes de fructification se présentant sous forme de périthèce ou de cléistothèce, tel que *Chaetomium* qui est considéré très allergène. Le faible pourcentage d'Ascomycètes isolés des échantillons analysés s'explique par le fait que la grande majorité des champignons appartenant à cette classe, ainsi qu'à celle des Basidiomycètes, ne se développe pas sur la plupart des milieux de culture utilisés en laboratoire.

Les Zygomycètes incluent, quant à eux, les *Mucor*, *Absidia*, ainsi que *Rhizopus* et *Rhizomucor* qui n'ont toutefois pas été retrouvés dans les échantillons prélevés.

Au total, 40 genres de moisissures différents ont été isolés dans les 27 bâtiments investigués sur une période de 2 ans. Toutefois, seulement 32 genres figurent dans la liste des moisissures prédominantes. Cette différence s'explique par le rejet de certains échantillons lors de la compilation des résultats. En effet, certains échantillons d'air prélevés n'ont pu être considérés lors de la compilation statistique des résultats à cause d'une trop grande quantité de moisissures, empêchant le dénombrement des colonies distinctes sur les milieux de culture. Lors de l'échantillonnage, des volumes d'air correspondant à 500 L, 100 L et 50 L ont été aspirés. Les milieux de culture, qui ont présenté entre 20 et 50 colonies de moisissures à leur surface, ont servi à la compilation des résultats alors que ceux comportant un nombre de colonies distinctes trop élevé pour être compté, pour 50 L d'air aspiré, ont été rejetés. Certains échantillons ont également été rejetés dû à la présence de moisissures envahissantes à la surface des milieux de culture, qui n'a pas permis le dénombrement de colonies distinctes. D'autres colonies à proximité étaient parfois camouflées et même envahies par ces moisissures et leur isolement était, par conséquent, quasi-impossible.

L'analyse qualitative de la flore fongique prévalant à l'intérieur des bâtiments microbiologiquement contaminés ne doit pas se limiter uniquement à l'identification des genres de moisissure. Certaines espèces à l'intérieur d'un même genre sont considérées sans danger pour la santé humaine, alors que d'autres sont connues pour leurs propriétés allergènes et/ou pathogènes ou produisent des mycotoxines, d'où l'importance de poursuivre l'identification jusqu'à l'espèce. Par exemple, *Aspergillus niger* est un micro-organisme de décomposition très répandu qui ne semble menacer aucunement la santé humaine alors qu'*A. fumigatus* est une espèce pathogène, très allergène, qui produit des mycotoxines ayant de puissants effets immunosuppresseurs. Les individus exposés à des quantités excessives de particules fongiques d'*A. niger* dans l'air suscitent une inquiétude plutôt modérée. Une exposition aux particules fongiques d'*A. fumigatus* est considérée beaucoup plus grave.

L'identification des espèces de moisissure isolées des 27 bâtiments investigués a permis de mettre en évidence plus de 91 espèces différentes distribuées parmi 40 genres. Toutefois, quelques espèces isolées ne figurent pas parmi les moisissures prédominantes puisque certains échantillons ont été rejetés dû à la présence de trop grandes quantités de colonies à la surface des milieux de culture ou de moisissures envahissantes, tel que mentionné auparavant.

Le rejet de certains échantillons lors de la compilation statistique des résultats a probablement influencé la diversité des moisissures isolées et leur incidence. À titre d'exemple, quelques résidences investiguées étaient fortement contaminées par *S. atra*. Les analyses microbiologiques ont démontré de très grandes concentrations de cette espèce dans l'air ambiant. Toutefois, le nombre élevé de colonies de moisissures sur les milieux de culture n'a pas permis leur dénombrement pour établir la prédominance de chacune des espèces. Les échantillons concernés ont donc été rejetés. L'incidence de *S. atra* correspondant à 6.7%, selon les résultats obtenus, est donc probablement inférieure à la situation réelle.

Il faut préciser que *S. atra* est particulièrement recherché dans les bâtiments ayant été affectés par un dégât d'eau, d'une part parce qu'il se développe préférentiellement sur la cellulose du carton qui recouvre les panneaux de placoplâtre saturés en eau et, de l'autre part, parce que ses effets néfastes sur la santé humaine, comme l'inflammation pulmonaire, l'hémorragie et l'immunosuppression, ont été abondamment décrits (Mainville *et al.*, 1988; Johanning *et al.*, 1996; Dearborn *et al.*, 1994; Croft *et al.*, 1986). Dans les matériaux, un contenu minimal en eau de 15% d'humidité est requis pour leur croissance alors que dans l'air, l'humidité relative doit être supérieure à 90% (Fung *et al.*, 1998).

Il est également important de souligner que lorsque les conidies de *S. atra* sont mouillées, elles forment des agrégats qui adhèrent aux substrats, et deviennent ainsi difficilement aéroportées dans l'air ambiant. Par conséquent, l'incidence de *S. atra* dans l'air est souvent faible, comparativement aux matériaux de construction complètement trempés.

La diversité des espèces de moisissure isolées au cours du présent projet de recherche est probablement inférieure à celle rencontrée dans les bâtiments microbiologiquement contaminés. Seules les espèces prédominantes ont été isolées.

Plusieurs paramètres, tels que les milieux de culture utilisés pour les prélèvements, les facteurs de dilution, ainsi que la présence de moisissures envahissantes ou productrices de mycotoxines, influencent le taux de récupération des espèces de moisissure présentes dans les bâtiments microbiologiquement contaminés.

#### **1. Milieux de culture utilisés lors des prélèvements et des analyses**

À l'heure actuelle, une grande variété de milieux de culture favorisant le développement des moisissures est disponible commercialement. Toutefois, certains sont destinés à des usages spécifiques comme l'isolement, l'identification ou la conservation des champignons, d'où l'importance de connaître les composantes et les caractéristiques de chacun.

Comme le projet de recherche visait l'étude des moisissures présentes dans les bâtiments microbiologiquement contaminés, généralement à la suite de dégâts d'eau, le choix d'un milieu de culture possédant une activité aqueuse élevée, permettant une très grande récupération des espèces hydrophiles, était justifié. Selon une étude réalisée par Burge et ses collaborateurs (1977) où plusieurs milieux de culture ont été investigués, la gélose à l'extrait de malt offre un taux de récupération très élevé. De plus, l'utilisation de cette gélose est recommandée par l'American Conference of Governmental Industrial Hygienists (Burge *et al.*, 1987).

La gélose au rose bengale a longtemps été utilisée pour l'isolement des moisissures. Toutefois, des études récentes ont démontré que lorsque ce milieu est exposé à la lumière, il produit des substances oxygénées fortement réactives et toxiques aux moisissures, affectant leur viabilité et ainsi, le taux de récupération.

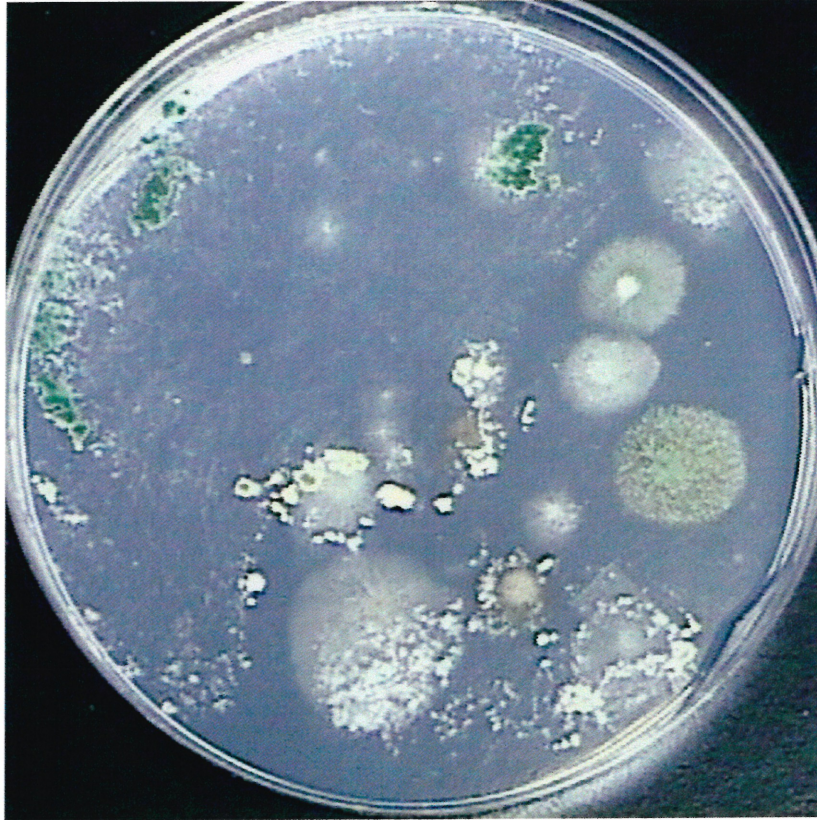
## **2. *Facteur de dilution permettant le dénombrement de chacune des colonies macroscopiquement distinctes et l'identification des moisissures***

Les dilutions effectuées pour permettre la croissance de colonies distinctes sur les milieux de culture est un autre facteur qui influence grandement le taux de récupération des moisissures. En diluant un échantillon contaminé, pour éviter la croissance des moisissures sur toute la surface du milieu de culture, seuls les genres et espèces prédominants sont cultivés. Ceux et celles dont l'incidence est faible ne peuvent être isolés. Le facteur de dilution utilisé influence donc de façon significative la diversité des moisissures récupérées.

## **3. *Présence de moisissures envahissantes***

La présence de moisissures envahissantes, comme *Trichoderma viride*, dont la vitesse de croissance est très rapide, peut également influencer la récupération d'autres espèces adjacentes. Ces moisissures occupent rapidement une très grande surface sur le milieu de culture et affectent la croissance d'autres espèces à proximité, tel qu'illustré dans la figure 14 suivante.

Figure 14. Culture de moisissures envahissantes



De plus, il est très difficile de dénombrer les moisissures envahissantes puisqu'elles ne forment pas de colonies distinctes.

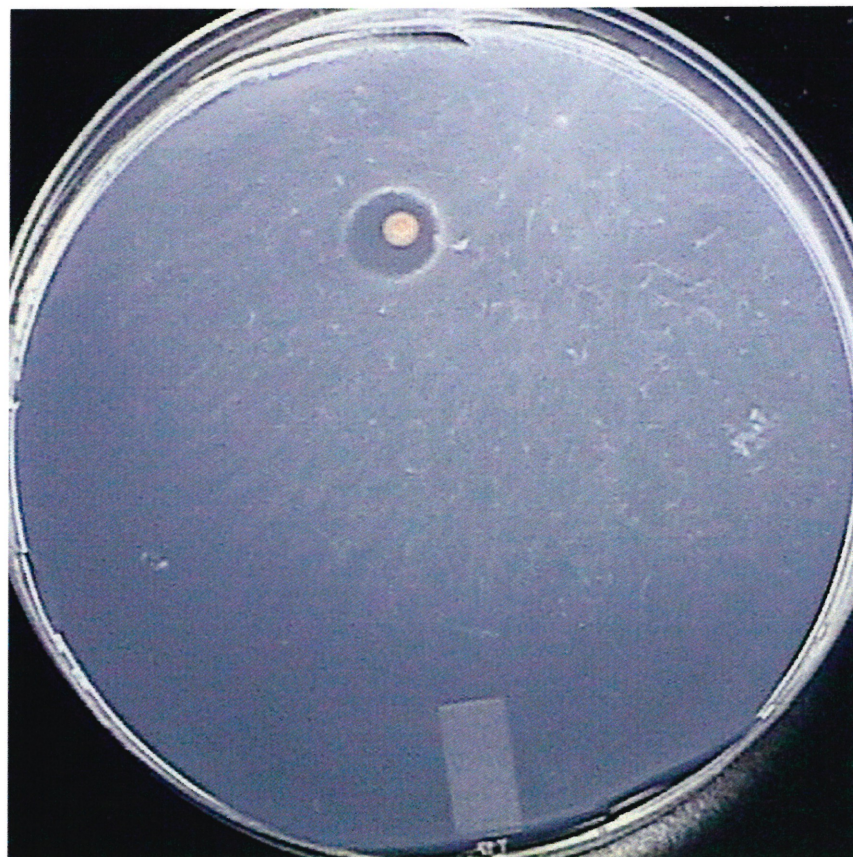
Afin d'étudier l'incidence des *Trichoderma* dans un endroit donné, des milieux renfermant des constituants limitant le diamètre des colonies, comme la gélose à la bile de boeuf de Littman ou divers milieux à activité aqueuse élevée contenant du dichloran, ont ainsi été développés.

#### 4. *Présence de moisissures produisant des antibiotiques*

Certaines espèces de moisissures produisent des antibiotiques puissants qui diffusent dans le milieu de culture et qui, par conséquent, inhibent la croissance d'autres moisissures à proximité dans un rayon de 1 cm, influençant leur récupération (Burge, 1985).

La figure 15 suivante illustre cette zone d'inhibition de croissance de moisissures adjacentes d'un échantillon d'air recueilli d'une des résidences étudiées.

Figure 15. Zone d'inhibition de croissance de moisissures adjacentes



Pour la plupart des genres de moisissure isolés, seule une ou deux espèces ont été identifiées. C'est le cas, par exemple, d'*Arthrimum phaeospermum*, ainsi que d'*Alternaria alternata* et *Alternaria tenuissima*. Toutefois, le nombre d'espèces isolées appartenant aux genres *Acremonium*, *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Penicillium* et *Phoma* est beaucoup plus élevé, correspondant à 7, 8, 4, 27 et 6 espèces, respectivement.

Ces genres de moisissure regroupent plusieurs espèces dont les caractéristiques sur les plans macroscopiques et microscopiques sont parfois très semblables, rendant leur identification difficile.

De plus, certaines espèces produisent des structures caractéristiques, comme les chlamydo-spores, uniquement sur des milieux de culture spécifiques. L'emploi de milieux inappropriés lors du repiquage des colonies peut influencer la présence de ces structures et ainsi, biaiser l'identification des espèces.

L'identification des moisissures est un processus laborieux qui requiert des connaissances de base de la terminologie utilisée en mycologie ainsi qu'une bonne expérience. Contrairement aux identifications bactériennes, où des tests biochimiques spécifiques sont effectués, l'identification des moisissures repose actuellement presque exclusivement sur l'examen morphologique. C'est pourquoi une importance toute particulière a été accordée aux illustrations des aspects macroscopiques et microscopiques de chaque souche isolée, incluses en Annexe-I. Par le fait même, afin d'atténuer les difficultés occasionnées par le vocabulaire spécialisé, un glossaire exhaustif est inclus en Annexe-II.

Lors de l'identification des moisissures, l'aspect macroscopique de la colonie est tout d'abord étudié. Sa texture, sa couleur, la production d'exsudat et la diffusion de pigment dans la gélose, ainsi que sa vitesse de croissance sont des indices utiles à leur identification. Comme l'apparence d'une colonie peut grandement varier d'un milieu de culture à l'autre, il est très important d'utiliser les mêmes milieux que ceux ayant servi à décrire leurs caractéristiques dans les ouvrages de référence.

L'examen des structures microscopiques, en particulier des spores, des conidies ainsi que des cellules spécialisées qui les produisent, est également nécessaire à l'identification. La présence ou non d'organes de reproduction sexuée et d'hyphes septées, le mode de formation des conidies, ainsi que la morphologie de celles-ci, sont des éléments clefs, voire indispensables pour reconnaître les genres et les espèces.

Un organisme qui ne sporule pas ne peut être identifié d'où l'importance de choisir des conditions de culture qui favorisent la sporulation.

Comme aucune clef d'identification ne permet d'identifier tous les genres et les espèces de moisissure, plusieurs ouvrages de référence ont été utilisés pour identifier les souches de moisissures isolées des bâtiments investigués lors du projet de recherche présent.

Il est important de préciser que ces identifications sont basées uniquement sur la morphologie des moisissures isolées. Malheureusement, à l'heure actuelle, il n'existe aucune méthode qui permet de confirmer, avec certitude absolue, ces identifications.

Des sondes moléculaires ont récemment été développées pour l'identification de certains genres de moisissures tels qu'*Aspergillus*, *Mucorales*, *Penicillium*, *Candida* et *Fusarium*. Cependant, ces sondes ne permettent pas l'identification spécifique des espèces (MacNeil *et al.*, 1995).

Pour l'immédiat, peu de laboratoires de référence au Québec sont en mesure de confirmer avec certitude l'identification des espèces de moisissures saprophytes. Ainsi, Laboratoire de Santé Publique du Québec se spécialise dans l'identification des champignons d'importance médicale. Pour sa part, l'Institut de Recherche en Santé et Sécurité du Travail est à développer une méthode d'identification des moisissures, basée sur la technique de chromatographie en phase gazeuse (date prévue de mise en application : été 2001).



## VII. CONCLUSIONS

La flore fongique des bâtiments microbiologiquement contaminés est composée majoritairement des genres *Penicillium*, *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Stachybotris*, *Acremonium*, *Ulocladium*, *Fusarium*, *Verticillium*, *Trichoderma*, *Plectosphaerella*, *Alternaria* et *Phoma*, qui sont également très fréquents dans ce genre de bâtisse.

Parmi ces moisissures prédominantes, les genres *Trichoderma*, *Stachybotris*, *Ulocladium* et *Fusarium*, les levures, ainsi qu'*Aspergillus versicolor* et *Aspergillus fumigatus*, sont très hydrophiles et leur présence indique généralement une activité aqueuse très élevée des matériaux desquels ils ont été isolés. Il n'est donc pas surprenant de constater une prédominance de ces moisissures dans les bâtiments investigués puisque la plupart d'entre eux avaient été affectés par un dégât d'eau.

Plus spécifiquement, la préparation d'extraits allergéniques purifiés de *A. versicolor*, *P. chrysogenum*, *S. atra*, *A. fumigatus*, *P. aurantiogriseum*, *A. strictum*, *V. lecanii*, *P. brevicompactum*, ainsi que des espèces de *Cladosporium*, *Ulocladium*, *Fusarium* et *Trichoderma*, est prioritaire et devra être réalisée dans un avenir prochain.

La purification et la caractérisation éventuelles des allergènes de ces moisissures, dont une certaine fraction de la population québécoise est quotidiennement exposée, devraient servir non seulement au diagnostic des allergies mais également, à l'immunothérapie.

## VIII. RÉFÉRENCES

1. Aas K, J. Leegard, L. Aukrust et O. Grimmer. 1980. Immediate hypersensitivity to common moulds. Comparison of different diagnostic materials. *Allergy*. **35**: 443.
2. Agarwal MK, RT. Jones et JW. Yunginger. 1982. Shared allergenic and antigenic determinants in *Alternaria* and *Stemphylium*. *Journal of Allergy & Clinical Immunology*. **70(6)**: 437-44.
3. Akimenko VV, I. Andersen, MD. Lebowitz et T. Lindvall. 1986. *The "sick" building syndrome*. Indoor air volume 6 (Evaluation and conclusions for health sciences and technology). Berglund B *et al*, eds. Stockholm: Swedish Council for Building Research. **D13**: 87-97.
4. Ainsworth GC. 1973. *Introduction and keys to higher taxa. The fungi*. An advanced treatise. Vol. 4A. Ainsworth GC, Sparrow FK et Sussman AS, eds. Academic Press. New York.
5. Al-Doory Y. et JF. Domson. 1984. *Mould allergy*. Philadelphia, Lea and Fabiger.
6. Alexopoulos CJ. et CW. Mims. 1979. *Introductory mycology*. New York. John Wiley et Sons.
7. Ames BN, J. Mccann et E. Yamasaki. 1975. Methods for detecting carcinogens and mutagens with the Salmonella/mammalian-microsome mutagenicity test. *Mutation Research*. **31(6)**: 347-64.
8. Anon. 1986. *UFFI and fungus interaction - a working group report*. Product safety branch, consumer and corporate affairs. Ottawa. Canada. 46 pp.
9. Aukrust L. 1979. Crossed radioimmuno-electrophoretic studies of distinct allergens in two extracts of *Cladosporium herbarum*. *International Archives of Allergy & Applied Immunology*. **58** : 371.
10. Aukrust L. et SM. Borch. 1979. Partial purification and characterization of two *Cladosporium herbarum* allergens. *International Archives of Allergy & Applied Immunology*. **60(1)**: 68-79.
11. Aukrust L. 1980. Allergens in *Cladosporium herbarum*. Proceedings of the XIIIth International Congress of Allergology (Jerusalem 1979). Oehling A *et al.*, eds. New York. Pergamon Press. *Advances in Allergology & Immunology*.
12. Aukrust L. 1992. Mold allergy. Introduction. *Clinical Reviews in Allergy*. **10(3)**: 147-51.

13. Atrup JL, J. Schmidt, T. Seremet et H. Atrup. 1991. Determination of exposure to aflatoxins among Danish workers in animal-feed production through the analysis of aflatoxin B1 adducts to serum albumin. *Scandinavian Journal of Work, Environment & Health*. **17(6)**: 436-40.
14. Beaumont F. 1988. Clinical manifestations of pulmonary Aspergillus infections. *Mycoses*. **31 Suppl 2**: 15-20.
15. Bjeldanes L, G. Chang et S. Thompson. 1978. Detection of mutagens produced by fungi with the Salmonella typhimurium assay. *Applied & Environmental Microbiology*. **35**: 115.
16. Blackley C. 1873. *Experimental researches on the causes and nature of Catarrhus aestivus (Hay fever or Hay asthma)*. Balliere, Tindall et Cox. Londre.
17. Burge HP, WR. Solomon et JR. Boise. 1977. Comparative merits of eight popular media in aerometric studies of fungi. *Journal of Allergy & Clinical Immunology*. **60(3)**: 199-203.
18. Burge HP, BE. Birkby, ML. Muilenberg et WR. Solomon. 1982. Antigenic relationships among aspergilli by ELISA inhibition. *Journal of Allergy & Clinical Immunology*. **69**: 98.
19. Burge HA. 1985. Fungus allergens. *Clinical Reviews in Allergy*. **3(3)**: 319-29.
20. Burge HA, M. Chatigny, J. Feeley, K. Kreiss, P. Morey, J. Otten et K. Petersen. 1987. Guidelines for assessment and sampling of saprophytic bioaerosols in the indoor environment. *Applied Industrial Hygienists*. **9**: 10.
21. Burge HA. 1989. Airborne allergenic fungi. Classification, nomenclature and distribution. *Immunology and Allergy Clinics in North America*. **9(2)**: 307.
22. Burroughs R, LM. Seitz, DB. Sauer et HE. Mohr. 1976. Effect of substrate on metabolite production of *Alternaria alternata*. *Applied & Environmental Microbiology*. **31(5)**: 685-90.
23. CDC. 1994. Acute pulmonary hemorrhage/hemosiderosis among infants - Cleveland, January 1993-November 1994. *MMWR*. **43**: 881-3.
24. CDC. 1997. Update: pulmonary hemorrhage/hemosiderosis among infants -Cleveland, Ohio, 1993-1996. *MMWR*. **46**: 33-5.
25. Corey JP, S. Kaiseruddin et A. Gungor. 1997. Prevalence of mold-specific immunoglobulins in a Midwestern allergy practice. *Otolaryngology - Head & Neck Surgery*. **117(5)**: 516-20.

26. Croft WA, BB. Jarvis et CS. Yatawara. 1986. Airborne outbreak of trichothecene toxicosis. *Atmospheric Environment*. **20**: 549-552.
27. D'Amato G. et FT. Spieksma. 1995. Aerobiologic and clinical aspects of mould allergy in Europe. *Allergy*. Nov. **50(11)**: 870-877.
28. Day H. 1986. *UFFI-Fungal interaction*. Document de travail fourni au Groupe sur les champignons dans l'air des maisons de Santé et Bien-être social Canada. Direction Hygiène du milieu. Santé et Bien-être social Canada. Ottawa. Ontario.
29. Dearborn DG, MD. Infield et T. Smith. 1994. Acute pulmonary hemorrhage/hemosiderosis among infants - Cleveland 1993-1994. *MMWR*. **273**: 281-2.
30. DeVries GA. 1952. *Contribution to the knowledge of the genus Cladosporium Link ex. Fr.* Baarn. J. Cramer.
31. Delorme J. et A. Robert. 1997. *Mycologie médicale*. Décarie Éditeur. Ville Mont-Royal. Québec.
32. Domsch KH, W. Gams et TH. Anderson. 1980. *Compendium of soil fungi*. Academic Press. London.
33. Feinberg B. et CS. McLaughlin. 1989. Biochemical mechanism of action of trichothecene mycotoxins. *Trichothecene Mycotoxicosis: Pathophysiological Effects*. Beasley VR, eds. CRC Press. Boca Raton. Florida. **1**: 27-35.
34. Feinberg S. 1935. Mold allergy: Its importance in asthma and hay fever. *Wise Medicine Journal*. **34**: 254.
35. Flaherty DK. et R. Burrell. 1970. Further environmental factors affecting the antigenicity of *Trichophyton rubrum*. *Mycopathologia et Mycologia Applicata*. **42(1)**: 165-75.
36. Flannigan B. et JD. Miller. 1994. Health implications of fungi in indoor environments - an overview. Samson RA, Flannigan B, Flannigan ME, Verhoeff AP, Adan OCG, Hoekstra ES, eds. *Health implications of fungi in indoor environments*. Amsterdam: Elsevier. 3-28.
37. Fung F, R. Clark et S. Williams. 1998. Stachybotrys, a mycotoxin-producing fungus of increasing toxicologic importance. *Clinical Toxicology*. **36 (1&2)**: 79-86.
38. Giddings MJ. 1986. *Occupational health problems due to air exposure to fungal contamination*. Document de travail fourni au Groupe sur les champignons dans l'air des maisons de Santé et Bien-être social Canada. Direction Hygiène du milieu. Santé et Bien-être social Canada. Ottawa. Ontario.

39. Godard P, J. Chaintreuil, M. Damon, M. Coupe, O. Flandre, DP. Crastes *et al.* 1982. Functional assessment of alveolar macrophages: comparison of cells from asthmatics and normal subjects. *Journal of Allergy & Clinical Immunology*. **70(2)**: 88-93.
40. Gravesen S. 1979. Fungi as a cause of allergic disease. *Allergy*. **34(3)**: 135-54.
41. Gravesen S. et L. Nyholm. 1983. Common major allergen in *Alternaria* and *Ulocladium*. *Folia Allergologia & Immunologia Clinica*. **30**: 128.
42. Hamilton RG, MD. Chapman, MAE. Platts-Mills et NF. Adkinson. 1992. House dust aerollergen measurements in clinical practice: a guide to allergen-free home and work environments. *Immunology & Allergy Practice XIV*. **3**: 96-112.
43. Hodgson MJ, P. Morey, WY. Leung, L. Morrow, D. Miller, BB. Jarvis, H. Robbins, JF. Halsey et E. Storey. 1998. Building-associated pulmonary disease from exposure to *Stachybotrys chartarum* and *Aspergillus versicolor*. *Journal of Occupational & Environmental Medicine*. **40(3)**: 241-249.
44. Hoffman DR, PP. Kozak, SA. Gillman, LH. Cummins et J. Gallup. 1981. Isolation of spore specific allergens from *Alternaria*. *Annals of Allergy*. **46(6)**: 310-6.
45. IARC. 1993. *Some naturally-occurring substances: some food items and constituents, heterocyclic amines and mycotoxins*. Lyon, France. Monograph 56.
46. Ike A, HP. Burge, ML. Muilenberg et WR. Solomon. 1983. Limitations of ELISA inhibition as a measure of intra and inter generic cross-reactivity in the fungi. *Journal of Allergy & Clinical Immunology*. **71**: 101.
47. Ishizaka T. 1982. IgE and mechanisms of IgE-mediated hypersensitivity. *Annals of Allergy*. **48(6)**: 313-9.
48. Jakab GJ, RR. Hmielecki, A. Zarba, DR. Hemenway et JD. Groopman. 1994. Respiratory aflatoxicosis: suppression of pulmonary and systemic host defenses in rats and mice. *Toxicology & Applied Pharmacology*. **125(2)**: 198-205.
49. Jarvis B. 1986. *Potential indoor air pollution problems associated with macrocyclic trichothecene producing fungi*. Document de travail fourni au Groupe sur les champignons dans l'air des maisons de Santé et Bien-être social Canada. Direction Hygiène du milieu, Santé et Bien-être social Canada. Ottawa. Ontario. K1A 0L2.
50. Joffe AZ. et N. Lisker. 1969. Effects of light, temperature, and pH value on aflatoxin production in vitro. *Applied Microbiology*. **18(3)**: 517-8.

51. Johanning E, R. Biagini, D. Hull, P. Morey, B. Jarvis et P. Landsbergis. 1996. Health and immunology study following exposure to toxigenic fungi (*Stachybotrys chartarum*) in a water-damaged office environment. *International Archives of Occupational & Environmental Health*. **68(4)**: 207-18.
52. Kauffman H. et K. De Vries. 1980. Antibodies against *Aspergillus fumigatus*. II. Identification and quantification by means of crossed immunoelectrophoresis. *International Archives of Allergy & Applied Immunology*. **62**: 265.
53. Kauffman HF. et F. Beaumont. 1988. Serological diagnosis of *Aspergillus* infections. *Mycoses*. **31 Suppl 2**: 21-6.
54. Kim SJ. et SD. Chaparas. 1979. Characterization of antigens from *Aspergillus fumigatus*. III. Comparaison of antigenic relationship of clinically important *Aspergilli*. *American Review of Respiratory Diseases*. **120**: 1297.
55. Kozak PP, J. Gallup, LH. Cummins et SA. Gillman. 1978. Factors of importance in determining the prevalence of indoor molds. *Journal of Allergy & Clinical Immunology*. **61**: 185.
56. Koneman WE. et GD. Roberts. 1985. *Practical laboratory mycology*. 3ième ed. Williams and Wilkins. Baltimore. MD.
57. Larone DH. 1987. *Medically important fungi. A guide to identification*. New York. Elsevier Science Publishing Co. Inc.
58. Lehrer SB, L. Aukrust et JE. Salvaggio. 1983. Respiratory allergy induced by fungi. *Clinics in Chest Medicine*. **4(1)**: 23-41.
59. Longbottom JL, C. Harvey, ML. Taylor, PK. Austwick, P. Fitzharris et CA. Walker. 1989. Characterization of immunologically important antigens and allergens of *Aspergillus fumigatus*. *International Archives of Allergy & Applied Immunology*. **88(1-2)**: 186-186.
60. Lowenstein H, L. Aukrust et S. Gravesen. 1977. *Cladosporium herbarum* extract characterized by means of quantitative immunoelectrophoretic methods with special attention to immediate type allergy. *International Archives of Allergy & Applied Immunology*. **55(1-6)**: 1-12.
61. MacNeil L, T. Kauri et W. Robertson. 1995. Molecular techniques and their potential application in monitoring the microbiological quality of indoor air. *Canadian Journal of Microbiology*. **41**: 657-665.
62. Mainville C, PL. Auger, W. Smoagiewica, D. Neculcea, J. Neculcea et M. Lévesque. 1988. *Mycotoxins and chronic fatigue syndrome in a hospital*. Andersson K, ed. Healthy Buildings Conference. Stockholm. Swedish Council for Building Research. 1-10.

63. Malling HJ. 1986. Diagnosis and immunotherapy of mould allergy. IV. Relation between asthma symptoms, spore counts and diagnostic tests. *Allergy*. **41(5)**: 342-50.
64. Malloch D. 1981. *Moulds, their isolation, cultivation and identification*. Toronto: University of Toronto Press. 97 p.
65. Matthiesen F, L. Friberg, M. Olsen et H. Lowenstein. 1993. Purification and characterization of the major allergen of *Alternaria alternata*, Alt a I. *Journal of Allergy & Clinical Immunology*. **89**: 241.
66. Miller JD, AM. Laflamme, Y. Sobol, P. Lafontaine et R. Greenhalgh. 1988. Fungi and fungal products in some canadian houses. *International Biodeterioration*. **24**: 103-120.
67. Miller JD. 1992. Fungi as contaminants in indoor air. *Atmospheric Environment*. **26**: 2163-72.
68. Nikulin M, K. Reijula, BB. Jarvis, P. Veijalainen et EL. Hintikka. 1997. Effects of intranasal exposure to spores of *Stachybotrys atra* in mice. *Fundamental & Applied Toxicology*. **35(2)**: 182-8.
69. Northup SC. et KH. Kilburn. 1978. The role of mycotoxins in human pulmonary disease. Wyllie TD, Morehouse LG, Eds. *Mycotoxic fungi, mycotoxicosis, an Encyclopedic handbook*. Vol. 3. Mycotoxicosis of man and plants. Mycotoxin control and regulatory practices. New York. Marcel Dekker. p.91-108.
70. Nyholm L, H. Lowenstein et JW. Yunginger. 1983. Immunochemical partial identity between two independently identified and isolated major allergens from *Alternaria alternata* (Alt-I and Ag 1). *Journal of Allergy & Clinical Immunology*. **71(5)**: 461-7.
71. O'Hollaren MT, JW. Yunginger, KP. Offord, MJ. Somers, EJ. O'Connell, Ballard *et al.* 1991. Exposure to an aeroallergen as a possible precipitating factor in respiratory arrest in young patients with asthma. *New England Journal of Medicine*. **324(6)**: 359-63.
72. Olsen JH, L. Dragsted et H. Autrup. 1988. Cancer risk and occupational exposure to aflatoxins in Denmark. *British Journal of Cancer*. **58(3)**: 392-6.
73. Otten JA, PR. Morey, HA. Burge et JC. Freeley. 1986. Airborne viable microorganisms in office environments. Sampling protocol and analytical procedures. Measurements of toxic air pollutants. *Proceedings of the 1986 EPA/APCA symposium*. Raleigh. North Carolina. April. p. 36-44.
74. Patterson R. 1972. *Allergic diseases: diagnosis and management*. Philadelphia. J.B. Lippincott.
75. Peat JK, J. Dickerson et J. Li. 1998. Effects of damp and mould in the home on respiratory health: a review of the literature. *Allergy*. **53(2)**: 120-8.

76. Pestka JJ. et GS. Bondy. 1990. Alteration of immune function following dietary mycotoxin exposure. *Canadian Journal of Physiology & Pharmacology*. **68(7)**: 1009-16.
77. Pineau S. et P. Comtois. 1989. The aeromycoflora of Montréal. *Aerobiology, Health, Environment – a symposium*. Comtois P, eds. Université de Montréal. p. 157-164.
78. Pratt HN. 1942. The comparative atopic activity of *Alternaria* spores and mycelium. *Journal of Allergy*. **13**: 227-230.
79. Prince H, W. Selle et M. Marrow. 1934. Molds in the etiology of asthma and hay fever. *Texas Medicine Journal*. **30**: 340.
80. Raper K. et C. Thom. 1949. *A manual of the penicillia*. Baltimore. The Williams & Wilkins Co.
81. Raper KB. et DI. Fennel. 1965. *The genus Aspergillus*. Baltimore. The Williams & Wilkins Co.
82. Reed C. 1978. Variability of antigenicity of *Aspergillus fumigatus*. *Journal of Allergy & Clinical Immunology*. **61(4)**: 227-9.
83. Rylander R. et H. Goto. 1991. First glucan lung toxicity workshop. Report 4/91. Committee on organic dusts. ICOH. Sweden. 20 p.
84. Rylander R, K. Persson, H. Goto, K. Yuasa et S. Tanaka. 1992. Airborne beta-1,3-glucan may be related to symptoms in sick buildings. *Indoor Environment*. **1**: 263.
85. Salvaggio J. et L. Aukrust. 1981. Postgraduate course presentations. Mold-induced asthma. *Journal of Allergy & Clinical Immunology*. **68(5)**: 327-46.
86. Samson RA. 1985. Occurrence of moulds in modern living and working environments. *European Journal of Epidemiology*. **1**: 54-61.
87. Santé et Bien-Être Social Canada. 1987. Significance of fungi in indoor air: report of a working group. *Revue Canadienne de Santé Publique*. **78(2)**: S1-32.
88. Schober G. 1991. Fungi in carpeting and furniture dust. *Allergy*. **46(8)**: 639-43.
89. Schumacher MJ, JK. McClatchy, RS. Farr et P. Minden. 1974. Primary interaction between antibody and components of *Alternaria*. I. Immunological and chemical characteristics of labeled antigens. *Journal of Allergy & Clinical Immunology*. **56(1)**: 39-53.
90. Schumacher MJ. et SE. Jefferey. 1976. Variability of *Alternaria alternata*: biochemical and immunological characteristics of culture filtrates from seven isolates. *Journal of Allergy & Clinical Immunology*. **58(2)**: 263-77.



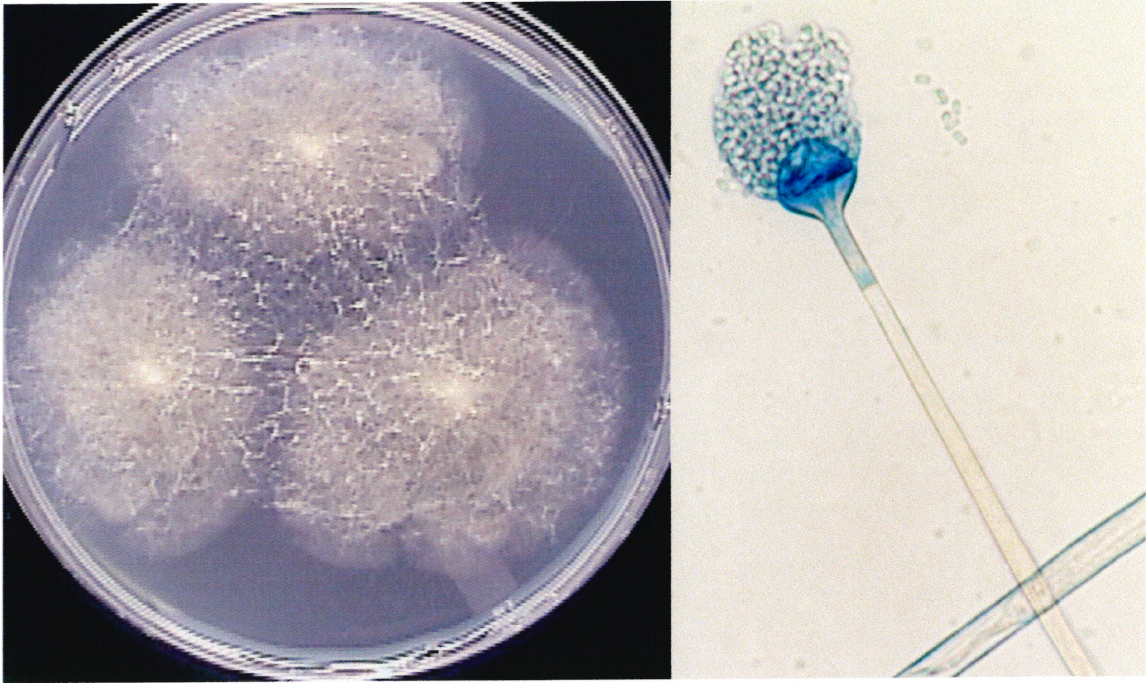
91. Solomon WR. et K. Mathews. 1978. Aerobiology and inhalant allergens. I. Pollens and fungi. *Allergy, principles and practice*. St-Louis. 1978. The C.V. Mosby Co. Middleton E, Reed C. and Ellis E, editors.
92. Solomon WR, HA. Burge et ML. Muilenberg. 1980. Allergenic properties of *Alternaria* spore, mycelial and "metabolic" extracts. *Journal of Allergy & Clinical Immunology*. **65**: 229.
93. St-Germain G. et RC. Summerbell. 1996. *Champignons filamenteux d'intérêt médical : Caractéristiques et identification*. Star Publishing Company. Belmont. CA.
94. Summerbell RC, F. Staib, R. Dales, N. Nolard, J. Kane, H. Zwanenburg, R. Burnett, S. Kraijden, D. Fung et D. Leong. 1992. Ecology of fungi in human dwellings. *Journal of Medical & Veterinary Mycology*. **30(suppl.)1**: 279-285.
95. Thurston JR, JL. Richard et S. McMillen. 1973. Cultural and serological comparison of ten strains of *Aspergillus fumigatus* Fresenius. *Mycopathologia et Mycologia Applicata*. **51(4)**: 327-35.
96. Tobin RS, E. Baranowski, A. Gilman, T. Kulper-Goodman, JD. Miller et M. Giddings. 1987. Significance of fungi in indoor air: report of a working group (supplement). *Canadian Journal of Public Health*. **78 (suppl.)**: S1-S30.
97. Trudeau WL. et E. Fernandez-Caldas. 1994. Identifying and measuring indoor biologic agents. *Journal of Allergy & Clinical Immunology*. **94(2 Pt 2)**: 393-400.
98. Verma J. et SV. Gangal. 1994. Studies on *Fusarium solani*: cross-reactivity among *Fusarium* species. *Allergy*. **49**: 330-336.
99. Vijay HM, H. Huang, NM. Young *et al.* 1979. Studies on *Alternaria* allergens. Isolation of allergens from *Alternaria tenuis* and *Alternaria solani*. *International Archives of Allergy & Applied Immunology*. **60**: 229-237.
100. Vijay HM, NM. Young et IL. Bernstein. 1987. Studies on *Alternaria* allergens. VI. Stability of the allergen components of *Alternaria tenuis* extracts under a variety of storage conditions. *International Archives of Allergy & Applied Immunology*. **83**: 325-328.
101. Vijay HM, M. Burton, NM. Young, DF. Copeland et M. Corlett. 1991. Allergenic components of isolates of *Cladosporium herbarum*. *Grana*. **30**: 161-5.
102. Von der Werff P. 1958. Mold fungi and bronchial asthma. Springfield. Illinois. Charles C. Thomas.
103. Wardlaw A. et DM. Geddes. 1992. Allergic bronchopulmonary aspergillosis: a review. *Journal of the Royal Society of Medicine*. **85(12)**: 747-51.

104. Wilken-Jensen K. et S. Gravesen. 1984. *Atlas of moulds in Europe causing respiratory allergy*. ASK Publishing, Copenhagen.
105. Yunginger JW, RT. Jones et GJ. Gleich. 1976. Studies on *Alternaria* allergens. II. Measurement of the relative potency of commercial *Alternaria* extracts by the direct RAST and by RAST inhibition. *Journal of Allergy & Clinical Immunology*. **58(3)**: 405-13.
106. Yunginger JW, RT. Jones, ME. Nesheim et M. Geller. 1980. Studies on *Alternaria* allergens. III. Isolation of a major allergenic fraction (ALT-I). *Journal of Allergy & Clinical Immunology*. **66(2)**: 138-47.

***ANNEXE-I***

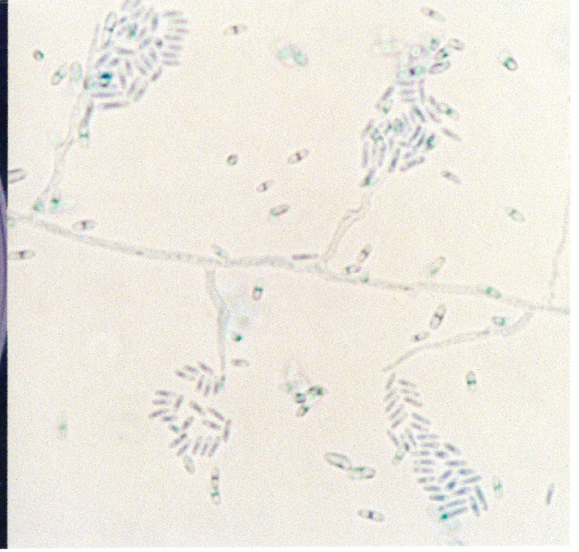
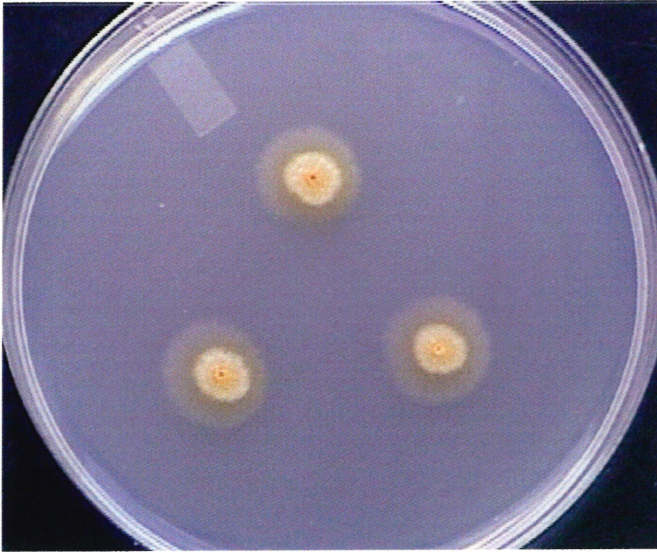
***Aspects macroscopique et microscopique  
des moisissures isolées***

*Absidia corymbifera*



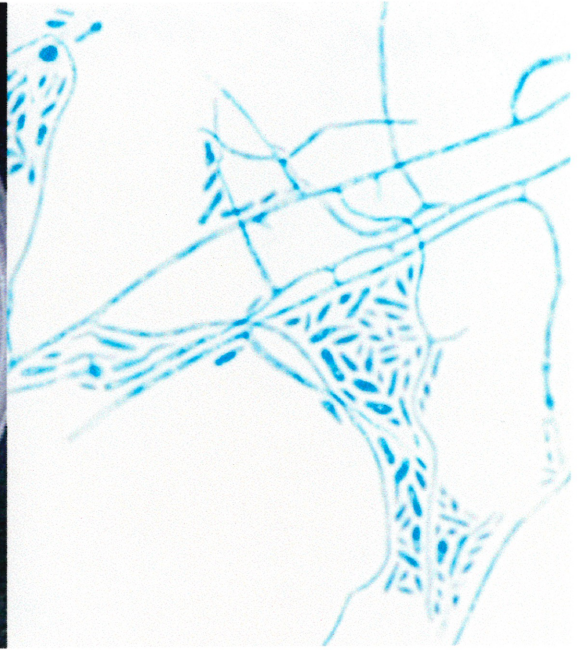
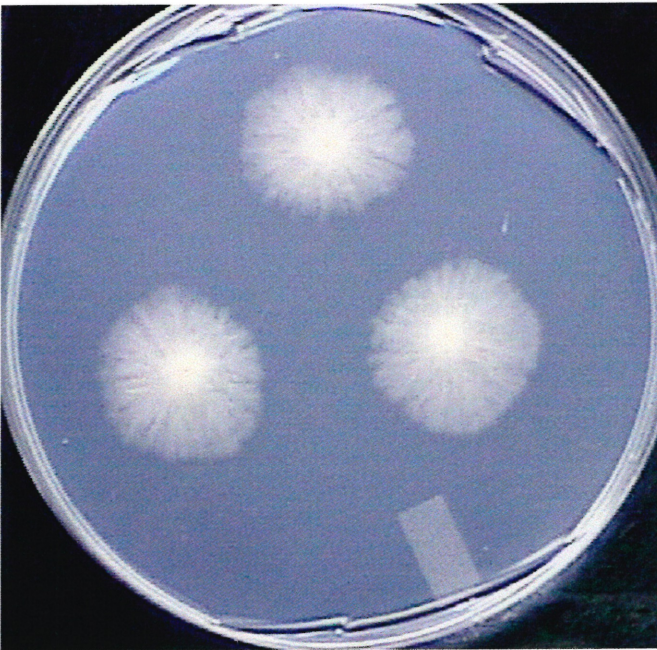
- Colonie brun pâle
- Revers blanc
- Texture laineuse
- Colonie touche le couvercle du pétri à 7 jours
- 5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA (MEA : Malt extract agar)
- Absence de rhizoïdes
- Présence d'une apophyse sous le sporange
- Conidiophores non ou peu septés, très larges

### *Acremonium butyri*



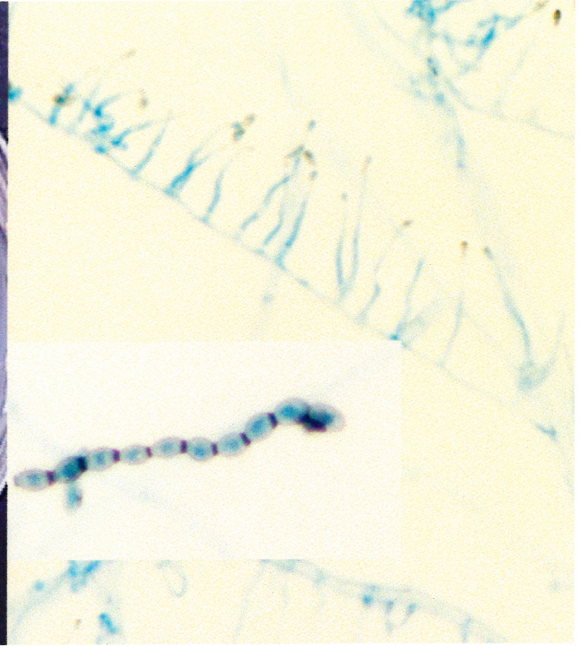
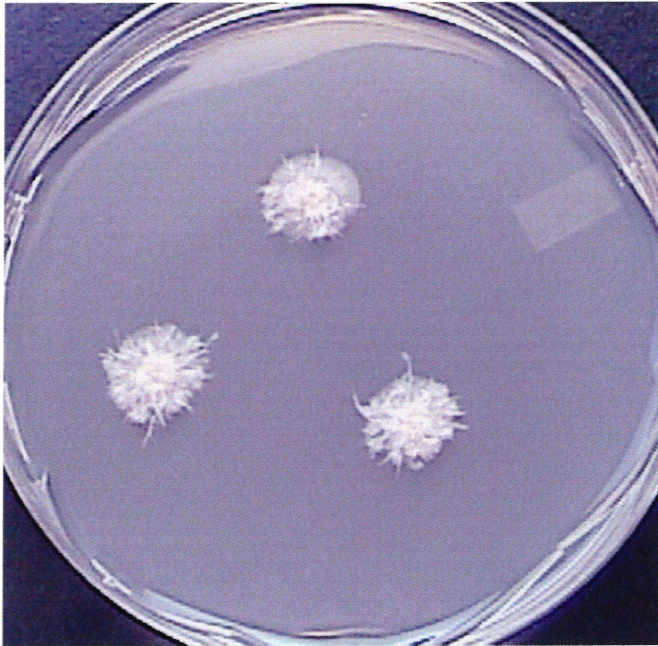
- Colonie jaune à orange en surface et au revers
- 1.5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Phialides longues, étroites et solitaires
- Conidies en amas à l'extrémité des phialides

### *Acremonium kiliense*



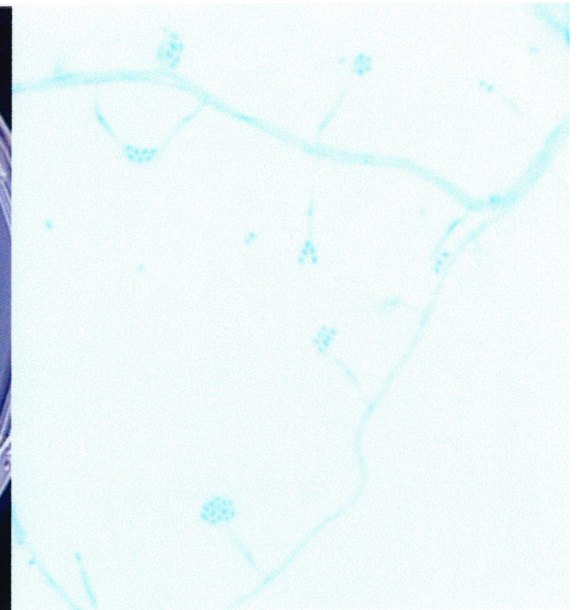
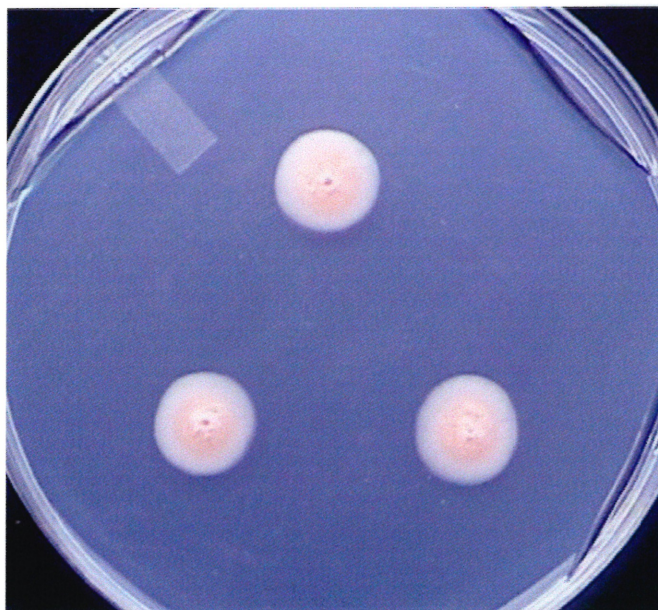
- Colonie rose pâle à beige
- Texture glabre et d'aspect humide
- 1.5 à 2 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Présence de chlamydo-spores hyalines, au contour chromophile
- Conidies cylindriques

### *Acremonium luzulae*



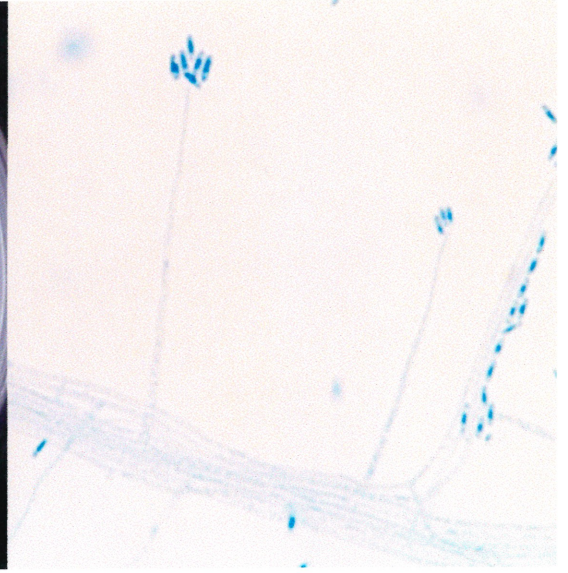
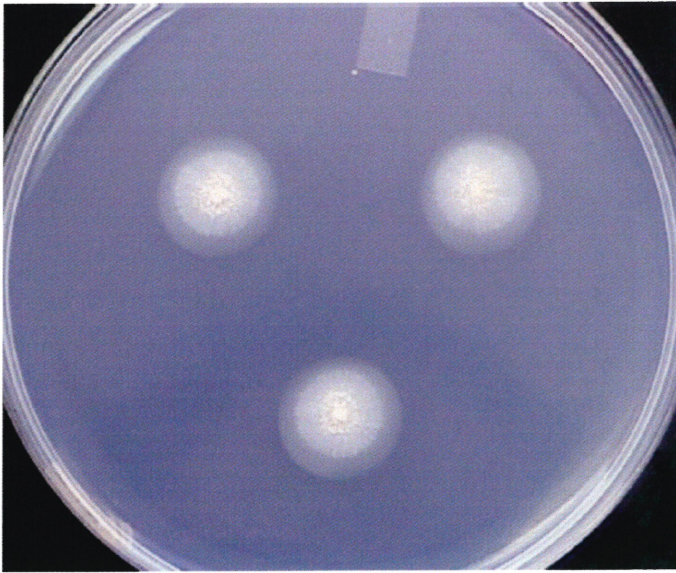
- Colonie rose pâle avec des filaments noirs en surface
- Revers rose
- 1.5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Phialides longues, étroites et solitaires
- Conidies brunes à surface lisse, en chaîne, à base tronquée

### *Acremonium rutilum*



- Colonie rose pâle avec exsudat incolore en surface
- Texture glabre
- Revers rose
- 1.5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Phialides longues, étroites et solitaires
- Base des phialides chromophile et granuleuse

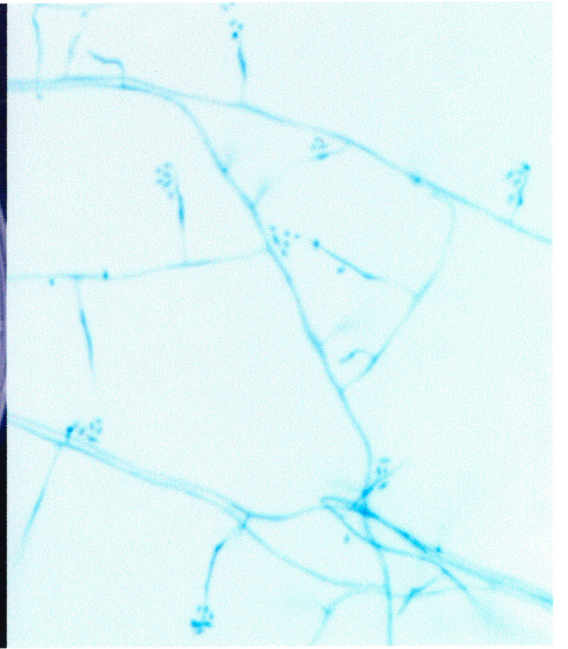
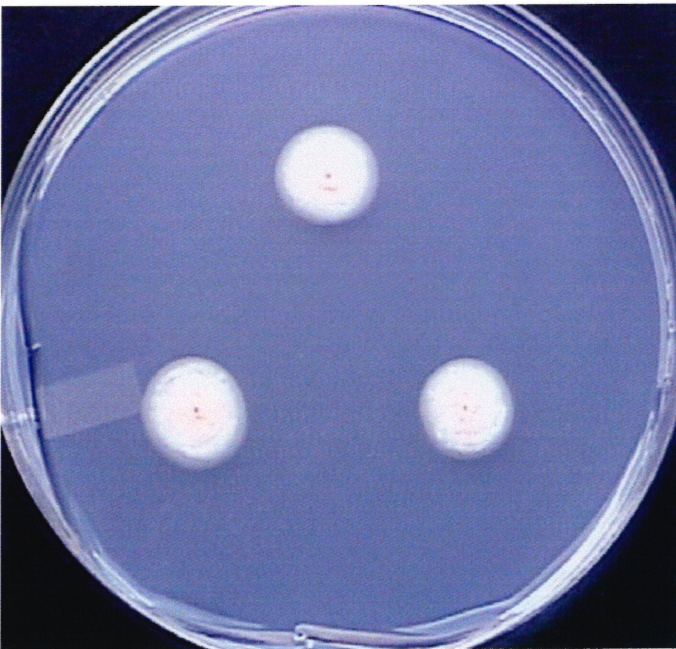
### *Acremonium strictum*



- Colonie rose pâle
- Texture glabre
- Revers rose pâle à pêche
- 1.5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA

- Hyphes regroupées en paquets
- Phialides allongées avec des conidies ovales, unicellulaires, en amas à l'extrémité

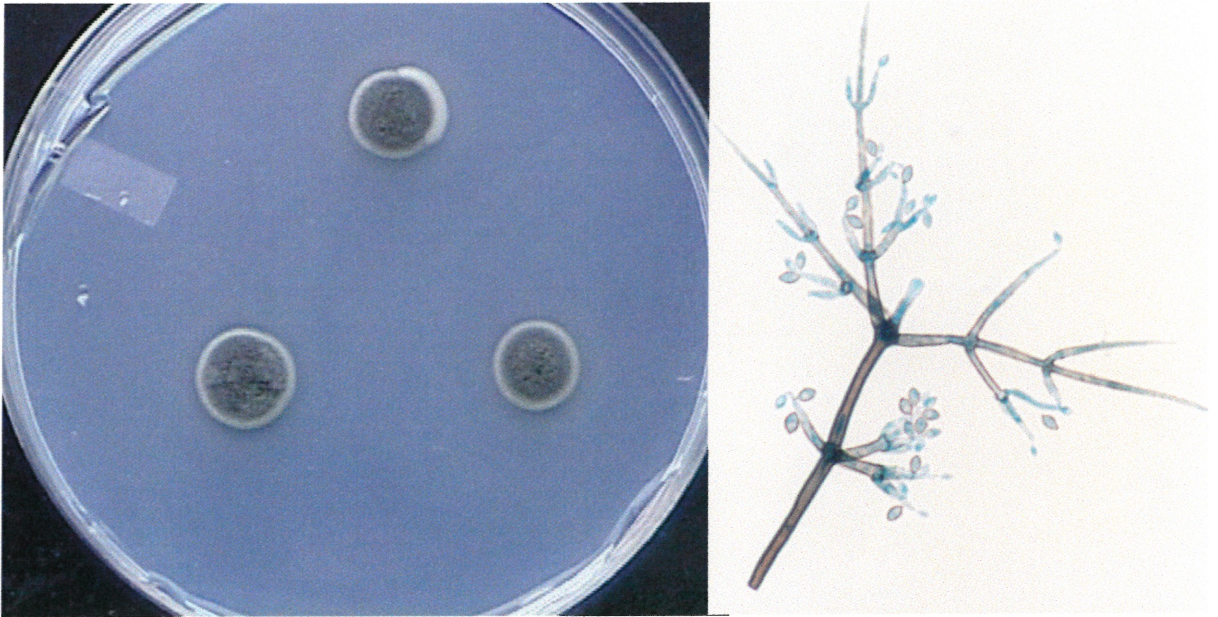
### *Acremonium tubackii*



- Colonie rose pâle avec centre brun foncé
- Revers rose pâle
- 1.5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA

- Présence de chlamydospores brunes, en chaîne

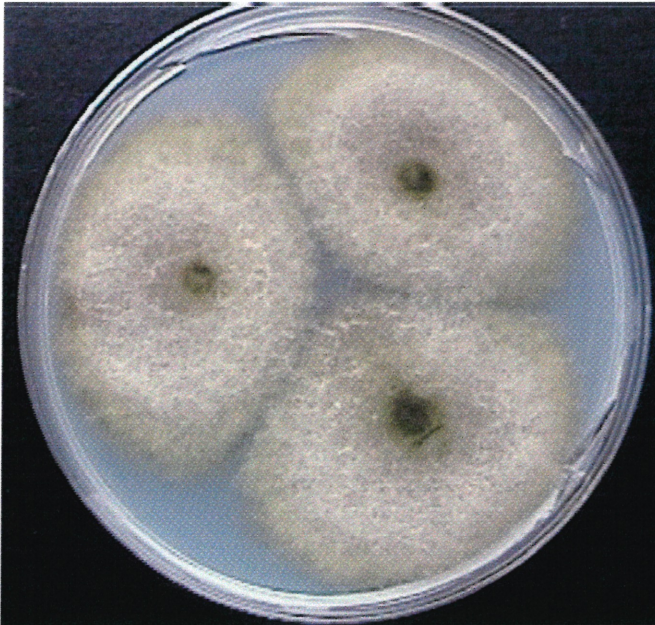
***Acrophialophora sp.***



- Colonie vert-foncé à grise avec contour blanc
- Revers gris-foncé à noir
- 0.5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Conidiophores bruns branchés, en verticille
- Phialides en verticille
- Conidies brunes en forme de citron

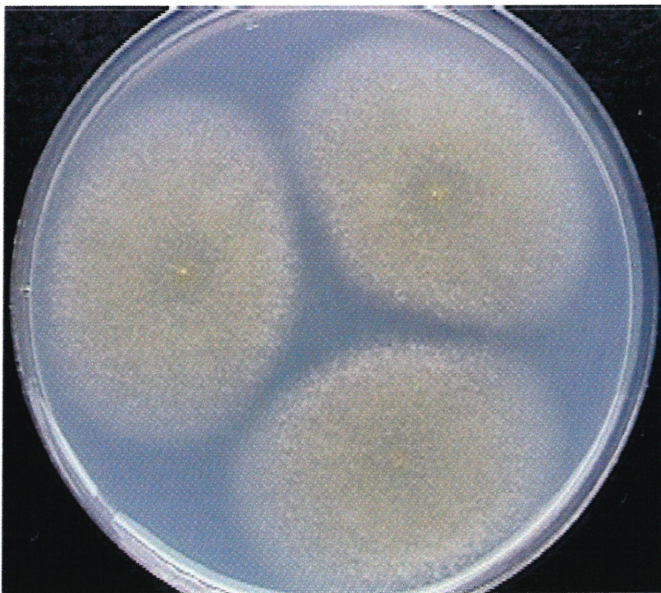


### *Alternaria alternata*



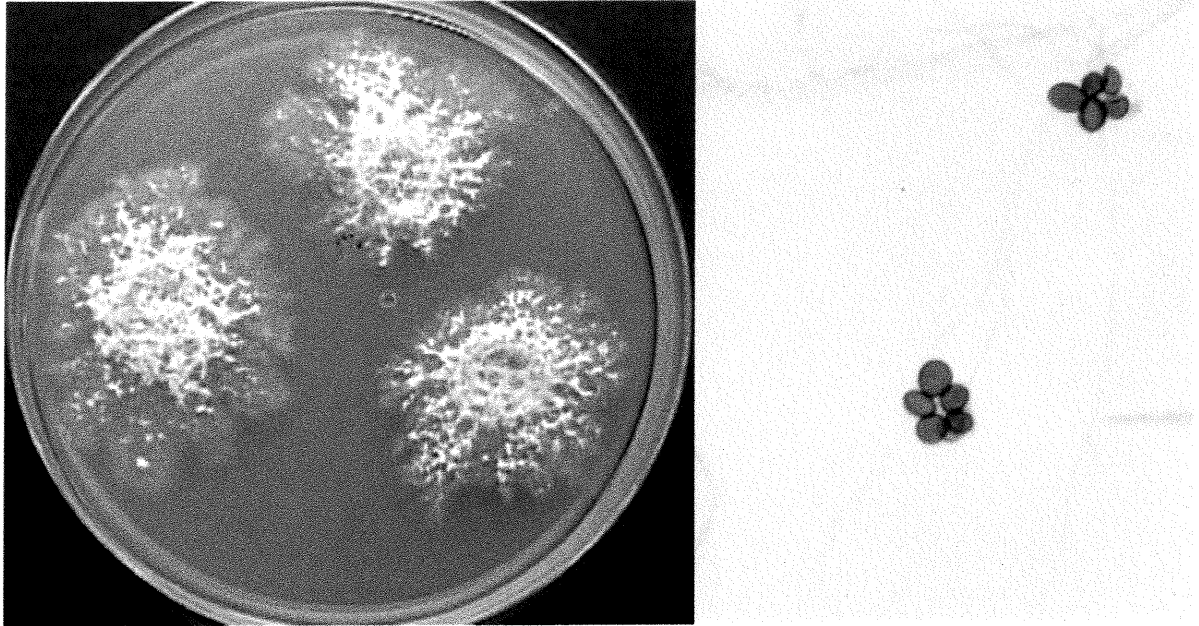
- Colonie brun pâle à olive en surface avec centre brun foncé
- Texture cotonneuse
- Revers vert à brun pâle
- 4 à 6 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Longues chaînes de conidies brunes, muriformes
- Court bec à l'apex, correspondant au tiers de la longueur de la conidie
- Conidiophores bruns, septés

### *Alternaria tenuissima*



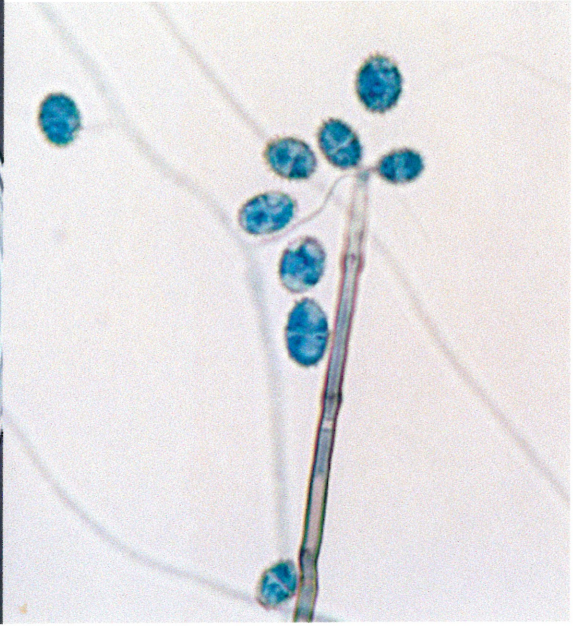
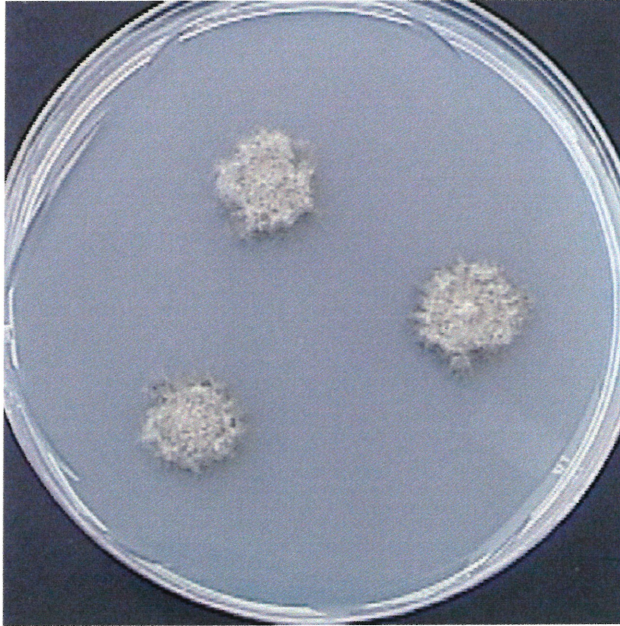
- Colonie beige à brun pâle
- Revers beige à brun pâle
- 4 à 6 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Courtes chaînes de conidies brun pâle, muriformes
- Long bec à l'apex, correspondant à plus de la moitié de la longueur de la conidie

*Arthrinium phaeospermum*



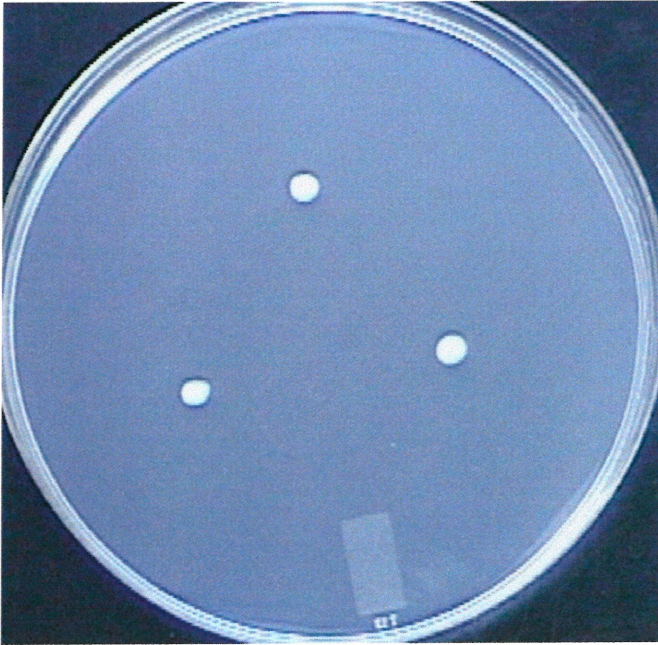
- Colonie blanche tachetée de brun en surface, en forme de flocon
- Texture laineuse à cotonneuse
- Revers beige à jaune
- 6 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Conidies brunes en forme de lentille, avec fente germinative, en amas
- Hyphes hyalines septées

*Arthrobotris sp.*



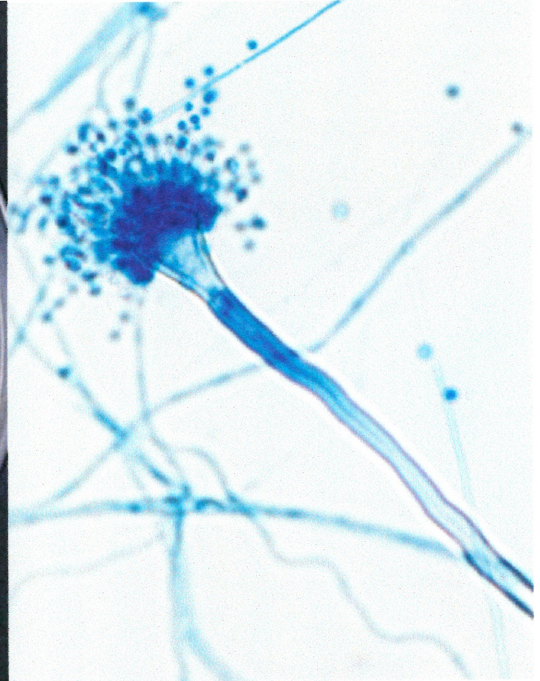
- Colonie grise à olive
- Texture filamenteuse
- Revers noir
- 0.5 à 1 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Grosses conidies hyalines ellipsoïdes à paroi échinulée, produites sur toute la longueur du conidiophore
- Conidiophores bruns septés

*Arthrographis sp.*



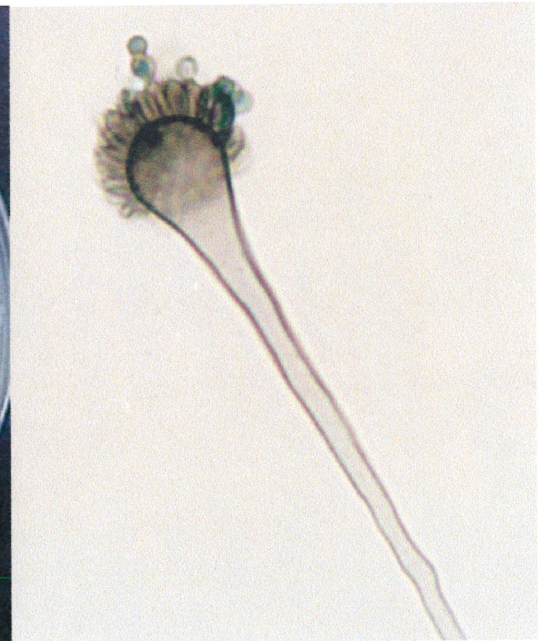
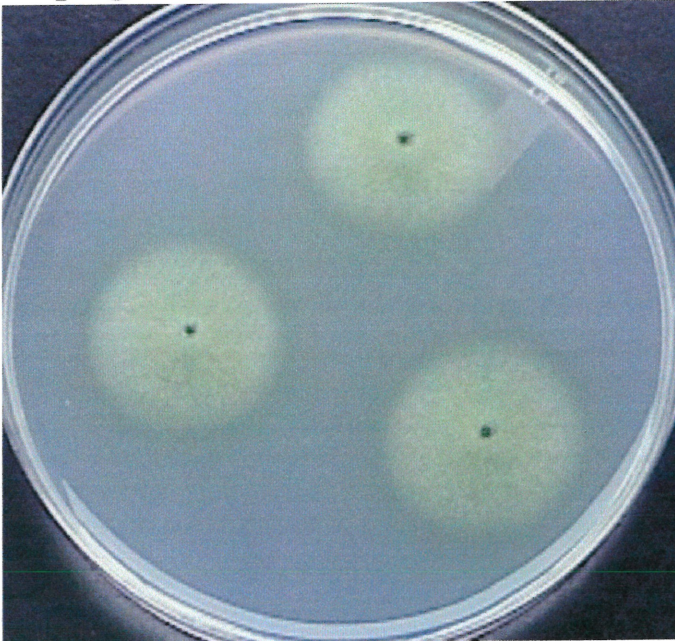
- Colonie blanche glabre
- Revers blanc à jaune pâle
- 0.5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Hyphes septées hyalines
- Arthroconidies formées à l'extrémité du conidiophore

### *Aspergillus candidus*



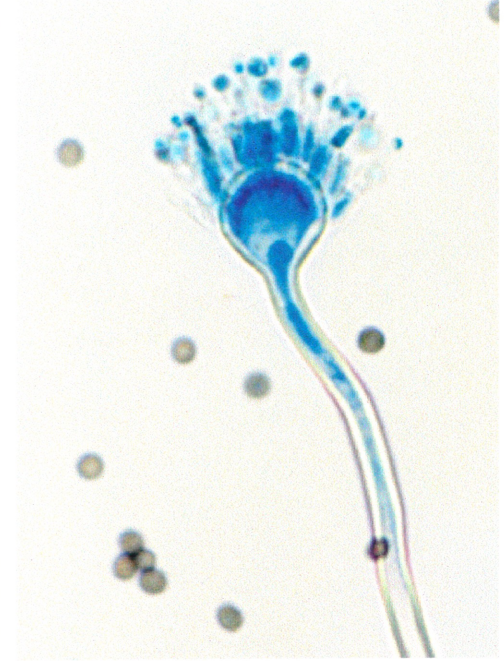
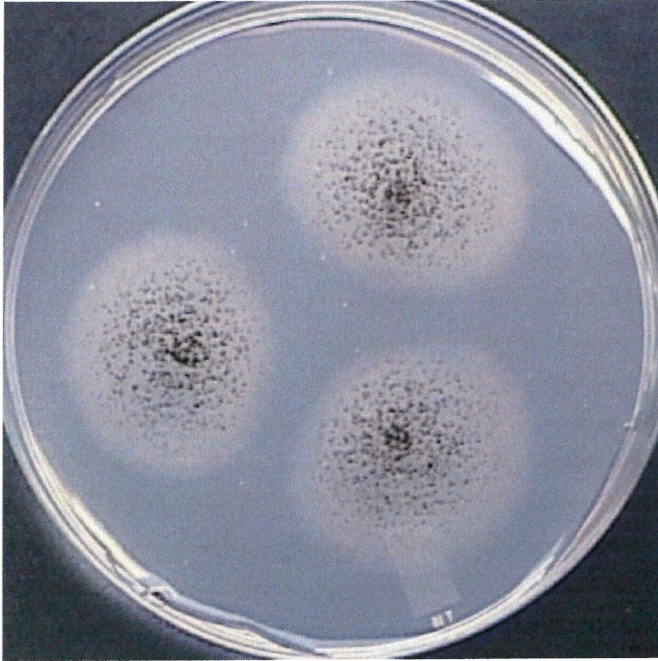
- Colonie blanche en surface et au revers
- Texture duveteuse
- 2 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Tête aspergillaire globose
- Conidies globoses à paroi lisse
- Phialides bisériées
- Conidiophores à paroi lisse

### *Aspergillus fumigatus*



- Colonie vert foncé à grise
- Revers vert pâle à jaune
- 4 à 5 cm de diamètre à 14 jours sur CZ
- Croissance à 48°C
- Tête aspergillaire en colonne
- Conidies globoses à paroi échinulée
- Phialides unisériées
- Conidiophores à paroi lisse

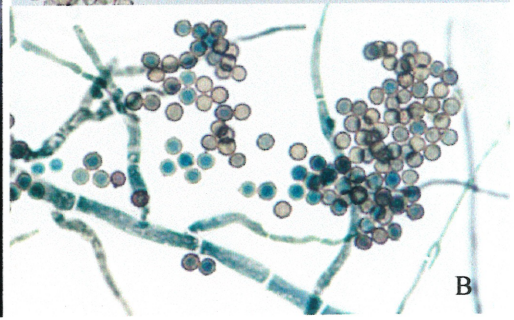
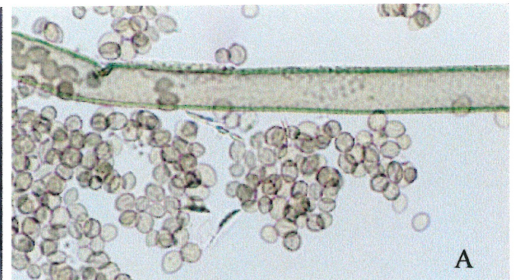
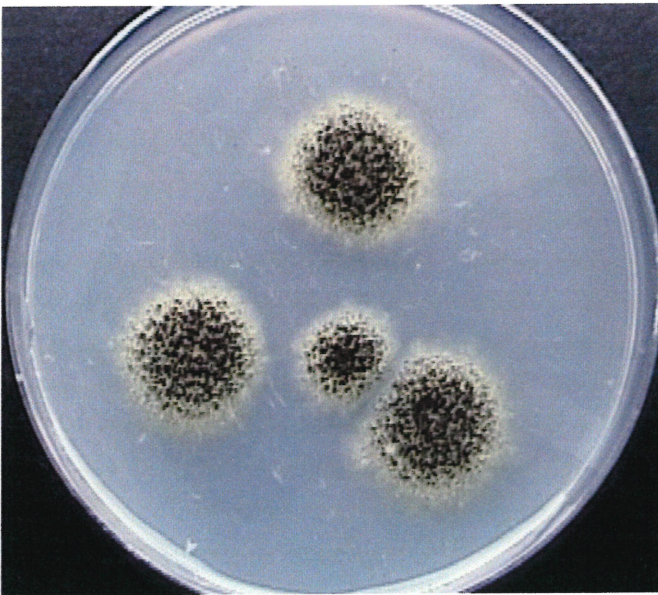
### *Aspergillus niger*



- Colonie blanche et noire
- Texture poudreuse
- Revers incolore avec points noirs
- 3 cm de diamètre à 7 jours sur MEA

- Tête aspergillaire globose
- Conidies brunes globoses, à paroi échinulée
- Phialides bisériées
- Conidiophores bruns à paroi lisse

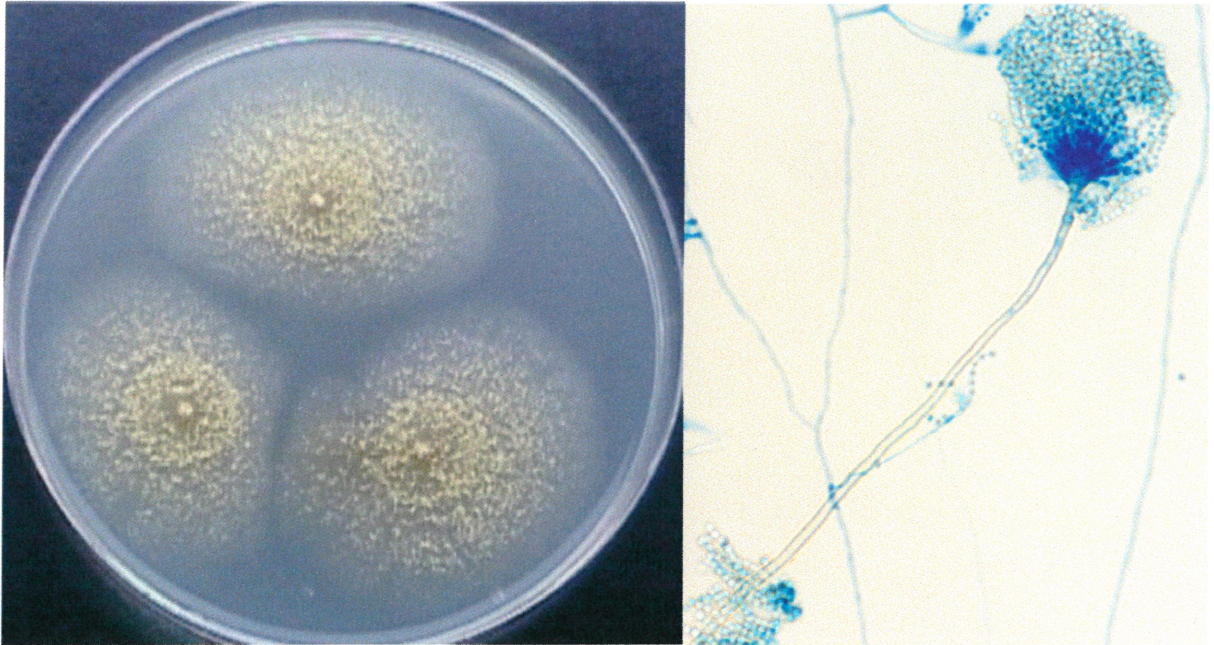
### *Aspergillus nidulans*



- Colonie blanche et noire
- Texture très poudreuse
- Revers jaune-citron
- 2.5 cm de diamètre à 7 jours sur CZ

- Présence de cellules brunes en forme de noisette (A)
- Conidies globoses, brunes à paroi rugueuse (B)
- Phialides bisériées
- Conidiophores bruns à paroi lisse

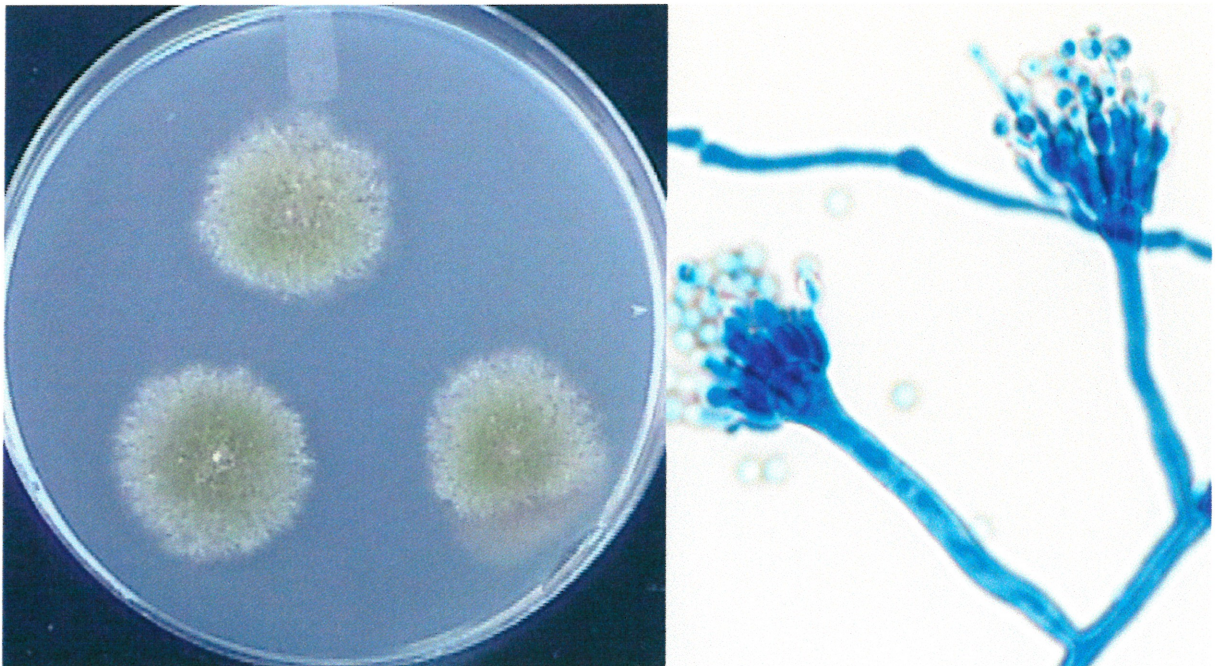
### *Aspergillus ochraceus*



- Colonie beige à ocre
- Texture poudreuse
- Revers orangé à rouille devenant brun
- 3 à 4 cm de diamètre à 7 jours sur CZ

- Tête aspergillaire globose
- Conidies globoses à paroi lisse à légèrement rugueuse
- Phialides bisériées, grosses métules
- Conidiophores à paroi rugueuse et épaisse, de couleur jaune pâle

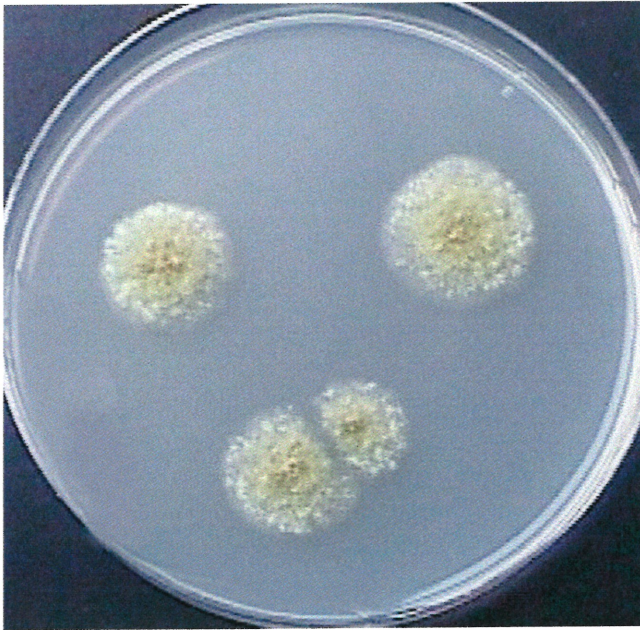
### *Aspergillus oryzae*



- Colonie vert-olive pâle
- Texture veloutée
- Revers brun
- Croissance rapide sur CZ

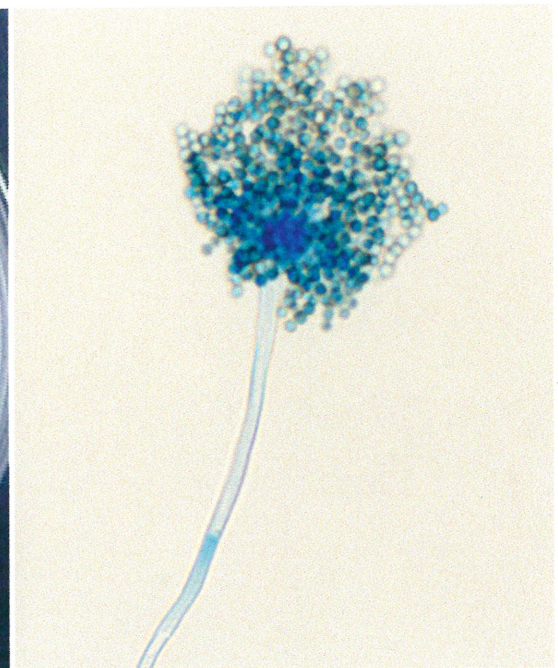
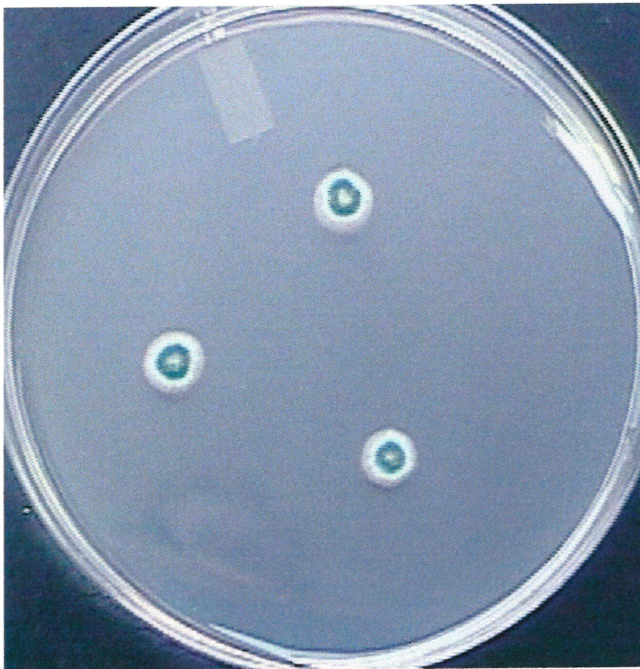
- Conidies à paroi lisse à légèrement rugueuse
- Phialides unisériées et bisériées
- Conidiophores à paroi rugueuse

### *Aspergillus parasiticus*



- Colonie vert-lime en surface et au revers
- 2.5 cm de diamètre à 7 jours sur CZ
- Conidies en forme de gouttelette d'eau, à paroi échinulée
- Phialides unisériées seulement
- Conidiophores à paroi rugueuse

### *Aspergillus sydowii*



- Colonie turquoise avec contour blanc et centre orange à brun
- Texture granuleuse
- Revers blanc, orangé, rouge foncé à brun
- 1.3 cm de diamètre à 7 jours sur CZ
- Tête aspergillaire radiée
- Conidies globoses, à paroi échinulée
- Phialides bisériées seulement
- Conidiophores à paroi lisse

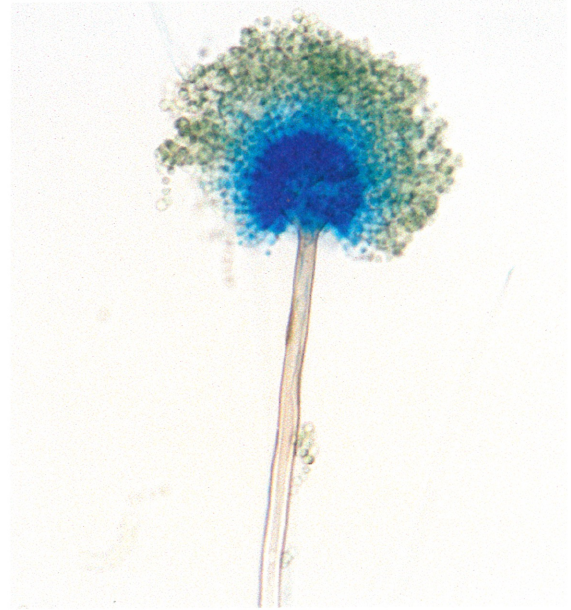
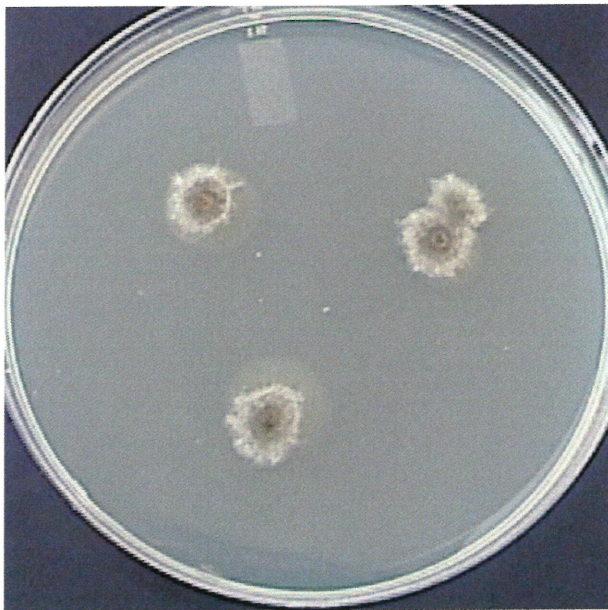


### *Aspergillus terreus*



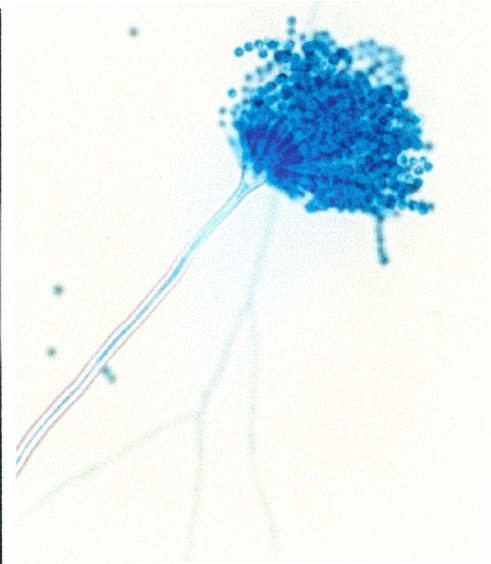
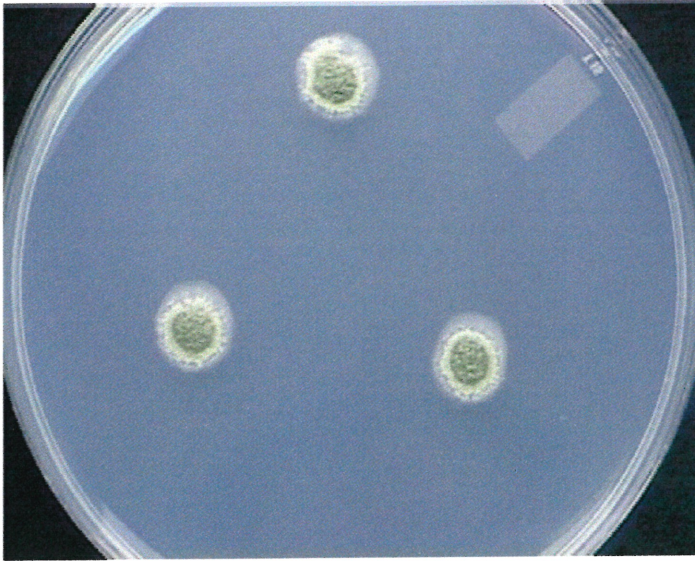
- Colonie orange avec centre turquoise, contour irrégulier de couleur beige
- Revers orange à rouille
- 1.5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Tête aspergillaire en colonne
- Conidies globoses à paroi lisse
- Phialides bisériées seulement
- Conidiophores à paroi lisse

### *Aspergillus ustus*



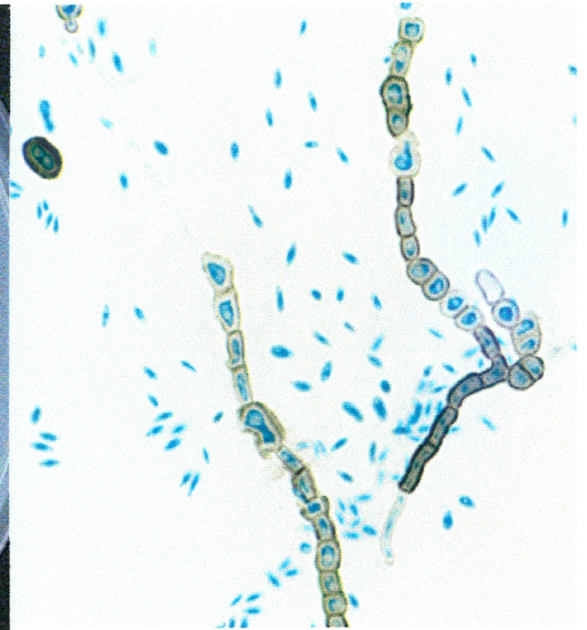
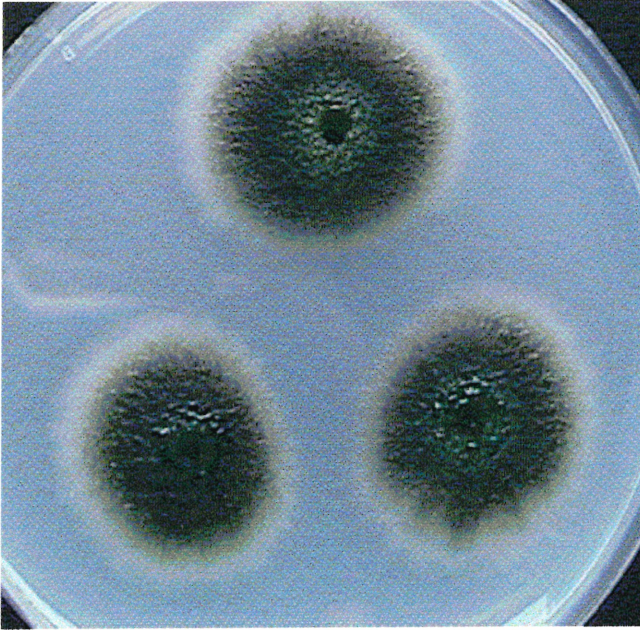
- Colonie beige et grise avec centre brun foncé
- Texture poudreuse
- Revers jaune-citron
- 1.5 à 2.5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Tête aspergillaire globose
- Conidies brunes globoses à paroi échinulée
- Phialides bisériées
- Conidiophores bruns à paroi lisse

## *Aspergillus versicolor*



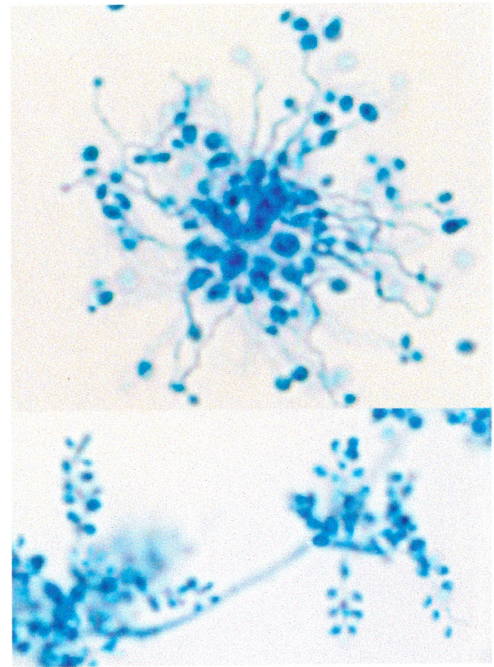
- Colonie verte avec contour jaune et blanc
- Texture poudreuse
- Parfois présence d'exsudat rose à orange
- Revers jaune, brun, orange ou rouge pourpre
- Parfois diffusion d'un pigment jaune à rouge dans la gélose
- 1 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Tête aspergillaire radiée
- Conidies globoses à paroi rugueuse
- Phialides bisériées
- Conidiophores à paroi lisse

## *Aureobasidium pullulans*



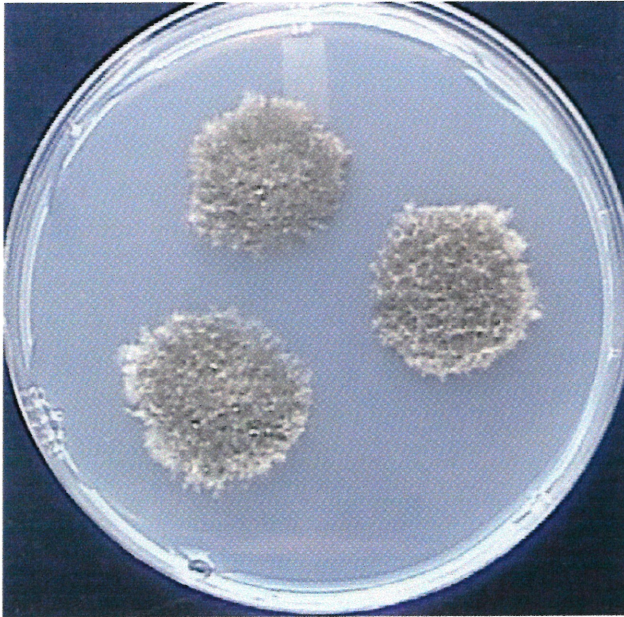
- Colonie rose pâle devenant vert-olive foncé à noire avec l'âge, contour transparent
- Texture mucoïde
- Revers vert à noir
- 3 à 4 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Présence d'arthroconidies brunes
- Blastoconidies incolores
- Hyphes septées hyalines
- Cellules conidiogènes peu différenciées, intercalées dans les hyphes ou terminales

***Beauveria bassiana***



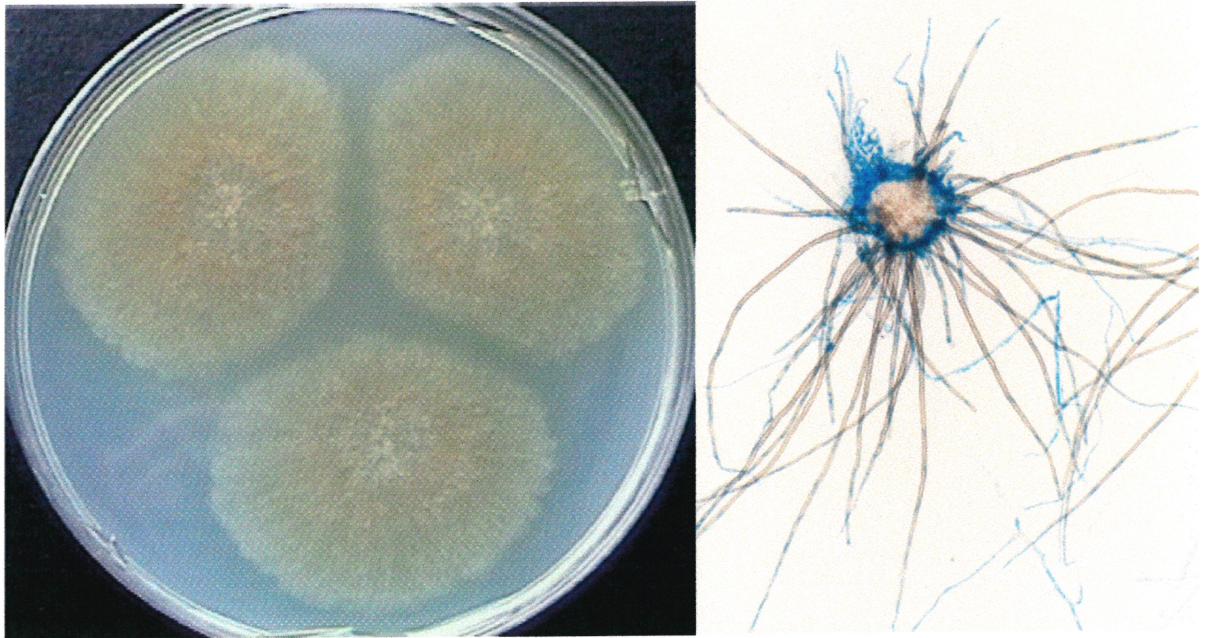
- Colonie jaune pâle en surface et au revers
- Texture poudreuse
- 1.5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Conidies unicellulaires globoses à ovales, formées selon un mode sympodial sur des cellules conidiogènes renflées à la base, se terminant en zigzag et regroupées en amas denses

***Bipolaris sp.***



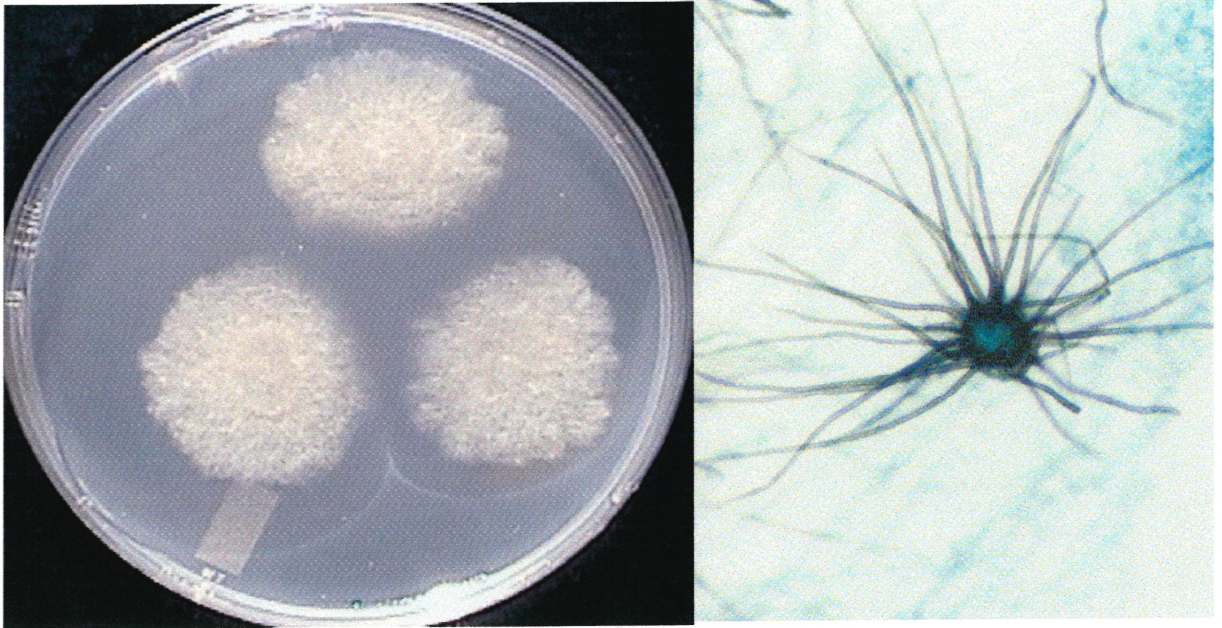
- Colonie grise à brun pâle en surface et au revers, contour irrégulier
- Revers gris à brun
- 3 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Hyphes septées
- Conidiophores bruns, géciculés
- Poroconidies brunes, distoseptées, contenant typiquement 3 à 6 cellules, formées sympodialement
- Tube germinatif se développant dans le sens de l'axe longitudinal de la conidie

*Chaetomidium fimeti*



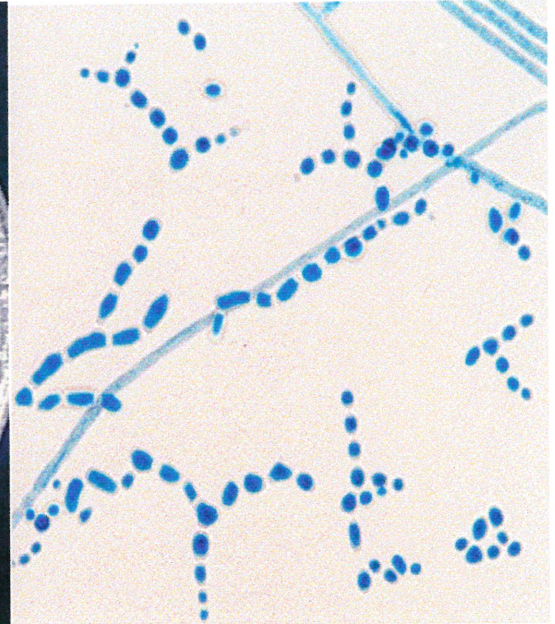
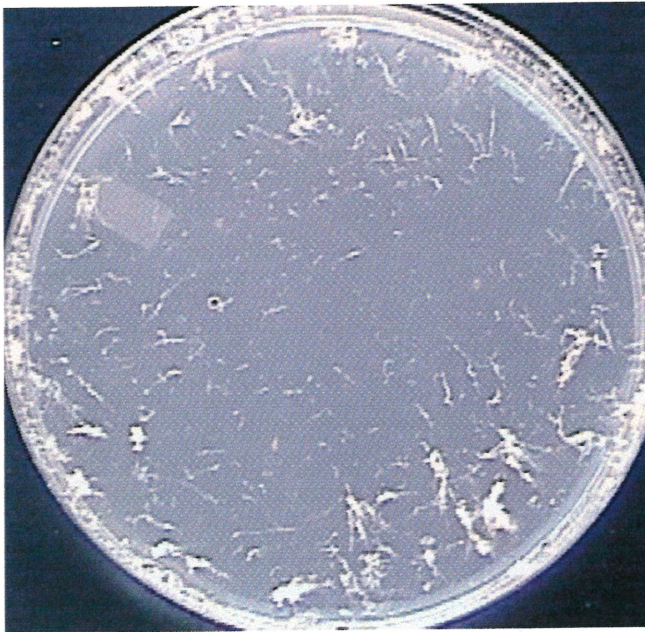
- Colonie jaune pâle devenant orange, avec des points bruns en surface
- Revers jaune à orange
- 4 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Longues soies brunes ondulantes non-branchées

## *Chaetomium globosum*



- Colonie beige avec points bruns en surface sur OA,
- Colonie blanche en surface et au revers sur MEA
- 3.5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Périthèces bruns à noirs, ronds, entourés de longues soies brunes ondulantes

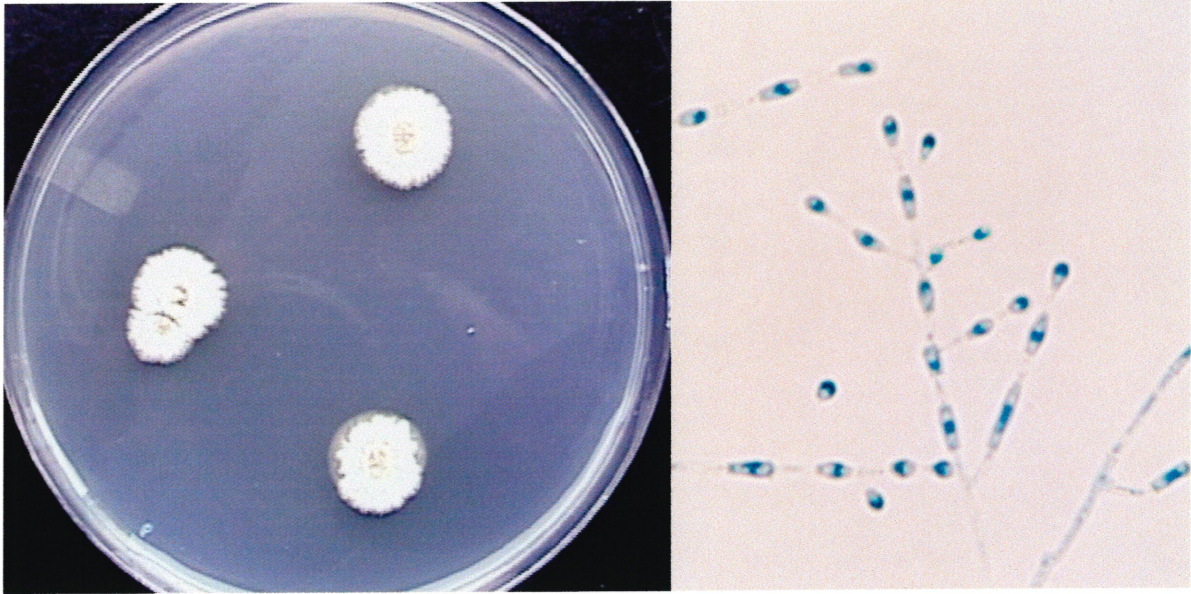
## *Chrysonilia sitophila*



- Colonie rose pâle envahissante
- Texture très cotonneuse
- Mycélium aérien ayant tendance à s'accumuler sous le couvercle du plat de pétri
- Présence d'arthroconidies simples, unicellulaires, en chaînes ramifiées
- Hyphes septées hyalines

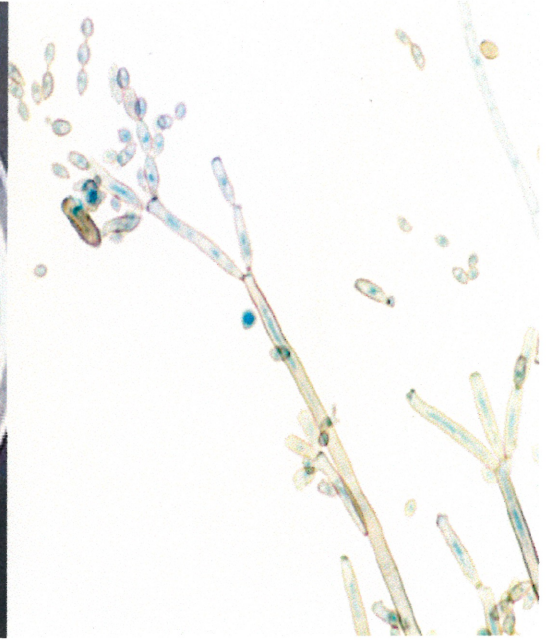
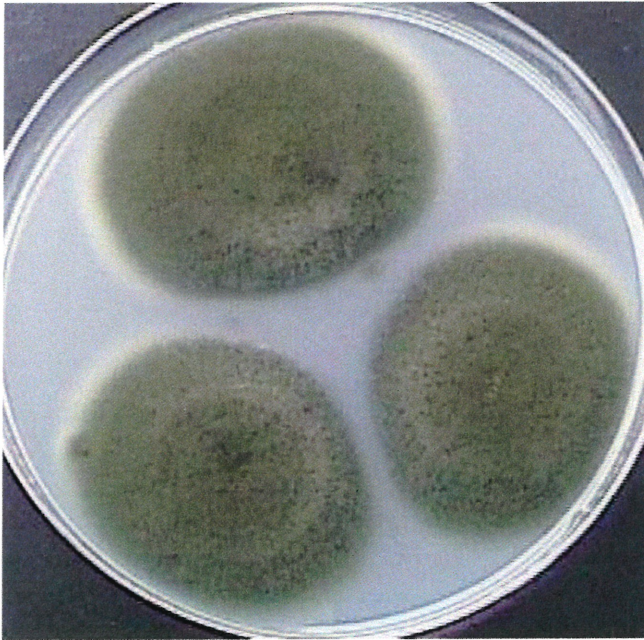


## *Chrysosporium pannorum*



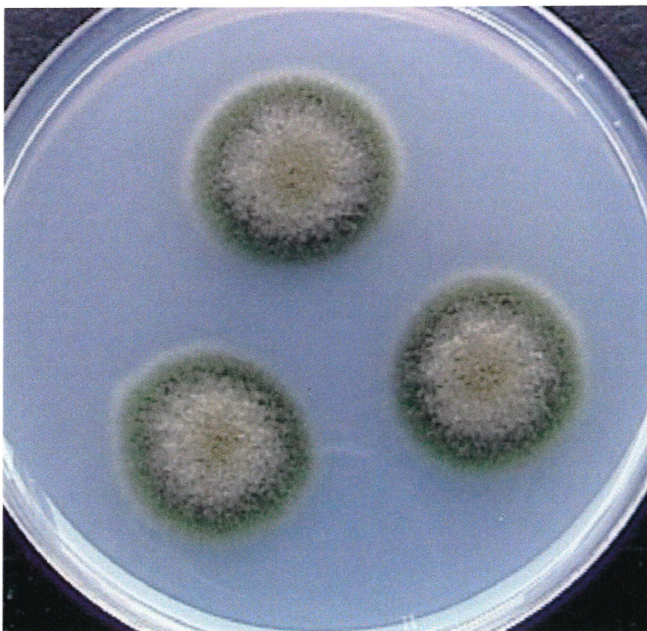
- Colonie jaune et blanche
- Texture poudreuse
- Revers jaune, orangé et blanc
- 1 cm de diamètre à 14 jours sur MEA
- Présence de courtes chaînes de conidies à base tronquée avec un petit segment d'hyphes intercalé entre chacune
- Conidiophores en forme d'arbuste avec des ramifications à 45° de la tige principale
- Conidies piriformes ou massuées d'environ 2  $\mu\text{m}$  de diamètre

### *Cladosporium cladosporioides*



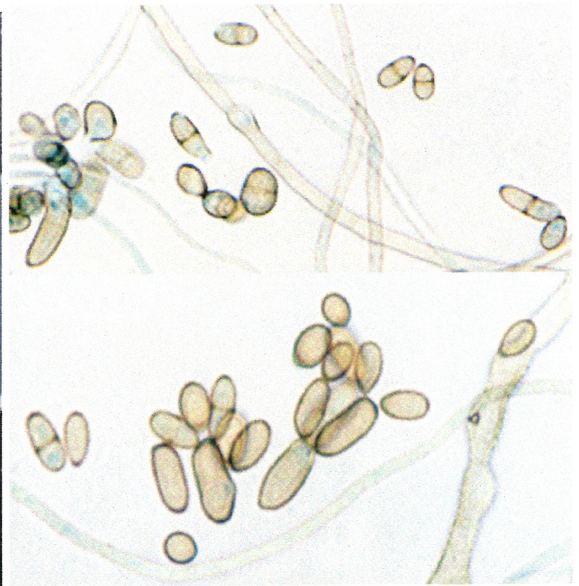
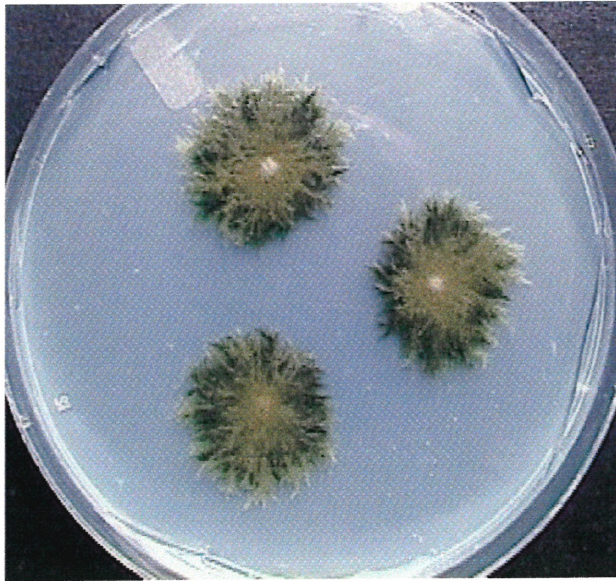
- Colonie vert olive à texture duveteuse
- Revers noir
- 1.3 à 1.5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Chaînes de blastoconidies brunes, en forme de bouclier à la base
- Conidies unicellulaires, cylindriques, à paroi lisse
- Conidiophores et hyphes bruns, septés

### *Cladosporium herbarum*



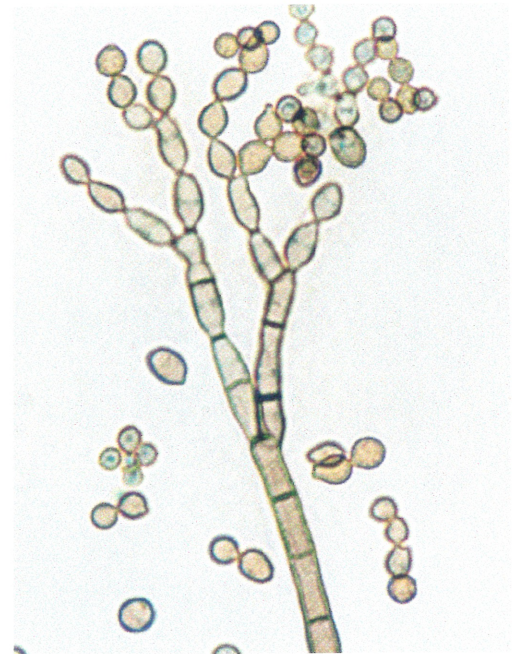
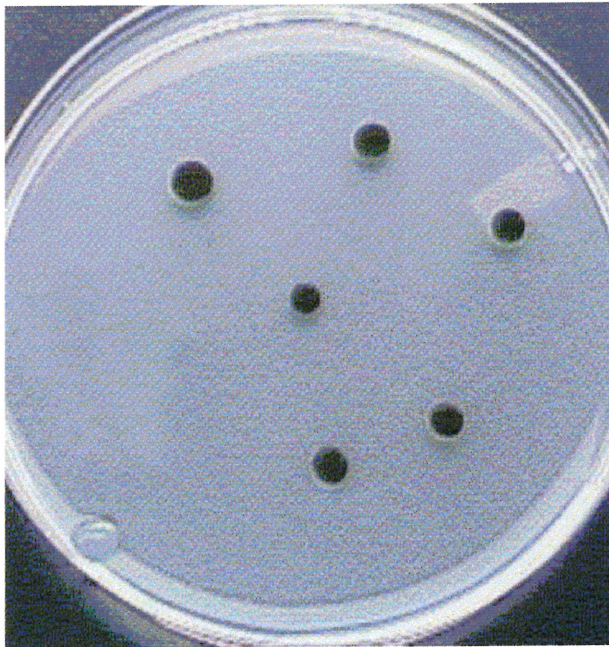
- Colonie vert olive et centre brunâtre à grisâtre
- Revers vert foncé
- 0.9 - 1.2 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Chaînes de blastoconidies brunes, en forme de bouclier à la base
- Conidies unicellulaires, parfois bicellulaires, cylindriques, à paroi rugueuse
- Conidiophores et hyphes bruns, septés

### *Cladosporium macrocarpum*



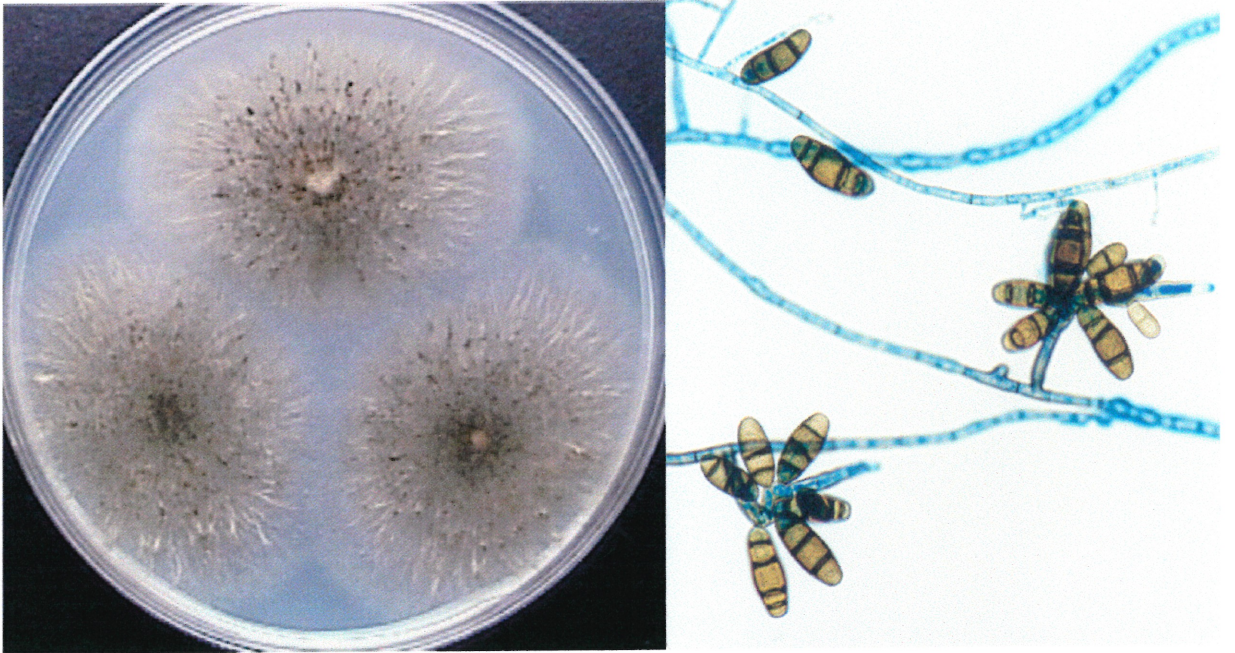
- Colonie vert foncé en surface, de forme étoilée
- Revers noir
- 2.5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Chaînes de blastoconidies brunes, en forme de bouclier à la base
- Conidies unicellulaires et bicellulaires, ellipsoïdales, à paroi très rugueuse
- Conidiophores et hyphes bruns, septés

### *Cladosporium sphaerospermum*



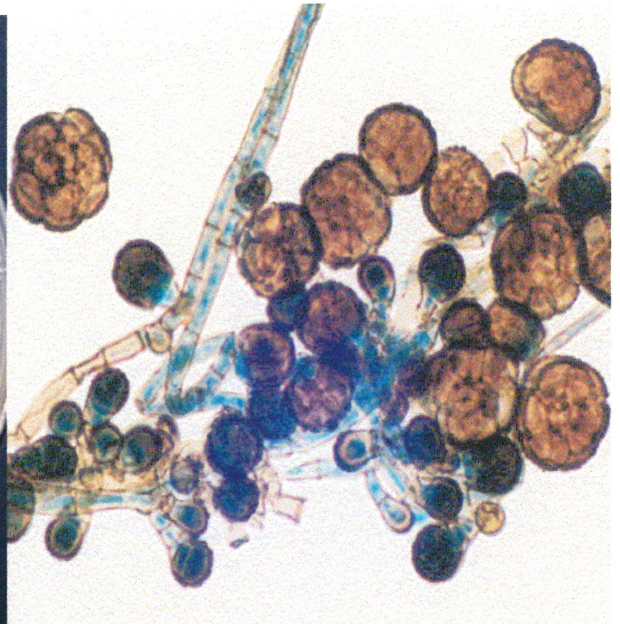
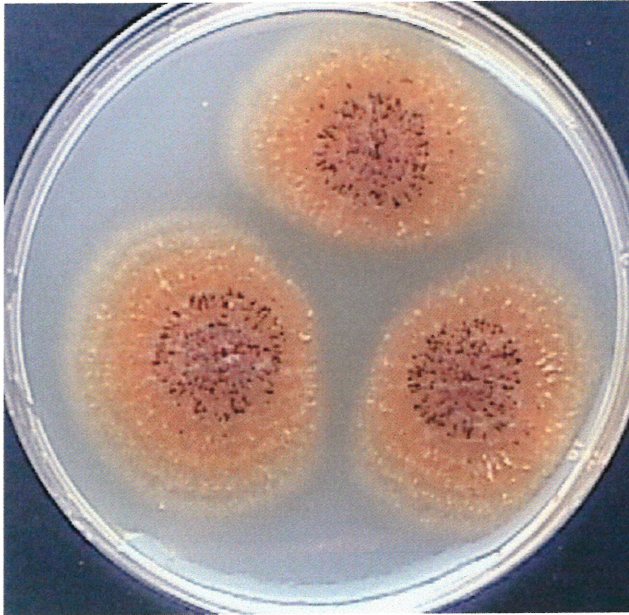
- Colonie vert foncé à noire, très compacte
- Revers noir
- 0.3 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Chaînes de blastoconidies brunes, en forme de bouclier à la base
- Conidies unicellulaires, subgloboses, à paroi rugueuse
- Conidiophores et hyphes bruns, septés

*Curvularia lunata*



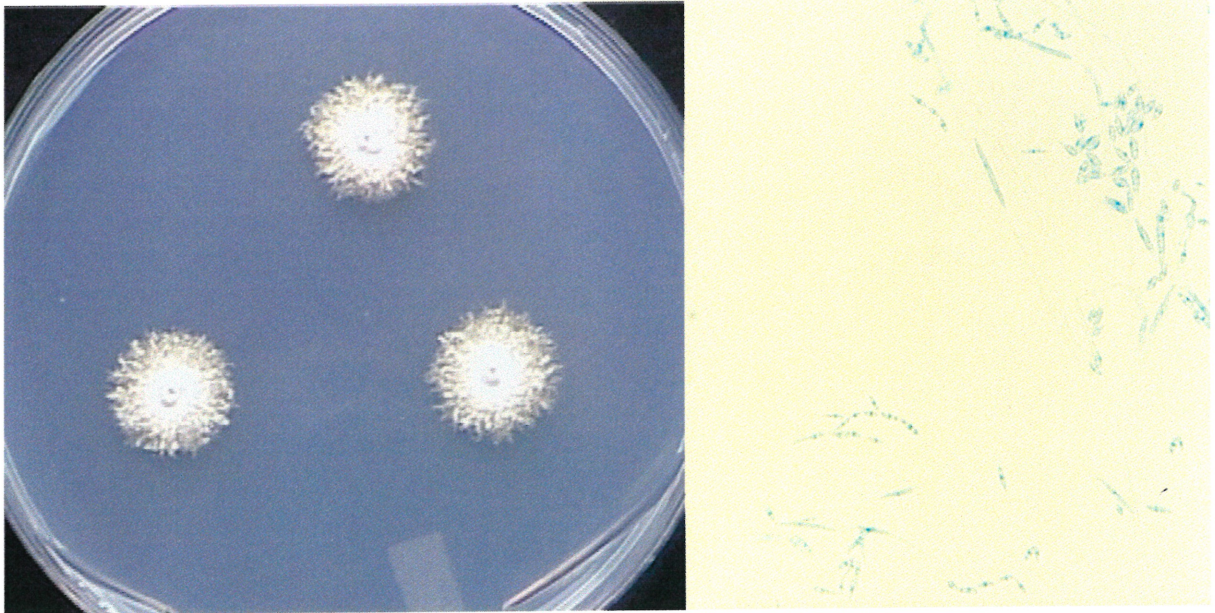
- Colonie vert-olive à brune
- Revers blanc et rosé
- 5 à 6 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Poroconidies légèrement courbées, brunes, multiseptées transversalement
- Cellule centrale de la conidie typiquement plus grosse et plus foncée
- Conidiophores géniculés

*Epicoccum nigrum*



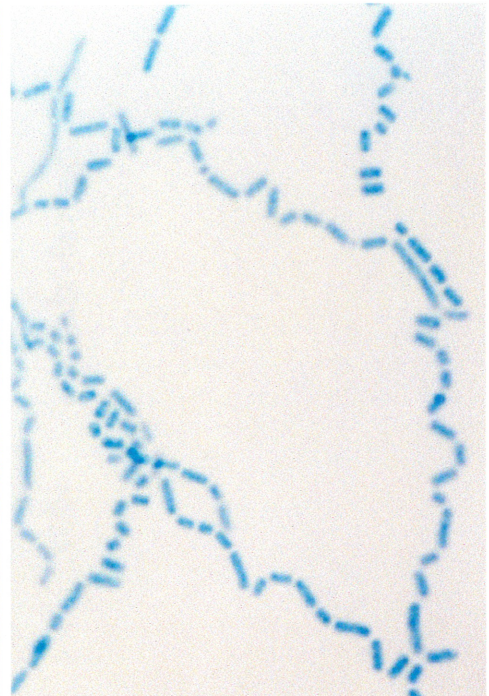
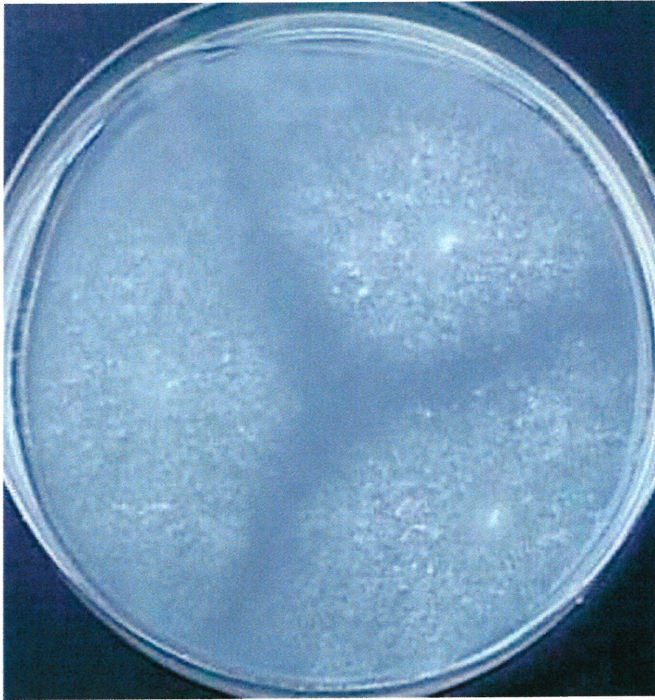
- Colonie orange avec points noirs en surface
- Revers orange et noir
- 4 à 5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Amas de conidies muriformes brunes, plutôt rondes, à paroi verruqueuse
- Hyphes septées, hyalines à brunâtres

*Fusarium verticillioides*



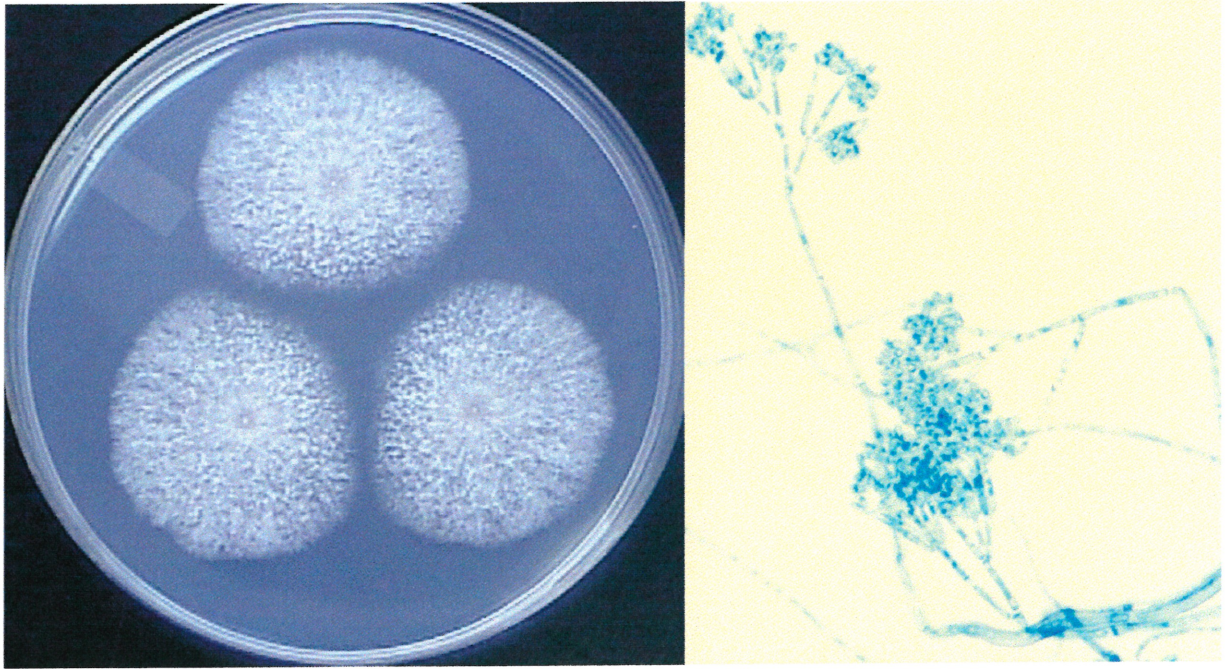
- Colonie beige à rosée
- Texture duveteuse
- Revers jaune à orangé
- 2.5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Microconidies et macroconidies différentes en terme de grosseur et de forme
- Microconidies en chaîne

## *Geotrichum candidum*



- Colonie blanche en surface et au revers
- Texture cotonneuse
- Envahissante, 4 à 6 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Arthroconidies rectangulaires, non alternées
- Hyphes septées hyalines
- Conidiophores absents

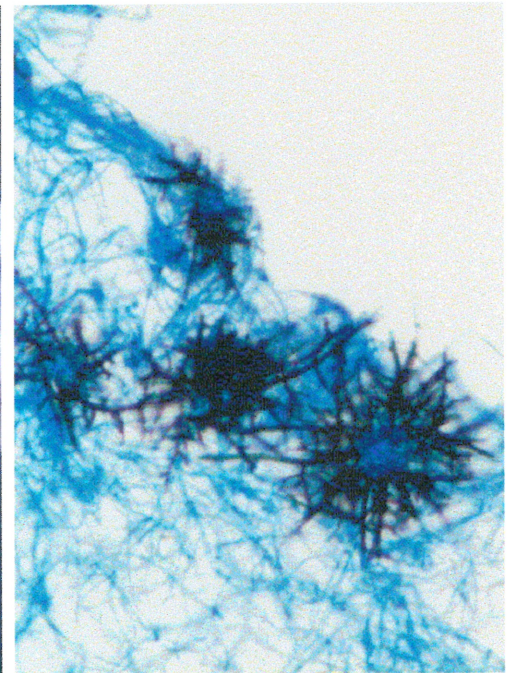
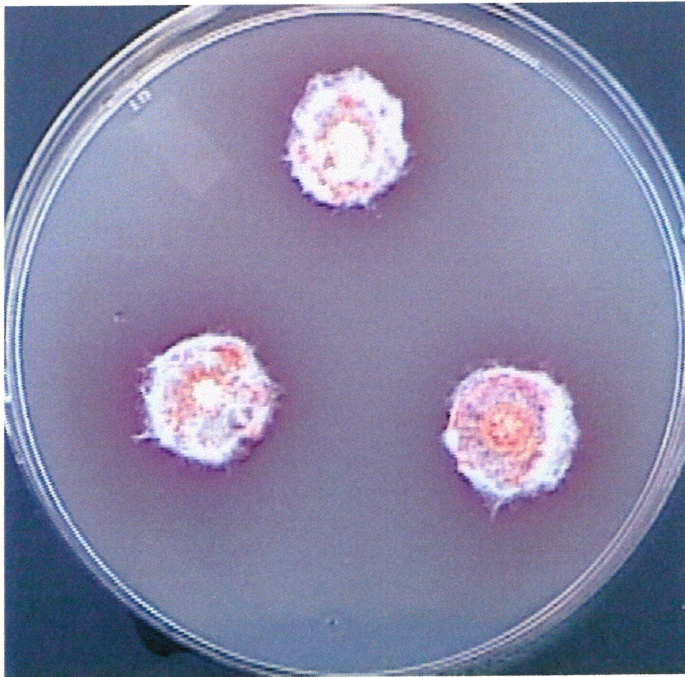
## *Gliocladium roseum*



- Colonie blanche à rosée, floccose
- Revers blanc à rosée
- 4.5 cm de diamètre à 10 jours sur MEA
- Conidiophores ramifiés aux extrémités
- Phialides regroupées en pinceau
- Conidies unicellulaires, en forme de lune, à paroi lisse, s'accumulent en amas à l'extrémité des phialides

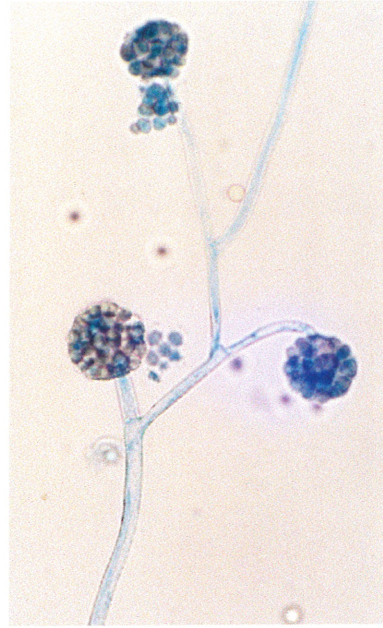
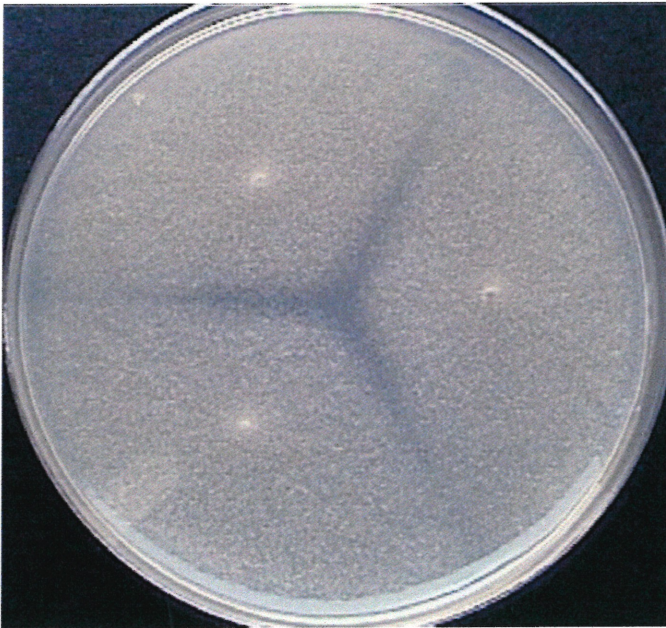


*Gymnoascus roseus*



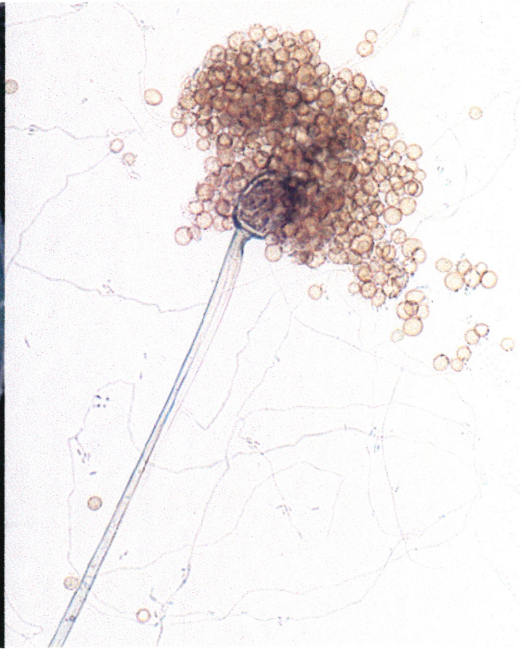
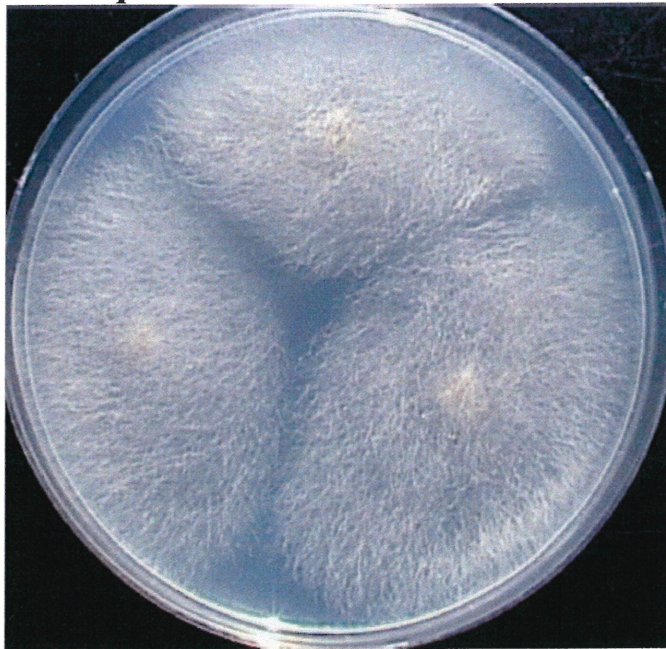
- Colonie blanche avec centre rouge en surface
- Texture cotonneuse
- Revers rouge
- Pigment rouge diffusible dans la gélose
- 1 à 1.5 cm de diamètre à 10 jours sur MEA
- Gymnothèces recouverts de branches brunes à noires en forme de crochets à l'extrémité

### *Mucor circinelloides*



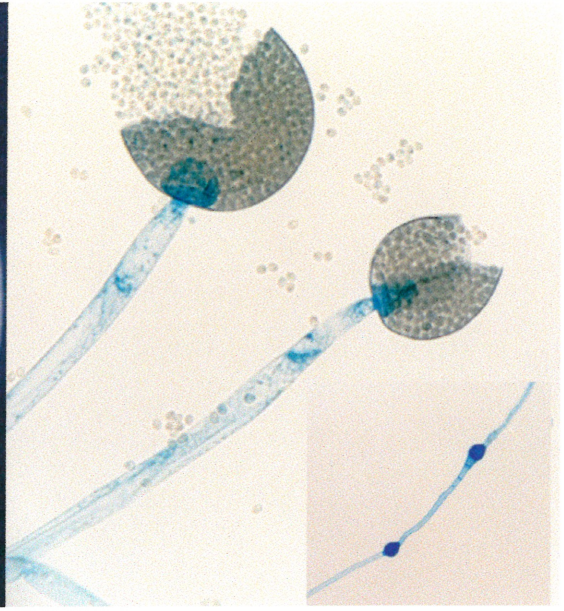
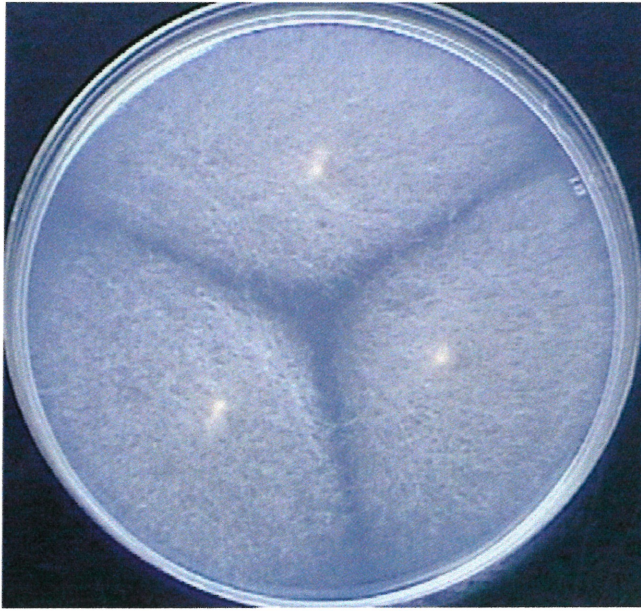
- Colonie blanche avec points gris à noirs distribués sur toute la surface
- Revers blanc
- Texture laineuse
- Pas de croissance à 54°C
- Croissance très rapide, diamètre de la colonie supérieur à 7 cm à 10 jours sur MEA
- Columelle sans projections
- Sporange de 25 à 37.5 µm de diamètre
- Sporangiospores de 4 à 6 µm de diamètre
- Embranchement sympodial des sporangiophores
- Sporangiophores de 12.5 à 15 µm de largeur

### *Mucor plumbeus*



- Colonie blanche avec points gris à noirs distribués sur toute la surface
- Revers blanc
- Texture très laineuse
- Croissance très rapide, diamètre de la colonie
- Columelle avec des projections
- Sporangiospores brunes

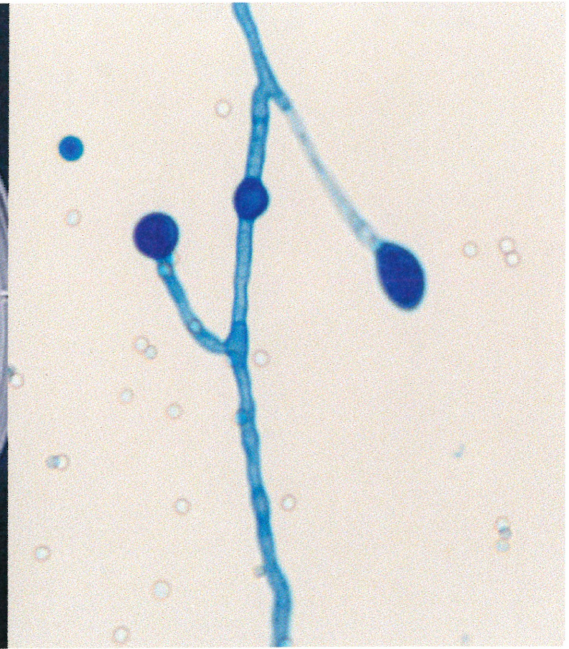
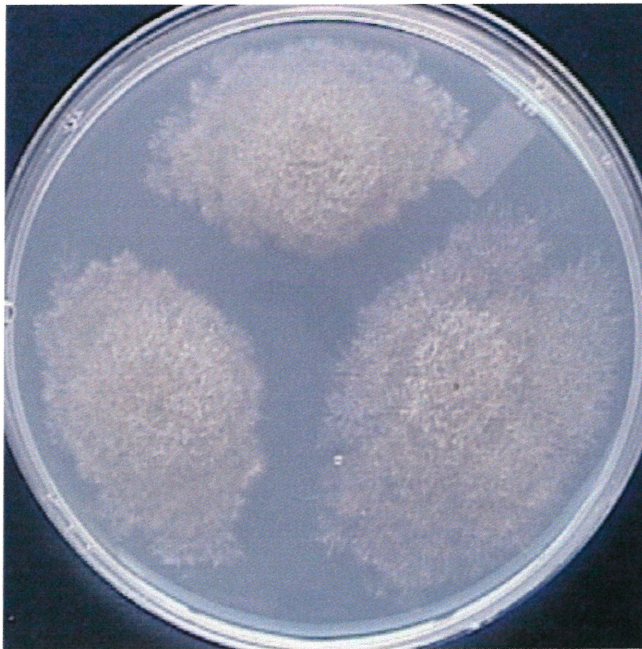
*Mucor racemosus f. racemosus*



- Colonie blanche à grise avec points noirs distribués sur toute la surface
- Texture cotonneuse
- Revers blanc avec centre jaune
- Croissance très rapide, diamètre de la colonie de 6 cm à 7 jours sur MEA

- Columelle sans projections
- Présence de chlamydospores jaunes dans les sporangiophores
- Paroi des sporanges spinulose
- Sporangiospores ellipsoïdes grises à brunes à paroi lisse
- Sporangiophores branchés

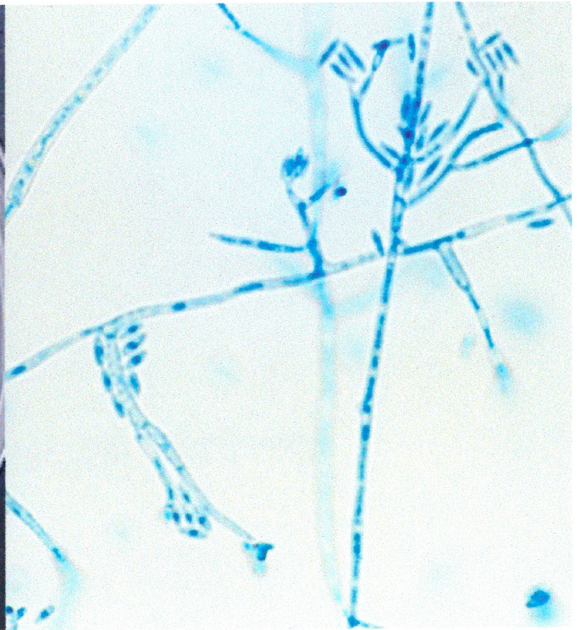
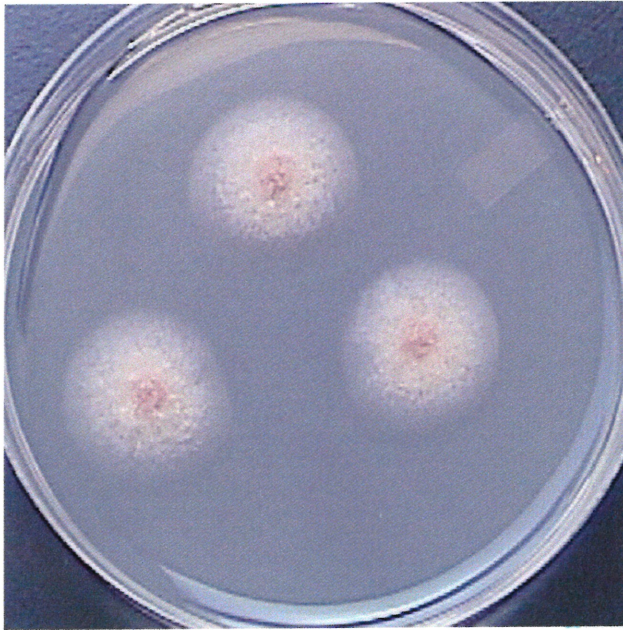
*Mucor racemosus f. sphaerosporus*



- Colonie blanche et grise
- Revers blanc
- 6 à 7 cm de diamètre sur MEA à 10 jours

- Présence de chlamydospores
- Paroi des sporanges brunâtre et spinulose
- Sporangiospores globoses, grises à brunes
- Sporangiophores branchés

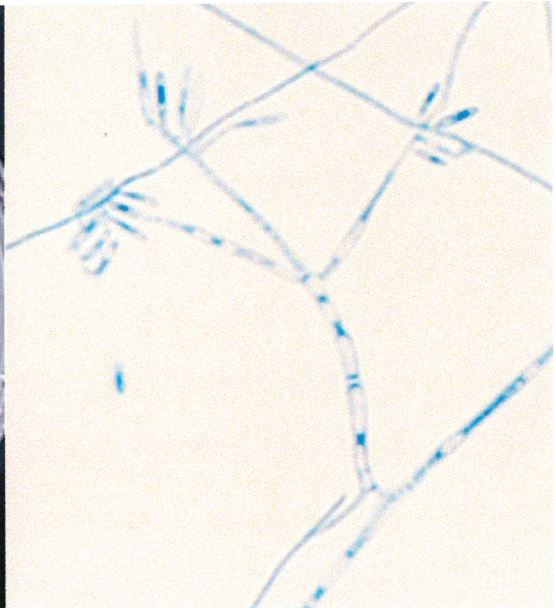
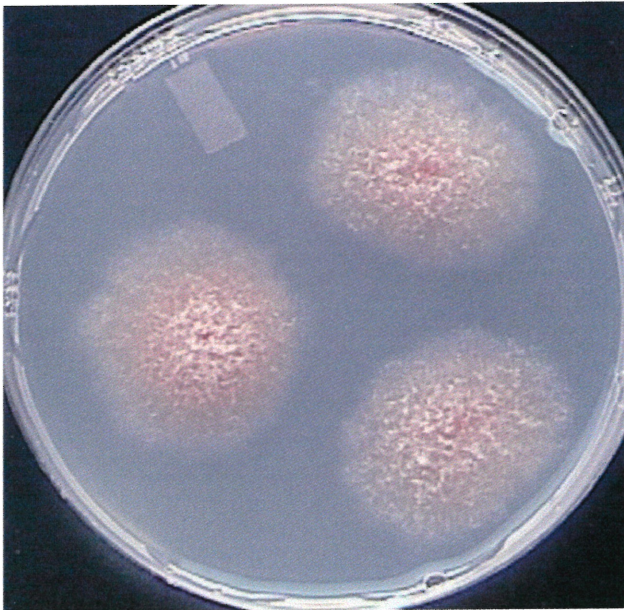
### *Paecilomyces fumosoroseus*



- Colonie rosée en surface et au revers
- Texture cotonneuse
- 2.5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA

- Conidies fusiformes à paroi lisse
- Phialides à extrémité allongée et effilée
- Conidiophores hyalins à paroi lisse
- Hyphes hyalines septées

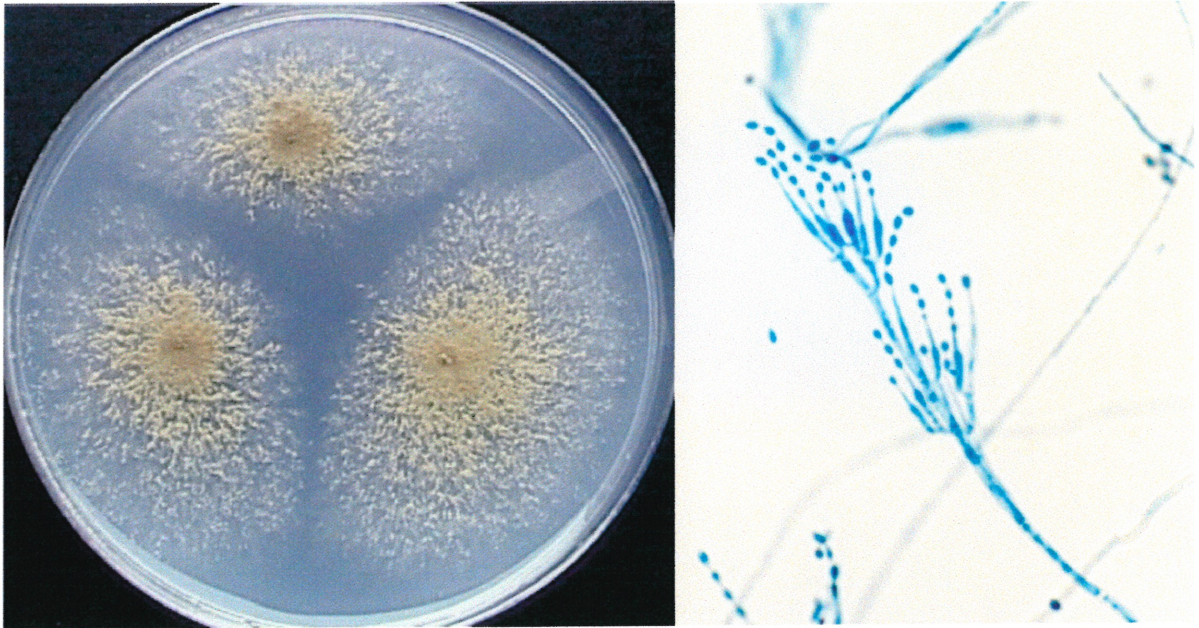
### *Paecilomyces lilacinus*



- Colonie violette en surface et au revers
- Texture laineuse
- 3.5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA

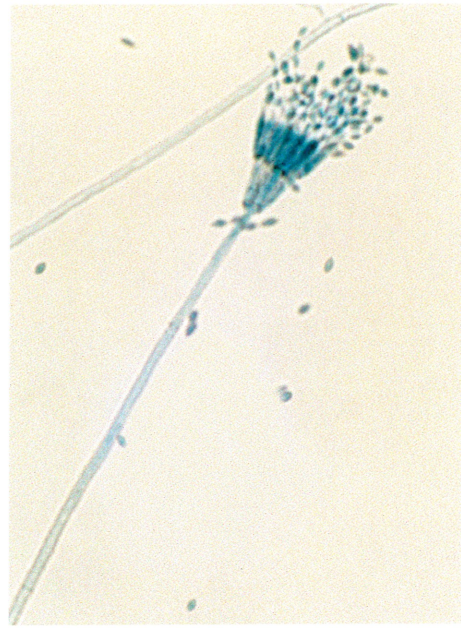
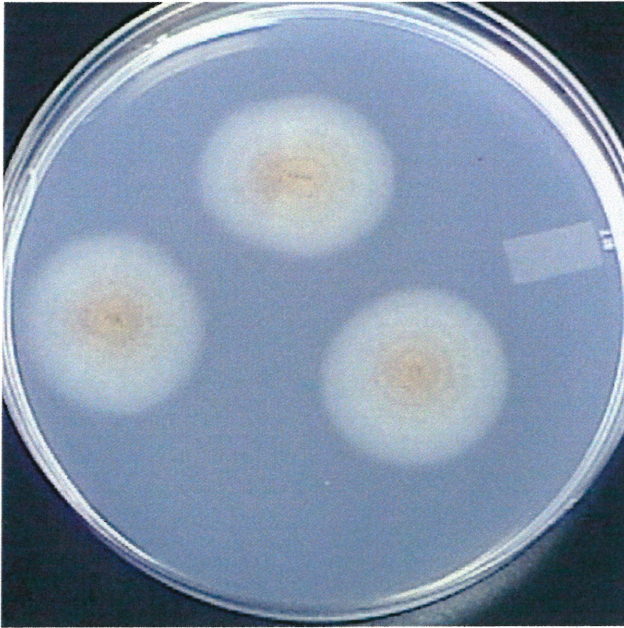
- Phialides à extrémité allongée et effilée, regroupées en pinces mais divergentes
- Conidiophores à paroi rugueuse
- Chaînes de conidies ovales, unicellulaires

*Paecilomyces variotti*



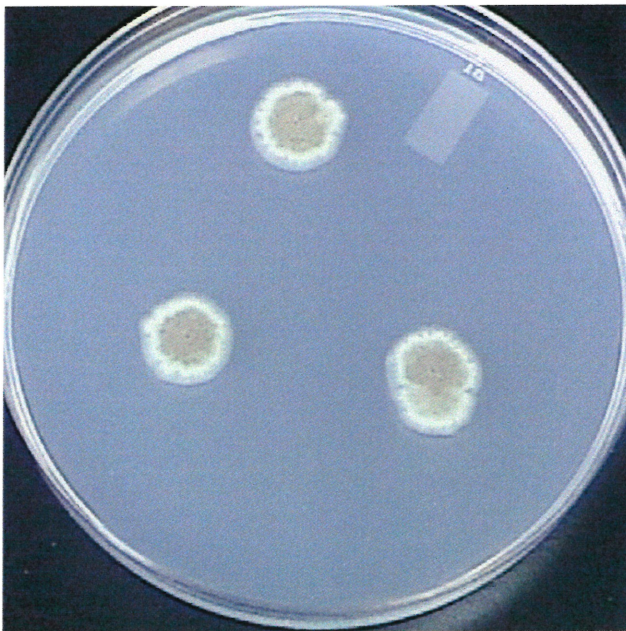
- Colonie jaune à brun sable avec points bruns au centre
- Texture poudreuse
- Contour très irrégulier
- Revers jaune pâle
- 5 à 7 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Phialides à extrémité allongée et effilée, regroupées en pinceaux mais divergentes
- Chaînes de conidies ovales, unicellulaires
- Hyphes septées hyalines

### *Penicillium funiculosum*



- Colonie verte à orange avec contour blanc
- Revers rose à rouge
- Absence de diffusion de pigment dans la gélose
- 4 à 5 cm de diamètre à 10 jours sur MEA
- Biverticillé
- Phialides élançées
- Conidies ovales à fusiformes à paroi lisse, ayant 2 à 4  $\mu\text{m}$  de diamètre
- Conidiophores à paroi lisse

### *Penicillium islandum*

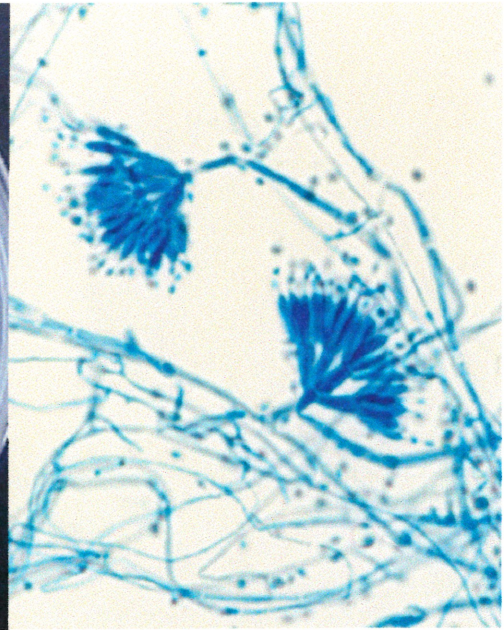


- Colonie vert-olive avec contour blanc
- Revers blanc
- 3 cm de diamètre à 14 jours sur MEA
- Biverticillé
- Phialides élançées
- Conidies apiculées en chaîne à paroi lisse
- Conidiophores à paroi rugueuse

### *Penicillium purpurogenum*

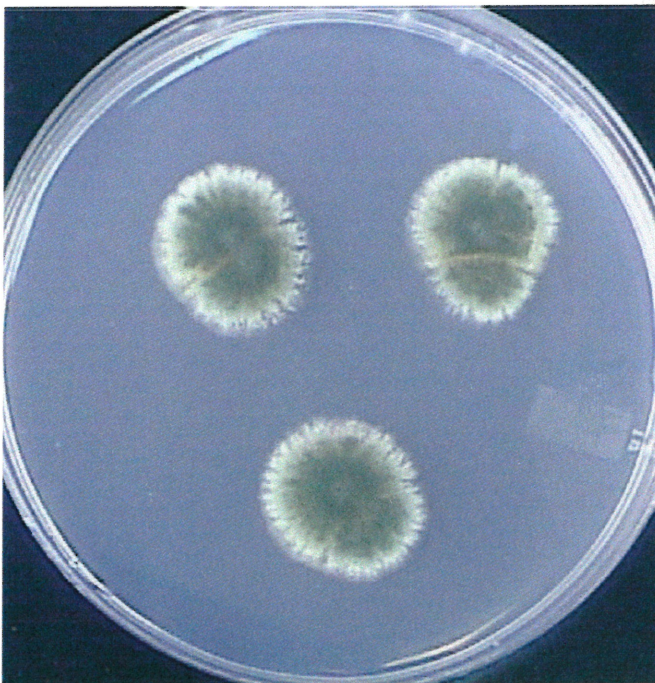


- Colonie vert-bleu avec contour jaune
- Revers rouge vif
- Diffusion de pigment rouge dans la gélose
- 2 cm de diamètre à 7 jours sur MEA

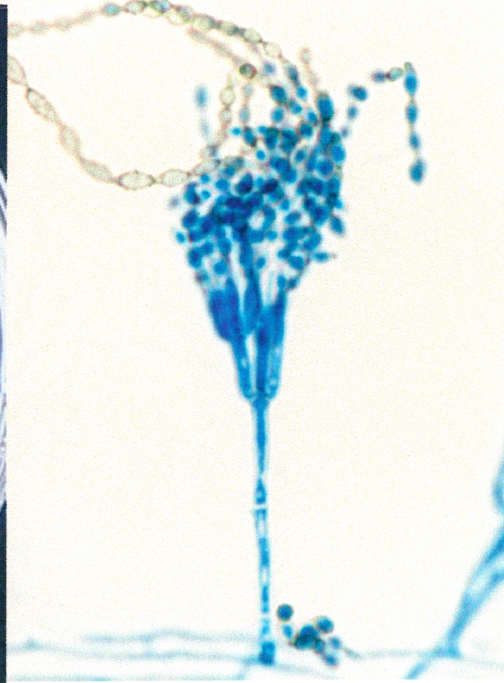


- Biverticillé
- Phialides élancées
- Conidies apiculées en chaîne à paroi rugueuse

### *Penicillium rugulosum*

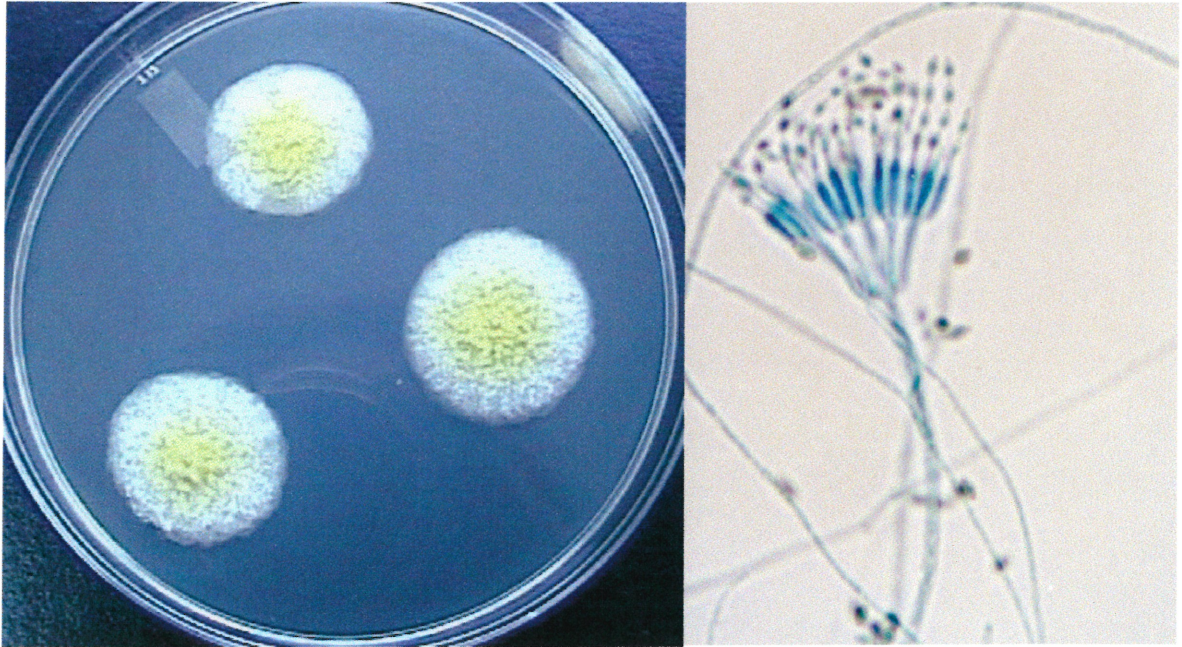


- Colonie vert-forêt à bleutée avec contour jaune pâle
- Texture duveteuse
- Revers jaune fluorescent
- Absence de diffusion de pigment dans la gélose
- 2.5 cm de diamètre à 14 jours sur MEA



- Biverticillé
- Phialides élancées
- Conidies en forme de citron à paroi rugueuse, en chaîne

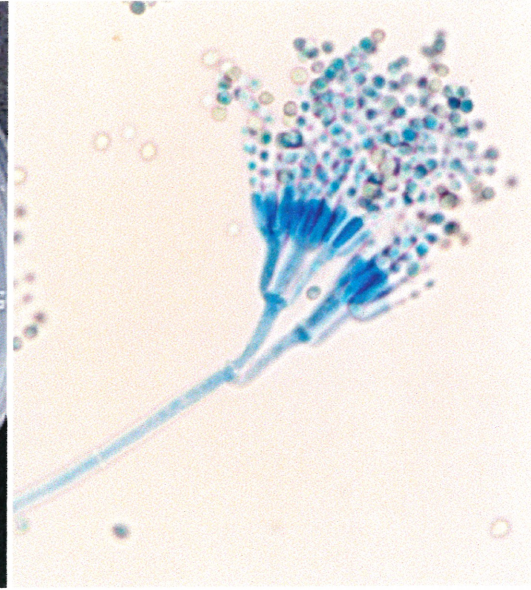
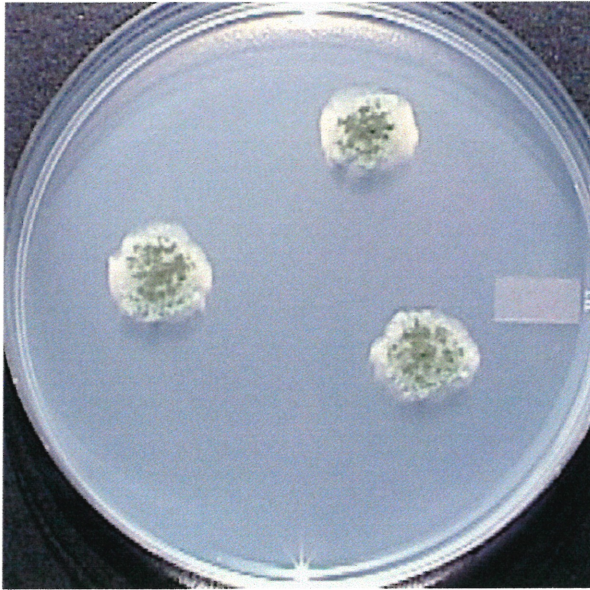
## *Penicillium variable*



- Colonie blanche avec centre jaune-citron
- Texture cotonneuse
- Revers blanc et jaune pâle
- 1.5 à 2 cm de diamètre à 10 jours sur MEA
- Biverticillé
- Phialides élancées
- Conidies ovales à paroi lisse

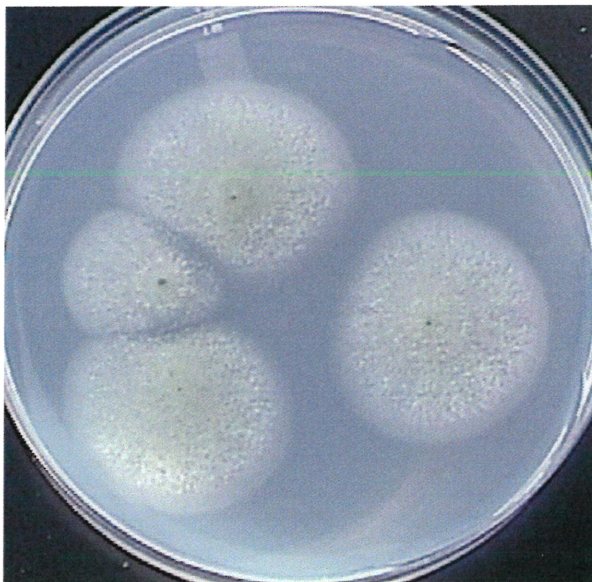


### *Penicillium brevicompactum*



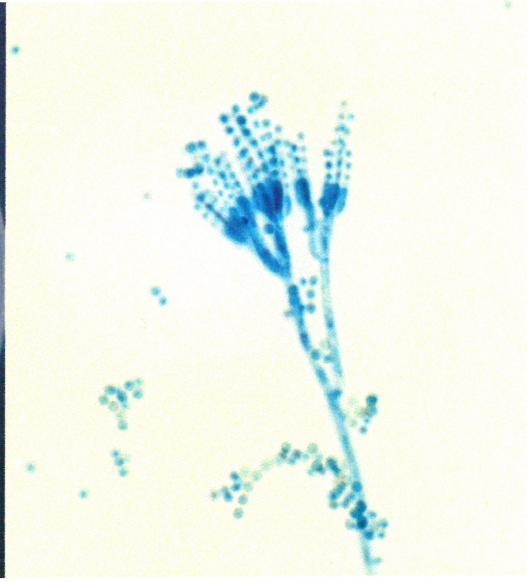
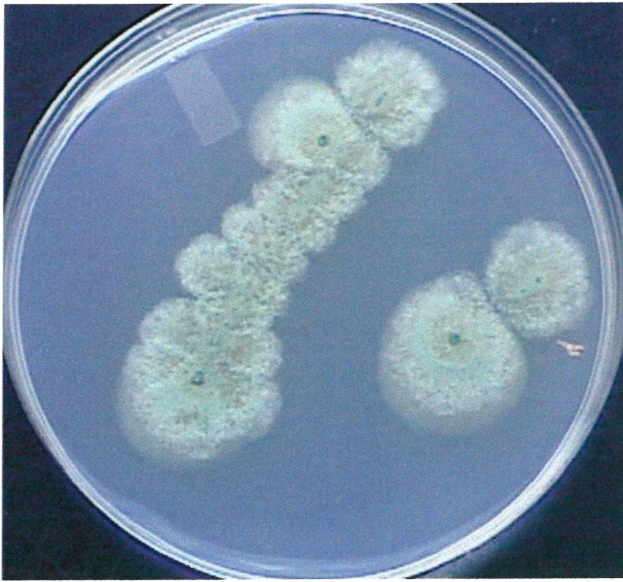
- Colonie verte au contour irrégulier
- Texture poudreuse
- Revers blanc
- 1 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Terverticillé
- Métules compressées
- Conidies globoses à ellipsoïdes, à paroi rugueuse, ayant 2 à 3  $\mu\text{m}$  de diamètre
- Longs conidiophores à paroi rugueuse ayant un diamètre supérieur 4  $\mu\text{m}$

### *Penicillium chrysogenum*



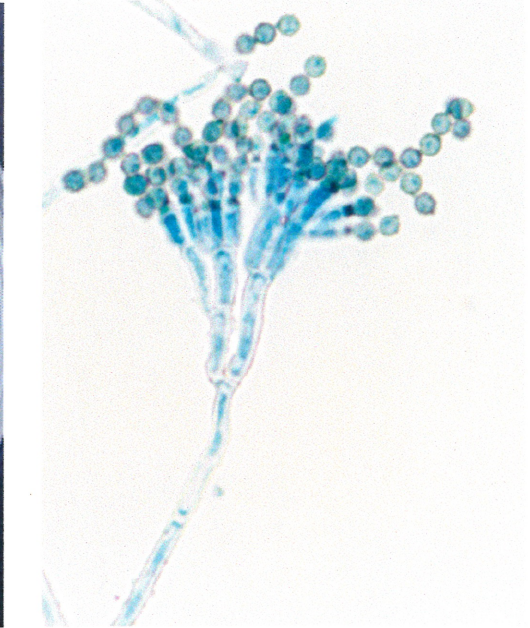
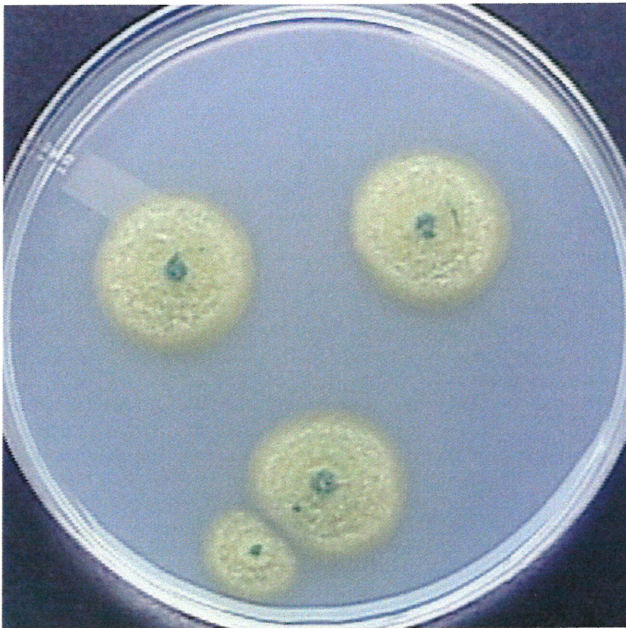
- Colonie turquoise et jaune
- Revers jaune
- Présence d'exsudat jaune sur OA
- Absence d'odeur particulière
- 3 à 3.5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Terverticillé
- Branches et métules divergentes
- Conidies globoses à subgloboses à paroi lisse
- Conidiophores à paroi lisse

### *Penicillium notatum*



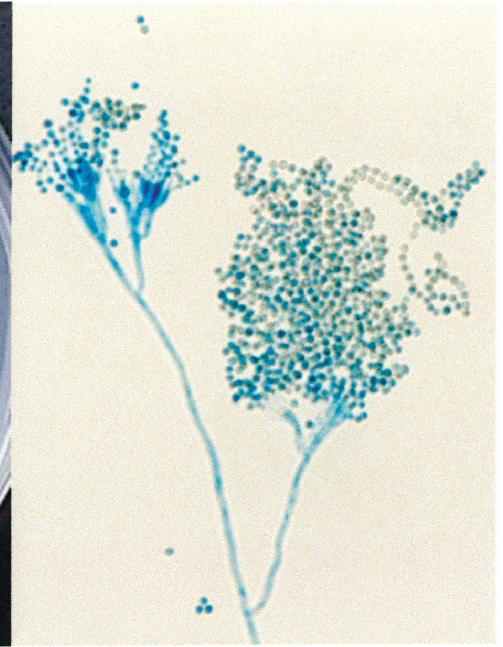
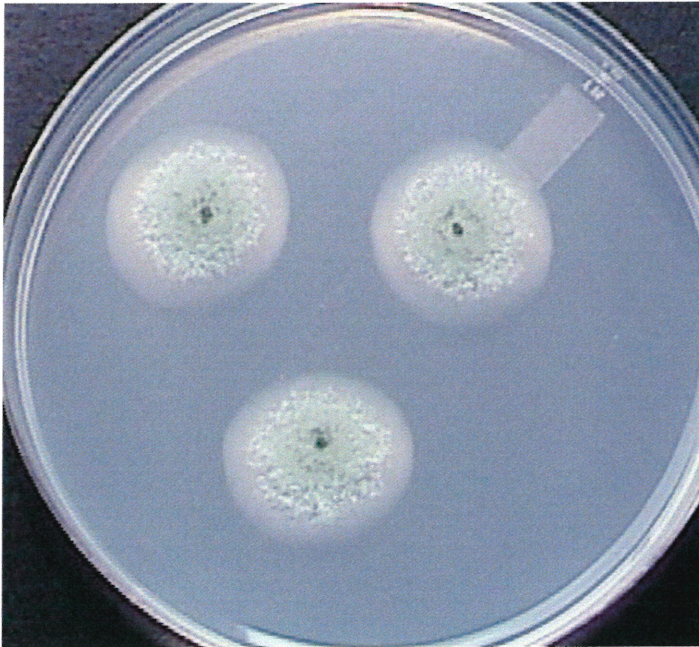
- Colonie turquoise
- Texture poudreuse
- Revers blanc à beige
- Présence d'exsudat jaune sur OA
- Odeur fruitée d'ananas
- 2.5 à 3 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Terverticillé
- Branches et métules divergentes
- Conidies subgloboses à ellipsoïdes à paroi lisse
- Conidiophores à paroi lisse

### *Penicillium echinulatum*



- Colonie jaune avec centre vert-forêt
- Revers jaune
- Aucune diffusion de pigment dans la gélose
- Très forte odeur de terre
- 2 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Terverticillé
- Conidies globoses à paroi rugueuse d'environ 3 à 4  $\mu\text{m}$  de diamètre
- Conidiophores à paroi rugueuse

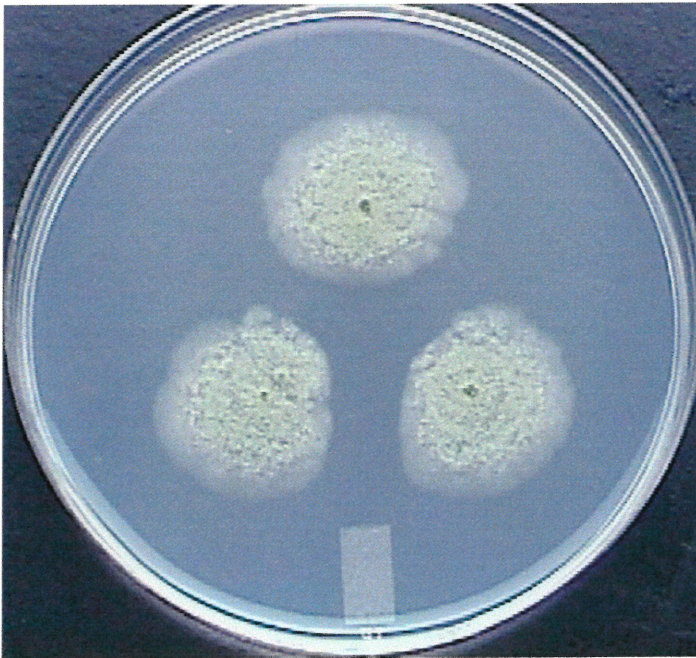
***Penicillium griseofulvum***



- Colonie vert-bleu avec centre beige
- Texture cotonneuse
- Revers blanc à jaune
- 2 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Terverticillé
- Phialides très courtes
- Conidies globoses à paroi lisse
- Conidiophores à paroi lisse

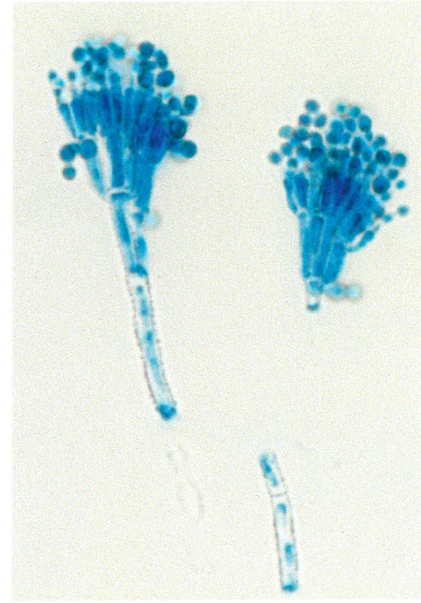
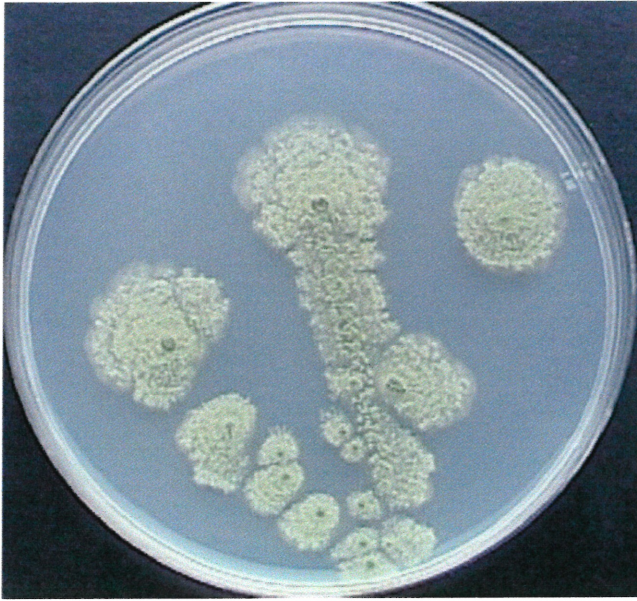
***PENICILLIUM VERRUCOSUM COMPLEX :***

***Penicillium aurantiigriseum***



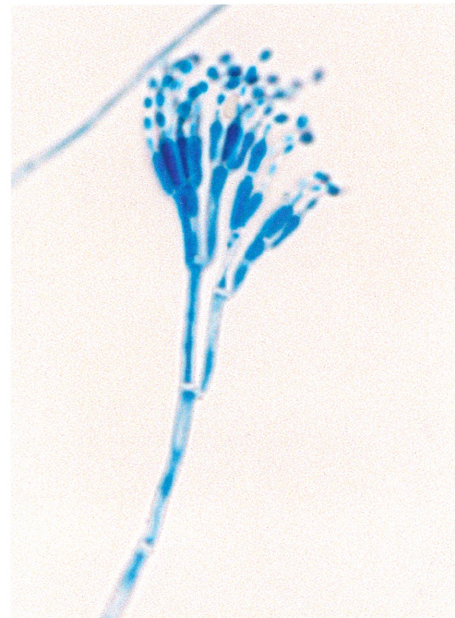
- Colonie bleu-vert
- Revers vert
- Absence d'exsudat sur MEA
- Très forte odeur de terre
- 2.5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Terverticillé
- Conidies globoses à subgloboses à paroi lisse
- Conidiophores à paroi rugueuse

### *Penicillium commune*



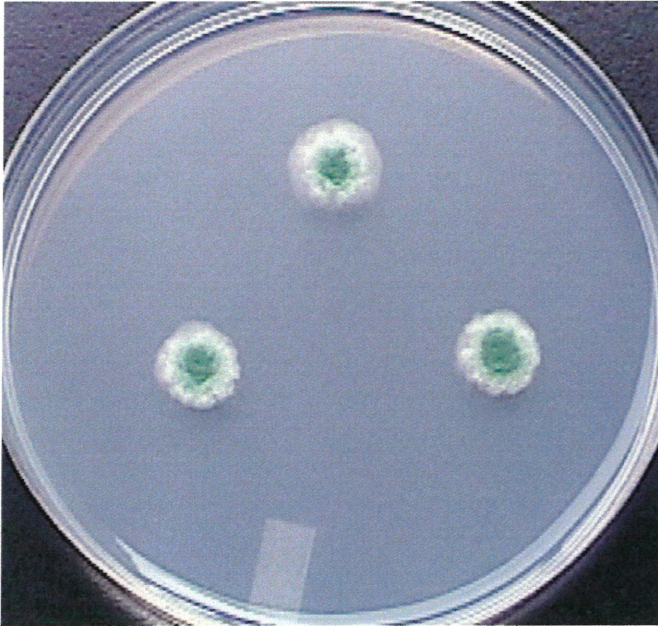
- Colonie jaune-vert
  - Revers jaune-vert
  - Absence d'exsudat sur MEA
  - Très forte odeur de terre
  - 2 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Terverticillé
  - Conidies globoses à subgloboses à paroi lisse
  - Conidiophores à paroi rugueuse

### *Penicillium hirsutum*



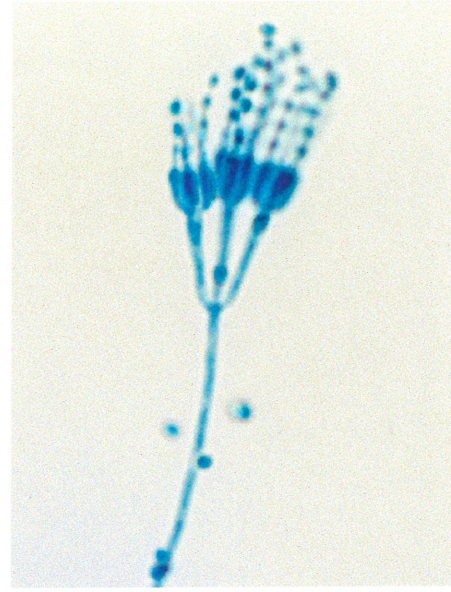
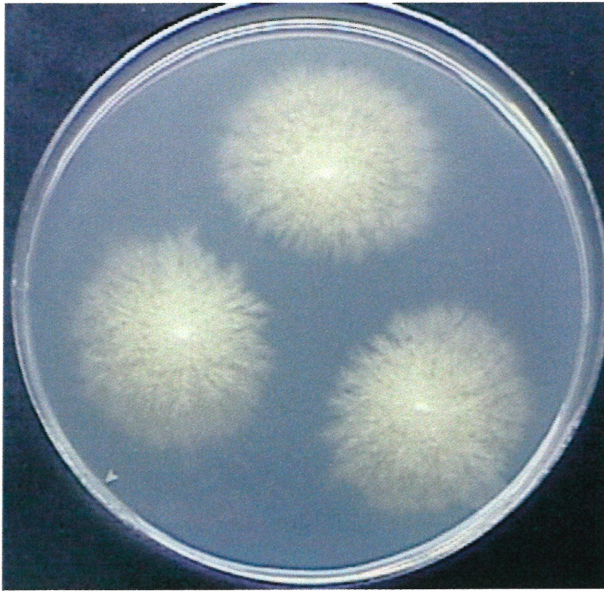
- Colonie blanche et verte avec contour irrégulier
  - Revers blanc
  - Présence d'exsudat orange à brun sur PDA
  - Très forte odeur de terre
  - 2 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Terverticillé
  - Conidies globoses, à paroi lisse
  - Conidiophores à paroi rugueuse

*Penicillium verrucosum*



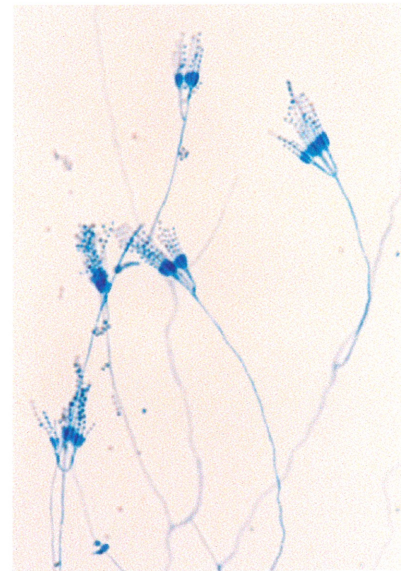
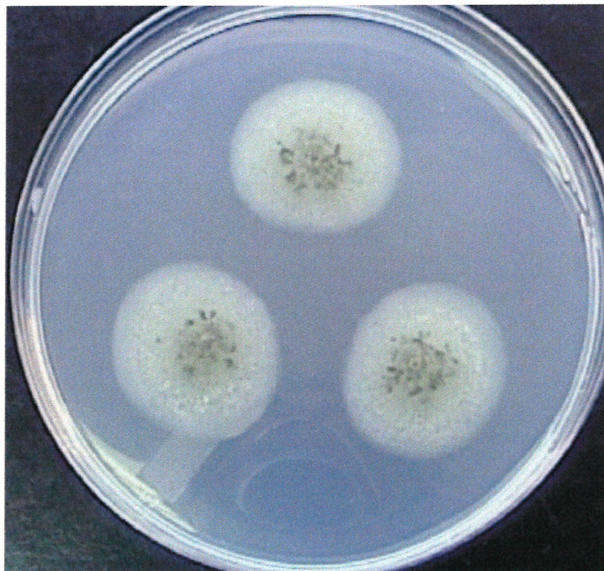
- Colonie verte avec contour blanc
  - Revers blanc devenant jaune en vieillissant
  - Absence d'exsudat sur MEA
  - Très forte odeur de terre
  - 0.7 à 1 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Terverticillé
  - Conidies globoses, à paroi lisse
  - Conidiophores à paroi rugueuse

### *Penicillium canescens*



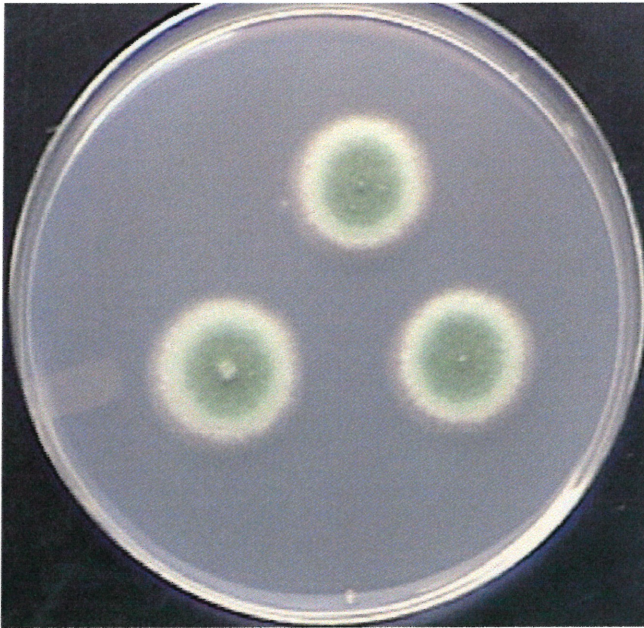
- Colonie vert-jaune sur CZ, bleu-vert sur MEA
- Texture poudreuse
- Revers jaune devenant orange
- 3 cm de diamètre à 7 jours sur CZ
- Biverticillé
- Conidies ellipsoïdes à paroi lisse à légèrement rugueuse
- Conidiophores à paroi rugueuse, non-ramifiés

### *Penicillium citrinum*



- Colonie blanche à jaune pâle avec centre vert
- Revers jaune à vert
- 3 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Biverticillé
- Chaînes de conidies en colonnes
- Conidies globoses à paroi lisse, parfois légèrement rugueuse
- Conidiophores à paroi lisse, non-ramifiés

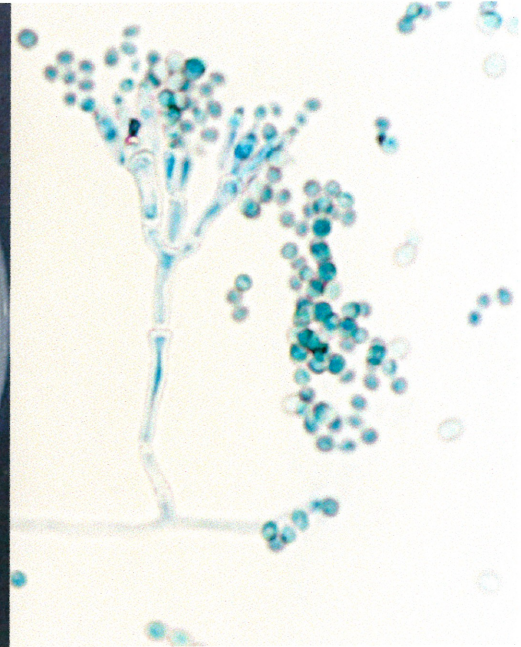
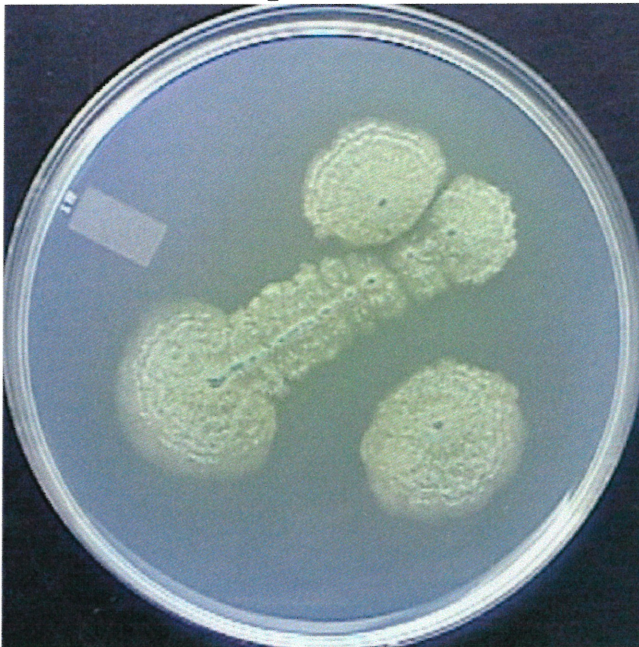
### *Penicillium digitatum*



- Colonie vert-menthe avec contour blanc
- Revers blanc à brun pâle
- 2 cm de diamètre à 7 jours sur CZ

- Biverticillé
- Longues phialides d'environ 15  $\mu\text{m}$
- Conidies globoses à ellipsoïdes, à paroi lisse et à base tronquée
- Conidiophores à paroi lisse

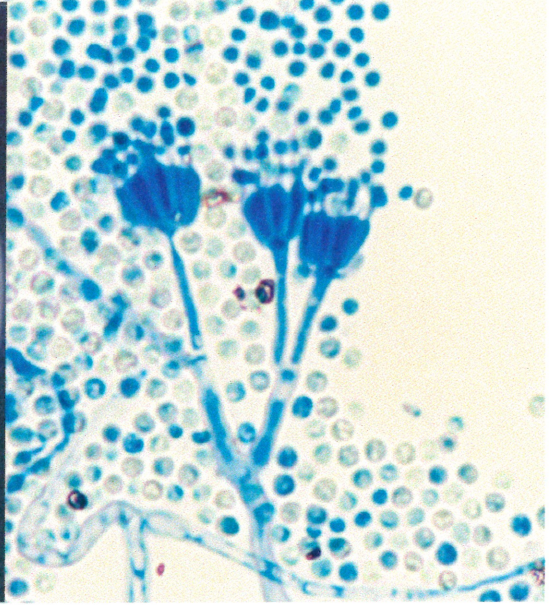
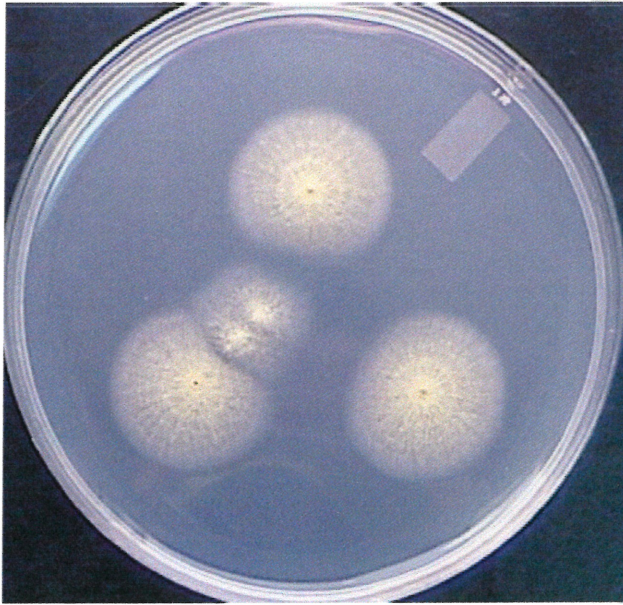
### *Penicillium herquei*



- Colonie jaune et turquoise
- Revers jaune fluorescent
- Diffusion d'un pigment jaune dans la gélose
- Forte odeur de terre
- 3 cm de diamètre à 7 jours sur MEA

- Biverticillé
- Conidies ellipsoïdes, en chaîne, à paroi lisse
- Conidiophores courts à paroi rugueuse

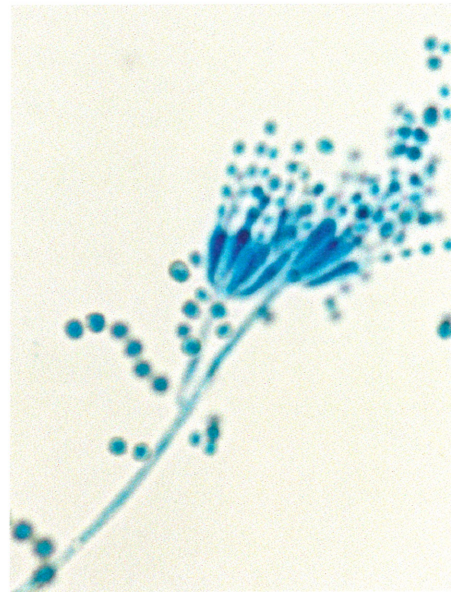
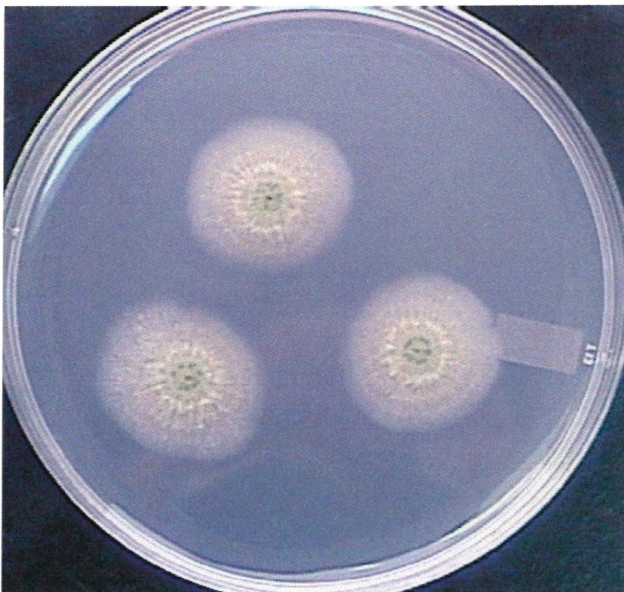
### *Penicillium janthinellum*



- Colonie jaune et centre olive à brun formant des cercles concentriques
- Revers jaune
- 2.5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA

- Biverticillé
- Phialides avec un long cou
- Conidies globoses à paroi lisse d'environ 3 µm de diamètre
- Conidiophores à paroi lisse

### *Penicillium oxalicum*

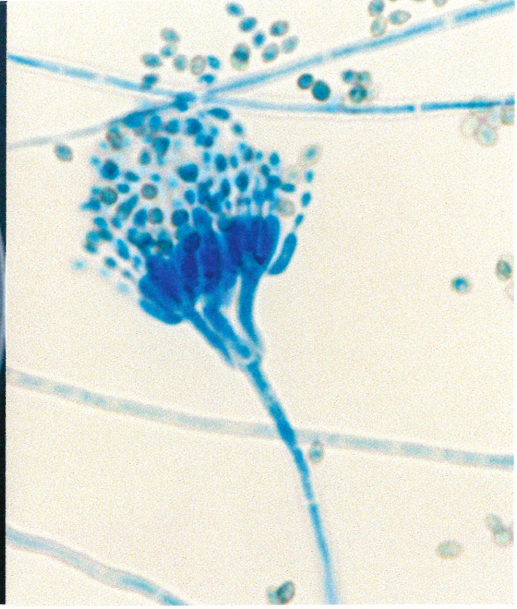
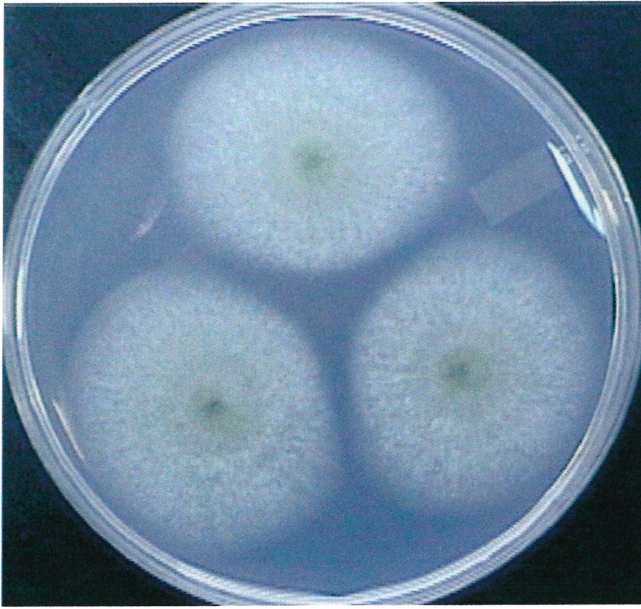


- Colonie rose pâle avec centre vert-forêt
- Revers rose à pêche
- 2 à 2.5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA

- Biverticillé
- Métules divergentes et très longues
- Conidies globoses à ellipsoïdes à paroi lisse
- Conidiophores à paroi lisse

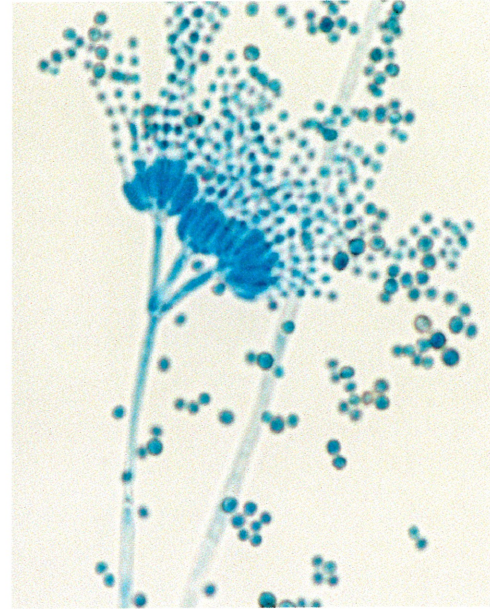
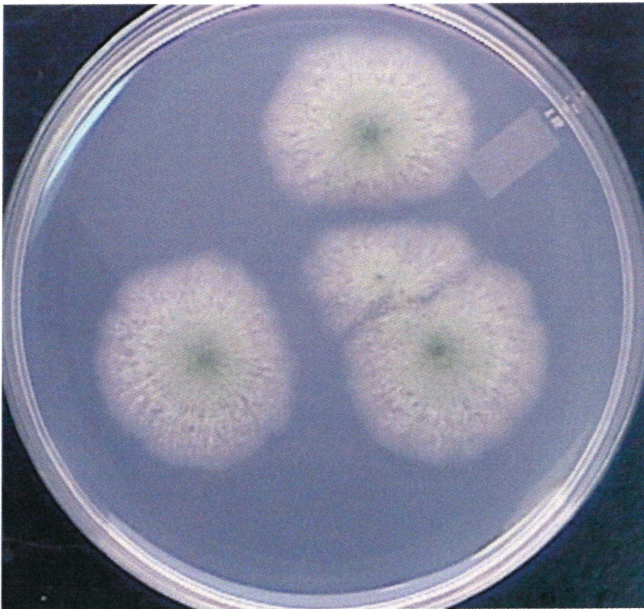


### *Penicillium simplicissimum*



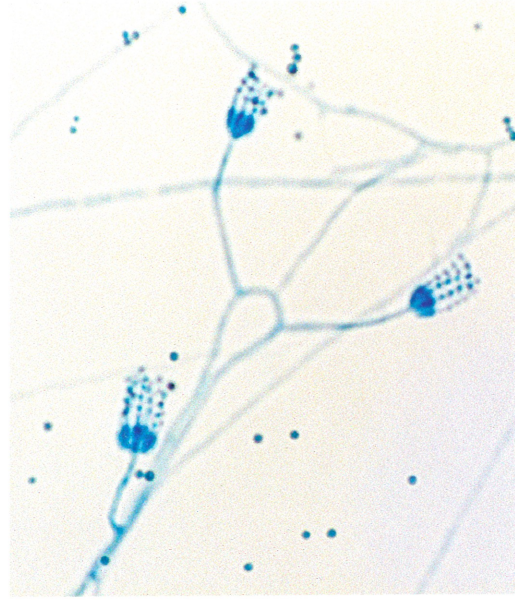
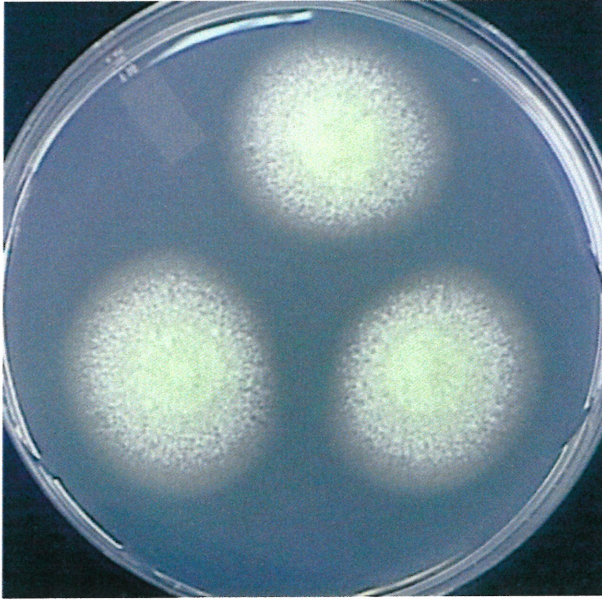
- Colonie blanche et centre vert
- Revers blanc à jaune
- Croissance rapide
- 4.5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Biverticillé, parfois terverticillé
- Conidies ellipsoïdes à paroi rugueuse
- Conidiophores à paroi rugueuse

### *Penicillium steckii*



- Colonie blanche et centre vert
- Revers blanc à jaune pâle
- 4 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Biverticillé
- Conidies globoses à subgloboses à paroi lisse à rugueuse
- Conidiophores à paroi lisse

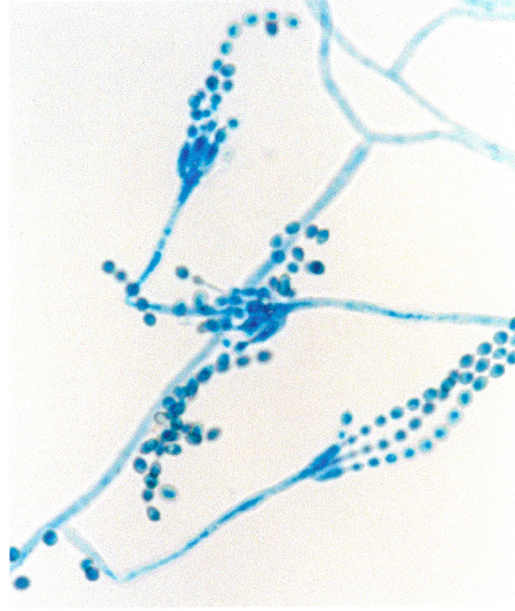
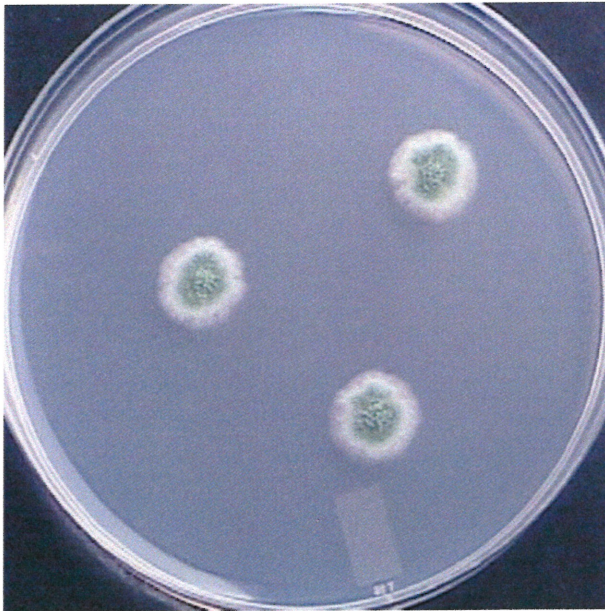
### *Penicillium decumbens*



- Colonie vert-menthe
- Revers blanc à jaune sur CZ
- 3 cm de diamètre sur MEA et CZ à 12 jours

- Monoverticillé
- Conidies globoses d'environ 3  $\mu\text{m}$  de diamètre, à paroi lisse, formant de petites colonnes
- Conidiophores de 50 à 100  $\mu\text{m}$  de longueur

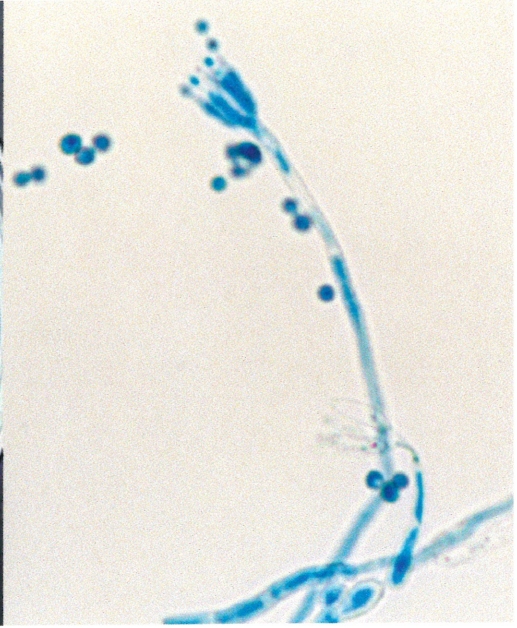
### *Penicillium fellutanum*



- Colonie turquoise avec contour blanc
- Texture cotonneuse
- Revers blanc à jaunâtre
- 3 cm de diamètre sur MEA à 12 jours
- 2 cm de diamètre sur CZ à 12 jours

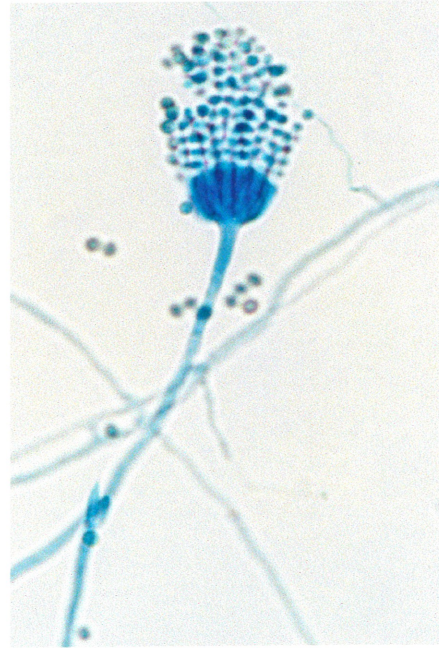
- Monoverticillé
- Conidies globoses d'environ 3  $\mu\text{m}$  de diamètre, à paroi lisse à légèrement rugueuse
- Conidiophores de 50 à 100  $\mu\text{m}$  de longueur

### *Penicillium frequentans*



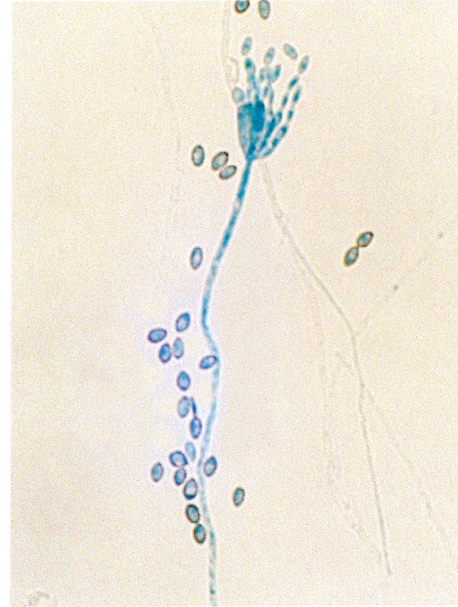
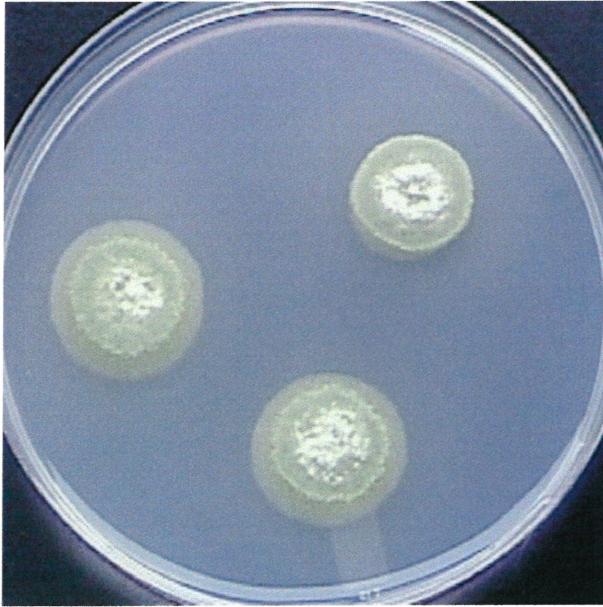
- Colonie beige à jaune avec centre vert-forêt
- Revers jaunâtre
- 3 à 4 cm de diamètre sur MEA à 12 jours
- 6 cm de diamètre sur CZ à 12 jours
- Monoverticillé
- Conidies globoses à paroi lisse à légèrement rugueuse, les plus grosses étant rugueuses
- Conidiophores à paroi rugueuse de 100 à 200  $\mu\text{m}$  de longueur

### *Penicillium implicatum*



- Colonie verte avec centre jaune à brun
- Texture poudreuse
- Revers jaune devenant vert à brun
- Diffusion d'un pigment jaune à brun dans la gélose
- Monoverticillé
- Conidies globoses à paroi lisse
- Conidiophores à paroi rugueuse, atteignant jusqu'à 100  $\mu\text{m}$  de longueur

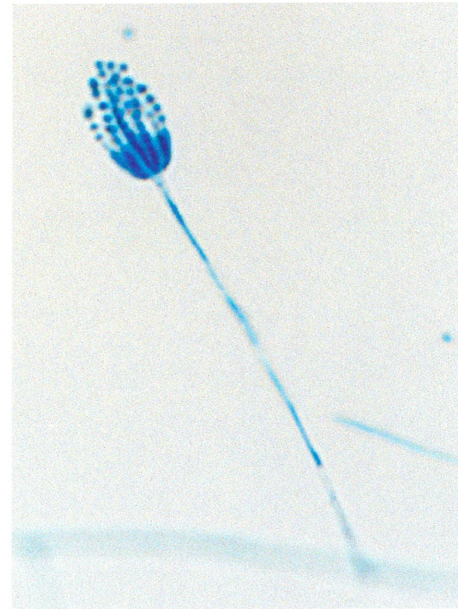
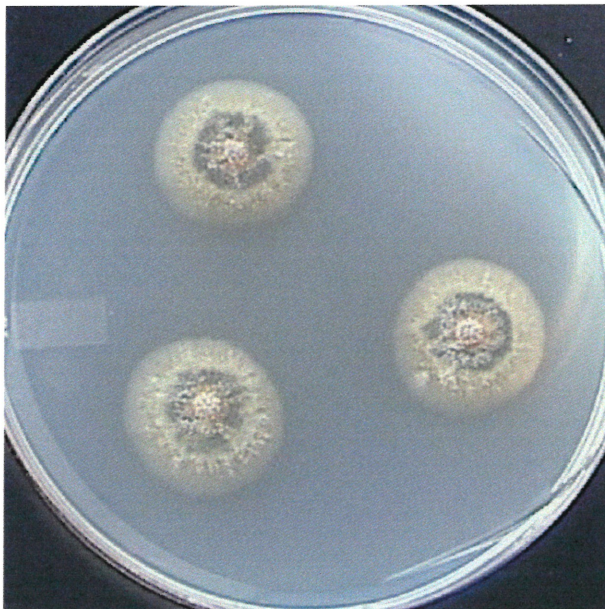
### *Penicillium lividum*



- Colonie jaune à verte
- Revers jaune à pêche
- 2.5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- 6 cm de diamètre à 14 jours sur CZ

- Monoverticillé
- Conidies ellipsoïdes à paroi rugueuse
- Conidiophores de 400 à 600  $\mu\text{m}$  de longueur

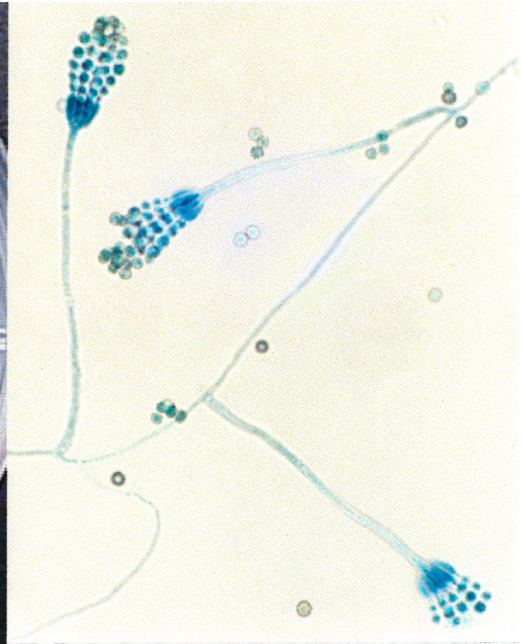
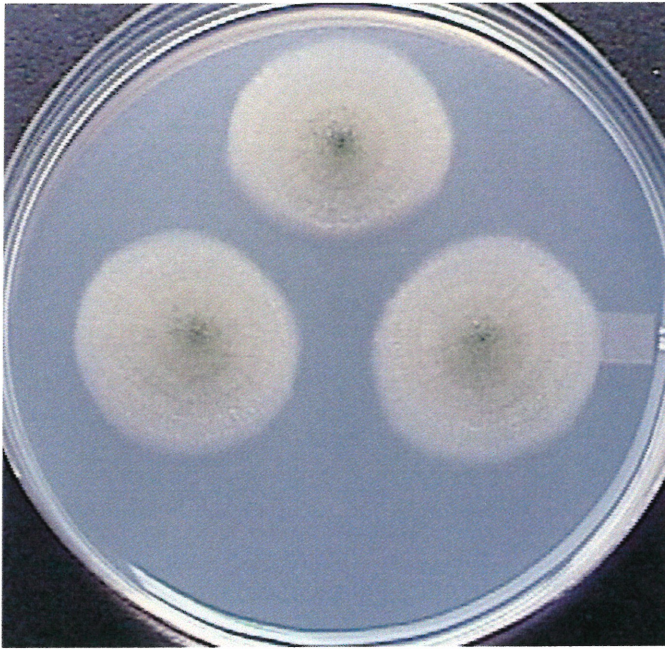
### *Penicillium restrictum*



- Colonie vert-olive pâle à sablée, avec contour beige, formant des cercles concentriques
- Texture granuleuse
- Revers jaune à orangé
- 1 à 1.6 cm de diamètre à 7 jours sur MEA

- Monoverticillé
- Conidies globoses à paroi rugueuse
- Conidiophores à paroi rugueuse, très courts, atteignant une longueur maximale de 25  $\mu\text{m}$

### *Penicillium spinulosum*



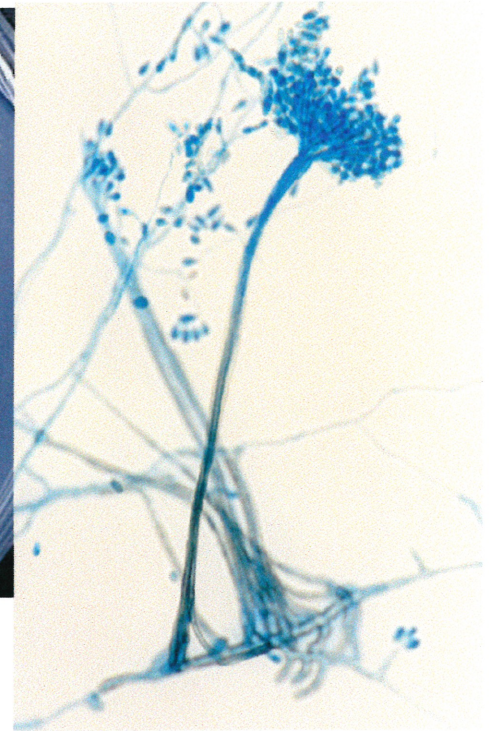
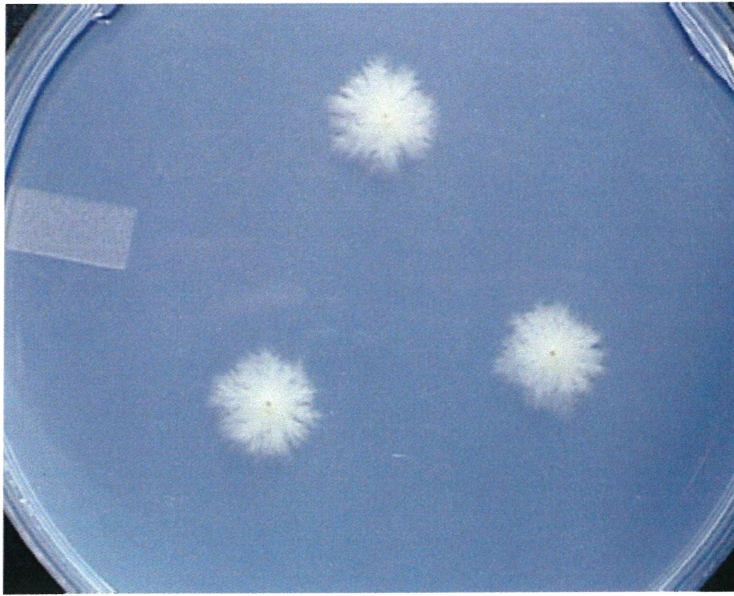
- Colonie vert-olive et blanche formant des cercles concentriques
- Revers blanc, gris pâle à rosé
- 3 à 4 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Monoverticillé
- Conidies globoses à paroi rugueuse
- Conidiophores à paroi rugueuse

### *Penicillium thomii*



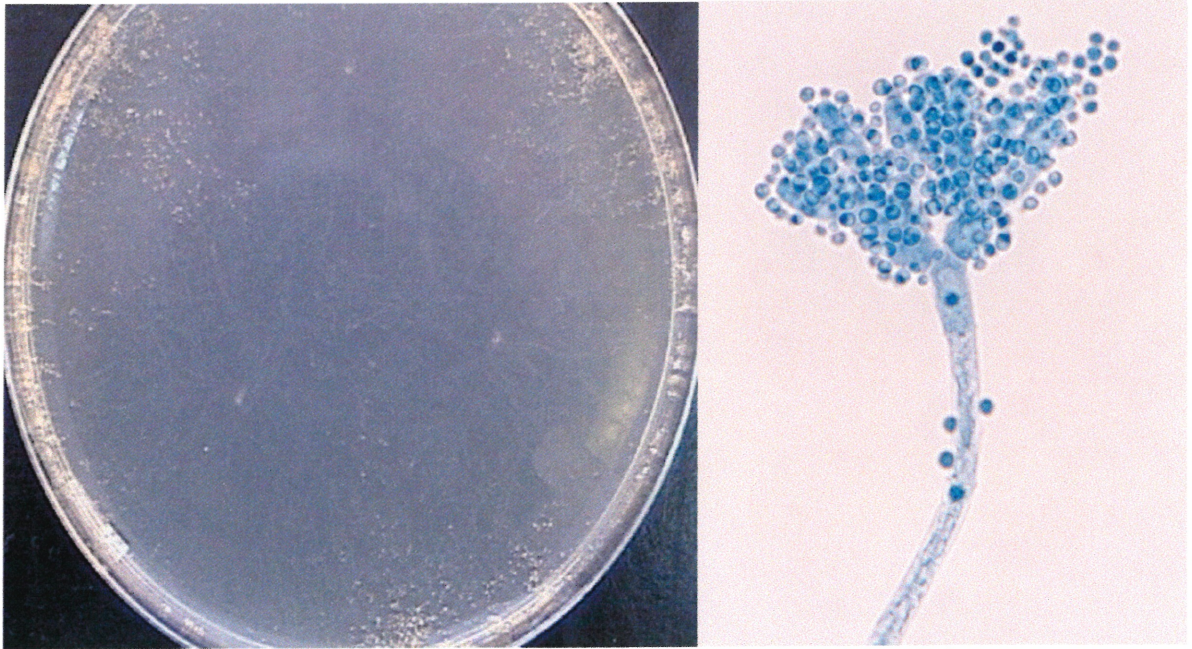
- Colonie blanche avec centre orange à rosé
- Exsudat incolore à la surface de la colonie
- Revers blanc à jaune
- 3 à 4 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Monoverticillé
- Présence de sclérotes
- Conidies ellipsoïdes unicellulaires, en chaîne, à paroi lisse
- Conidiophores à paroi rugueuse

*Petriellidium boydii*



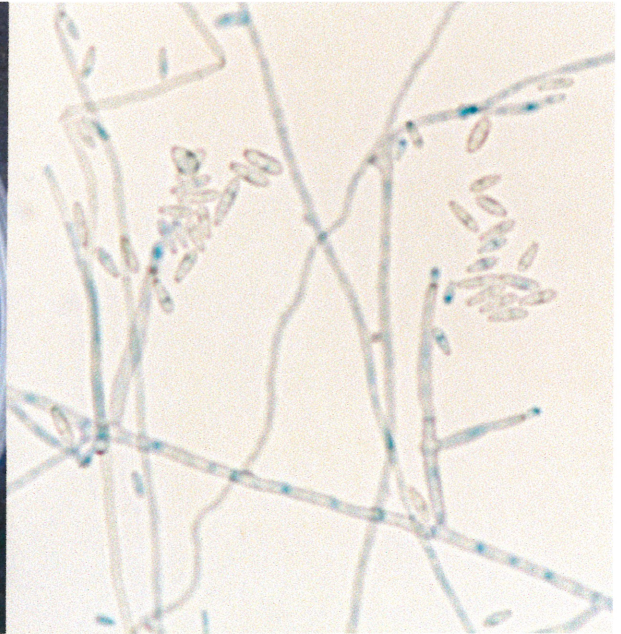
- Colonie blanche à beige avec centre gris à olive et contour irrégulier
- Revers beige à jaune-brun
- 1 à 2 cm de diamètre sur MEA à 7 jours
- Conidies hyalines et cylindriques à paroi lisse et à base tronquée
- Conidiophores bruns en faisceau à paroi rugueuse

*Peziza ostracoderma*



- Colonie incolore avec grains de sable en surface
- Texture filamenteuse
- Revers incolore
- Envahissante
- Hyphes hyalines septées, larges
- Conidiophores à paroi rugueuse
- Amas de blastoconidies globoses produites sur de courts denticules

*Phialophora repens*

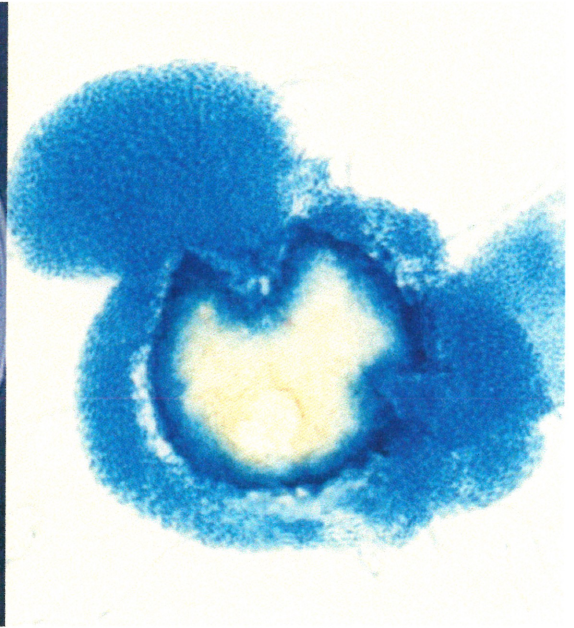


- Colonie vert-olive à grise
- Revers vert-olive foncé à noir
- 0.5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA

- Hyphes septées, hyalines à brunes
- Phialides brun pâle cylindriques avec collerette à parois parallèles à l'extrémité
- Amas de conidies ellipsoïdes à base tronquée de couleur brune à hyaline



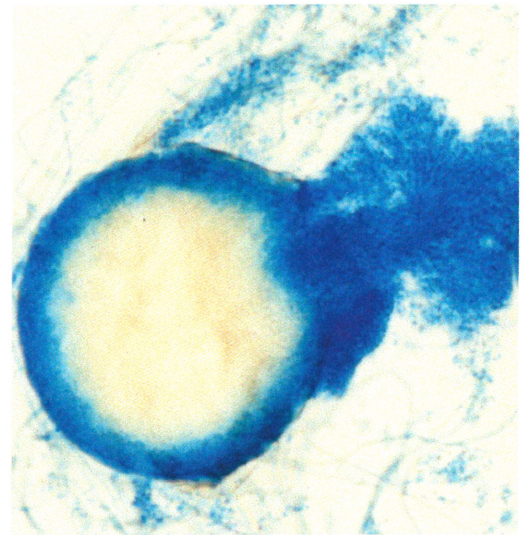
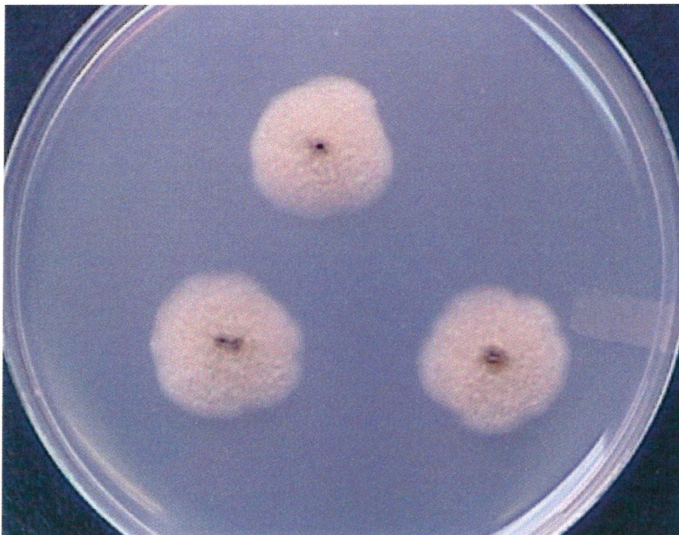
***Phoma chrysanthemicola***



- Colonie vert-olive pâle à grise avec contour beige à gris
- Revers olive à brun
- 2 cm de diamètre à 7 jours sur MEA

- Pycnides glabres ostiolées
- Absence de chlamydozoospores
- Conidies en forme de bâtonnets

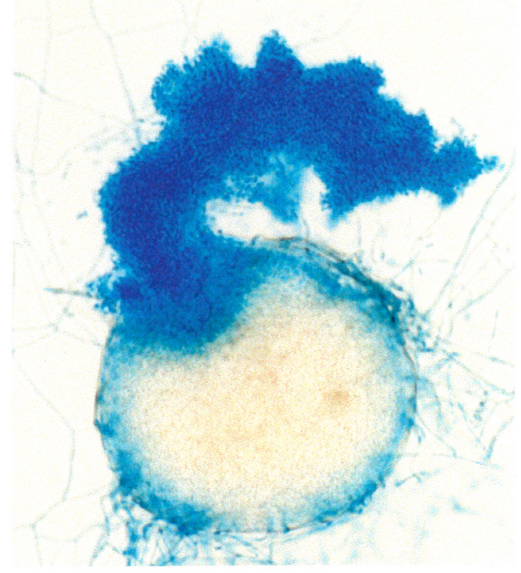
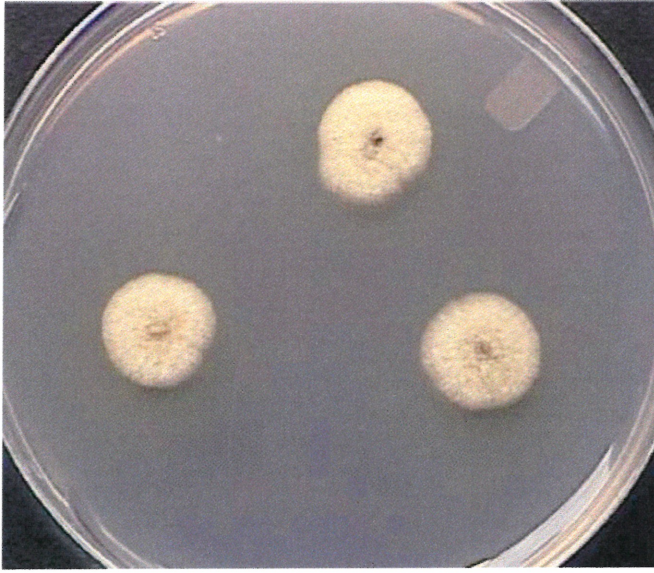
***Phoma eupyrena***



- Colonie rose pâle avec centre brun
- Revers rose pâle à brun
- 1.5 à 2 cm de diamètre à 7 jours sur MEA

- Pycnides glabres ostiolées
- Présence de chlamydozoospores allongées, non-septées longitudinalement

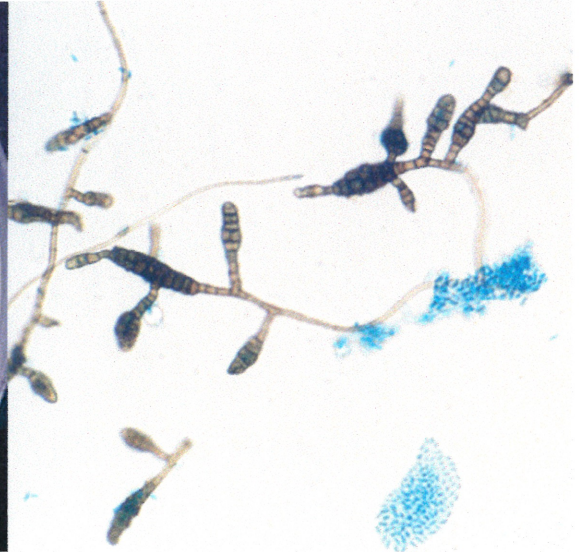
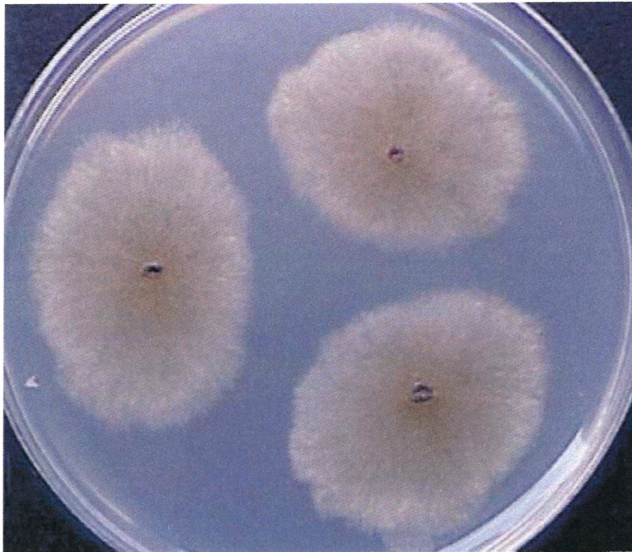
### *Phoma fimeti*



- Colonie jaune avec contour beige et centre brun
- Revers jaune moutarde
- 1.5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA

- Présence de pycnides glabres ostiolées

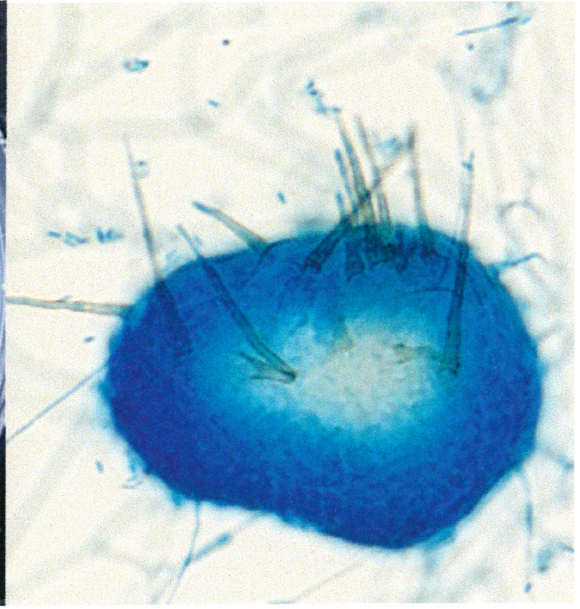
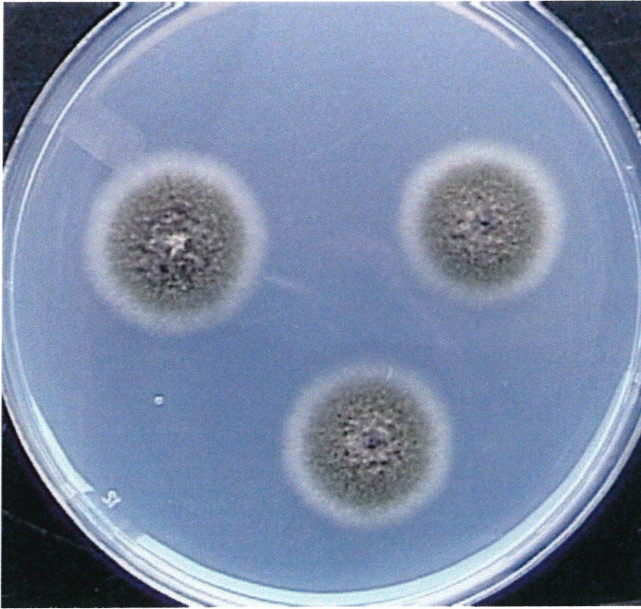
### *Phoma glomerata*



- Colonie blanche à rose pâle avec points bruns en surface
- Revers rose pâle à blanc et brun
- 5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA

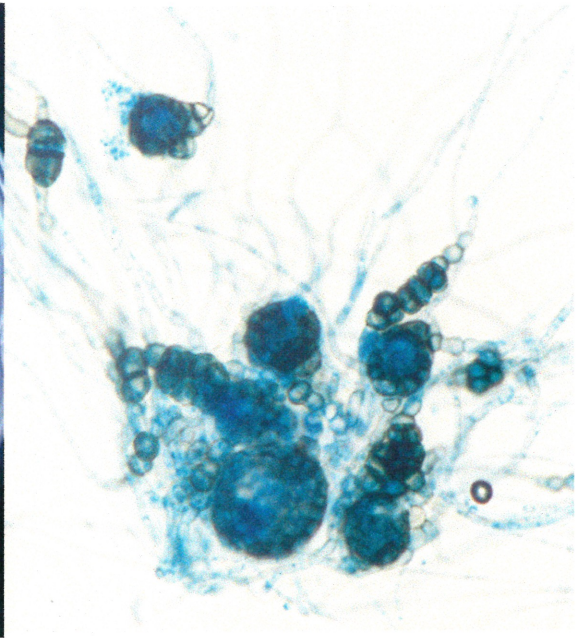
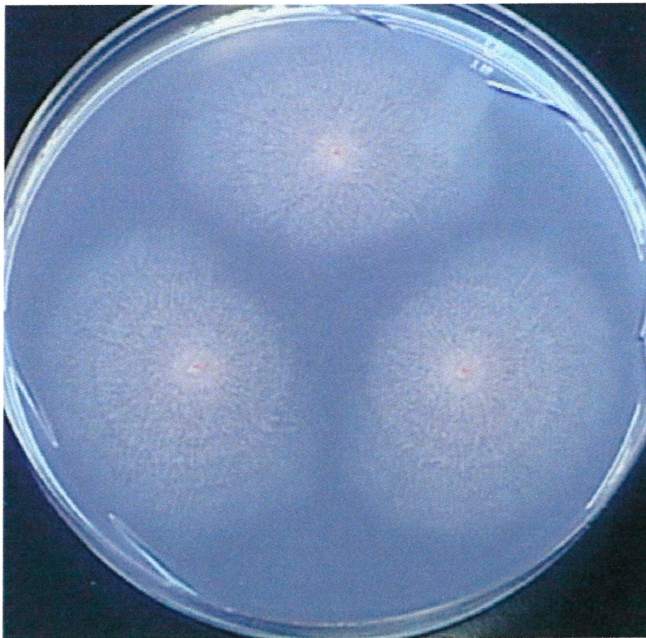
- Pycnides glabres ostiolées
- Présence de dictyochlamydospores en chaînes

### *Phoma leveillei*



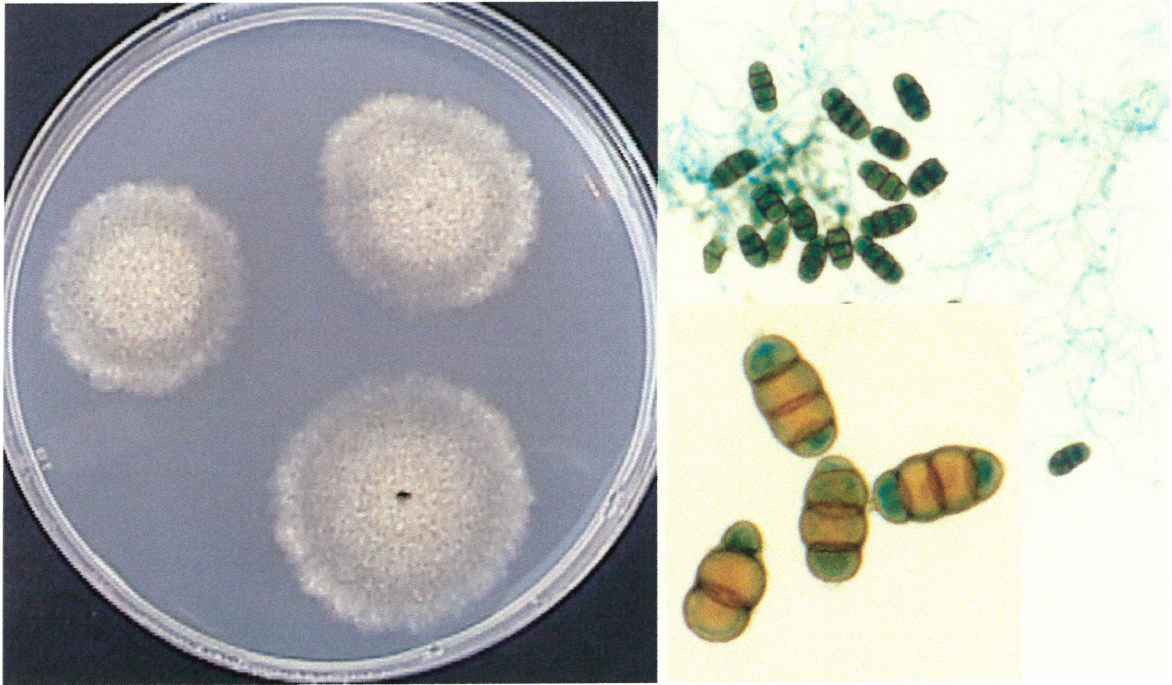
- Colonie brune avec centre brun à gris-foncé
- Revers olive à brun
- 1.5 à 2 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Présence de pycnides couvertes de soies brunes courtes
- Absence de chlamydospores

### *Phoma pomorum*



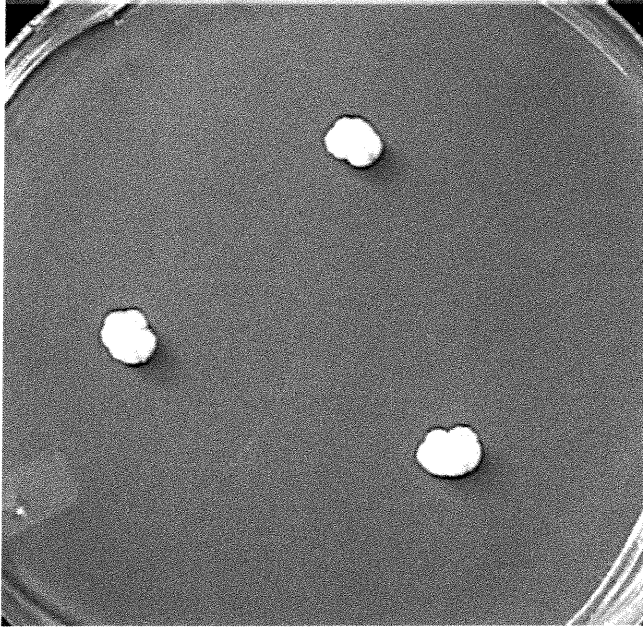
- Colonie blanche à rose pâle avec points bruns et roses en surface
- Revers rose pâle à blanc
- 5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Présence de chlamydospores rarement septées longitudinalement, en courtes chaînes

## *Pithomyces chartarum*



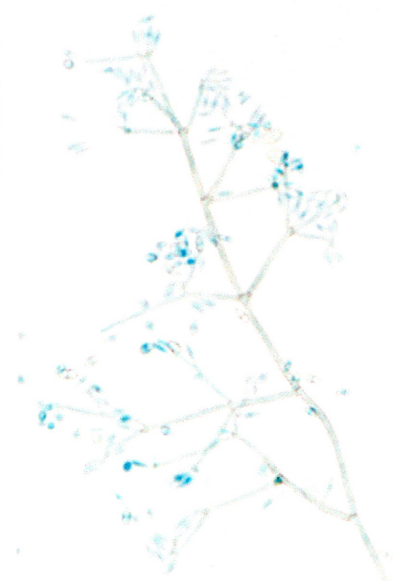
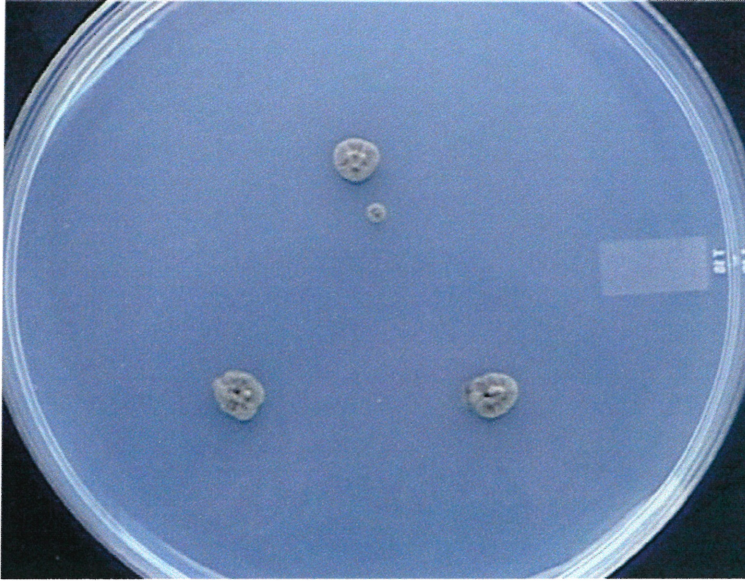
- Colonie blanche et beige avec centre noir
- Texture laineuse à floconneuse
- Revers beige, olive foncé, brun et noir avec contour blanc
- 3.5 à 4 cm de diamètre à 14 jours sur MEA
- Hyphes septées hyalines ou brunes
- Conidies muriformes brunes, à paroi rugueuse, solitaires, ellipsoïdes à massuées, avec frange annulaire à la base

*Plectosphaerella cucumerina*



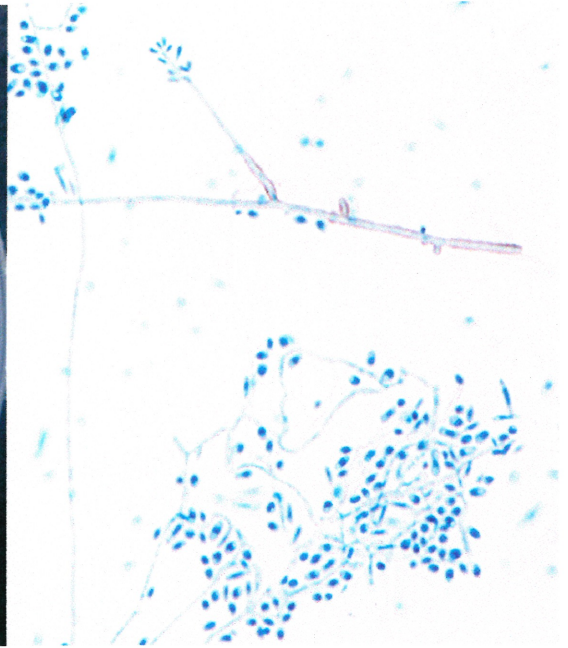
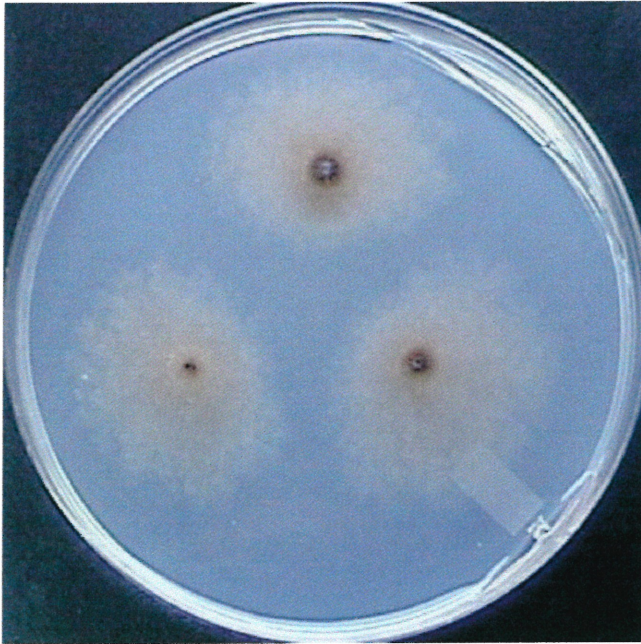
- Colonie blanche, glabre
- Revers jaune à orangé
- 1 cm de diamètre à 14 jours sur MEA
- Conidies unicellulaires, parfois bicellulaires, asymétriques sur le plan longitudinal, avec une des extrémités  $\pm$  pointue
- Conidiophores à paroi granuleuse

*Pseudobotrytis* sp.



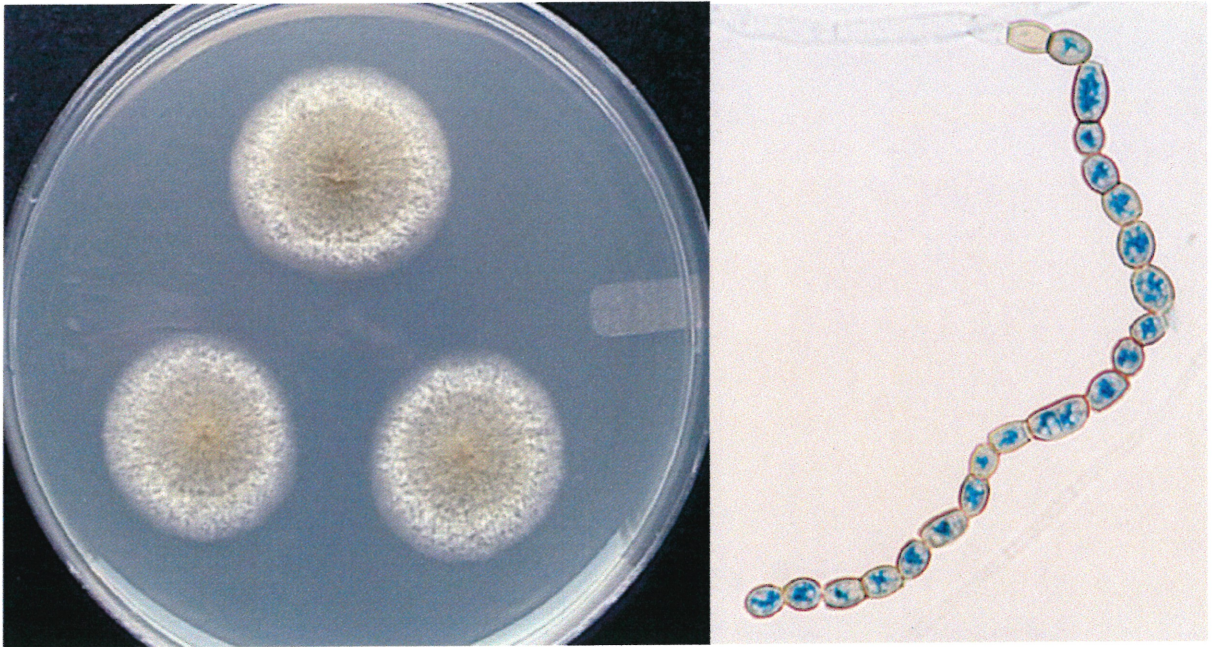
- Colonie grise à olive
- Revers gris foncé à noir
- 0.5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Conidiophores brun pâle, en verticilles
- Conidies bicellulaires brun pâle à hyalines, solitaires ou en amas

***Rhinocladiella* sp.**



- Colonie beige et centre brun en surface, en forme de flocon
- Revers jaune à brun
- 3.5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Conidies unicellulaires, fixées sur des denticules et disposées en panache à l'extrémité du conidiophore
- Conidiophores bruns

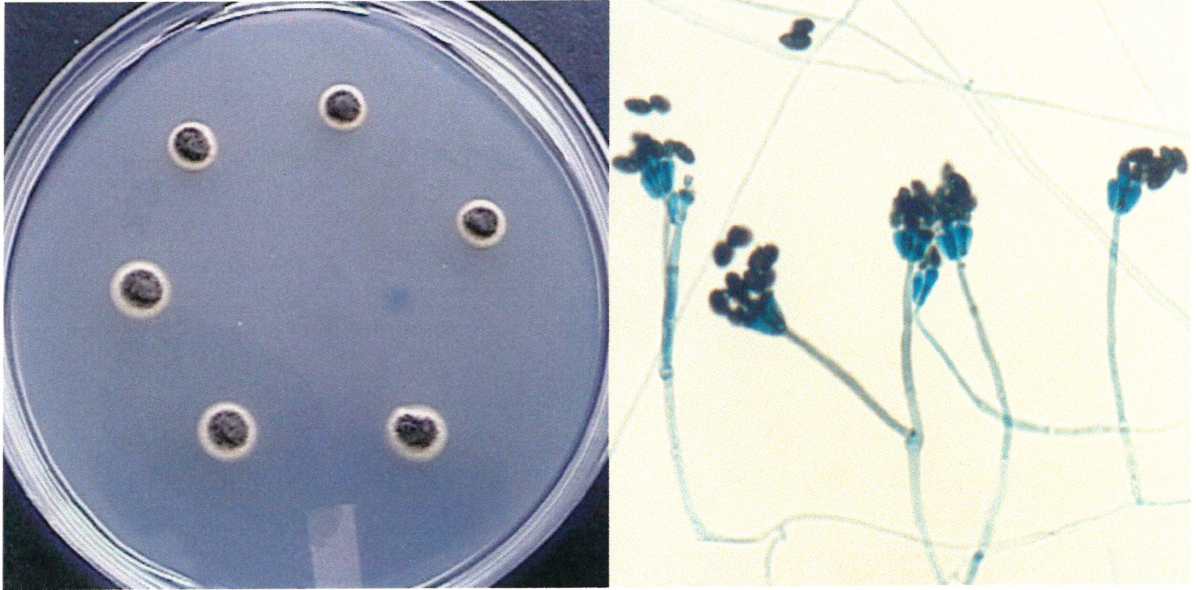
*Scytalidium hyalinum*



- Colonie beige avec centre brun pâle en surface et au revers
- Texture cotonneuse
- 3 à 4 cm de diamètre à 10 jours sur MEA
- Chaînes d'arthroconidies hyalines ou brun pâle, ellipsoïdales, unicellulaires ou bicellulaires
- Absence de conidiophores
- Hyphes septées hyalines

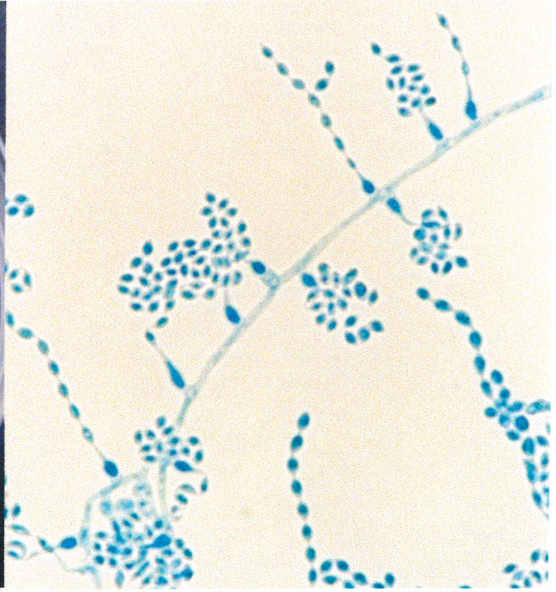
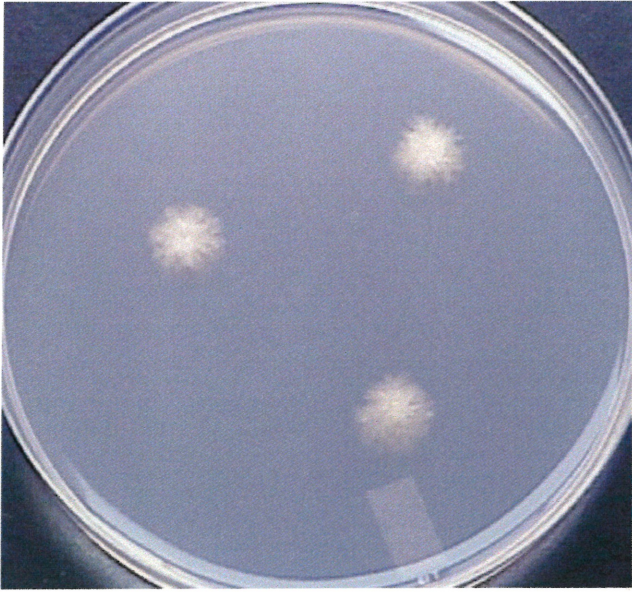


*Stachybotris atra*



- Colonie rose pâle avec centre noir  
poudreux en surface
- Revers rose et noir
- 1-2 cm de diamètre sur MEA à 14 jours
- Conidies ellipsoïdales noires,  
unicellulaires, à paroi rugueuse, en  
amas à l'extrémité des phialides
- Phialides ellipsoïdales, formées en  
groupe de 4 à 5, à l'extrémité des  
conidiophores
- Conidiophores hyalins ou pigmentés,  
à paroi lisse ou rugueuse

*Torulomyces sp.*

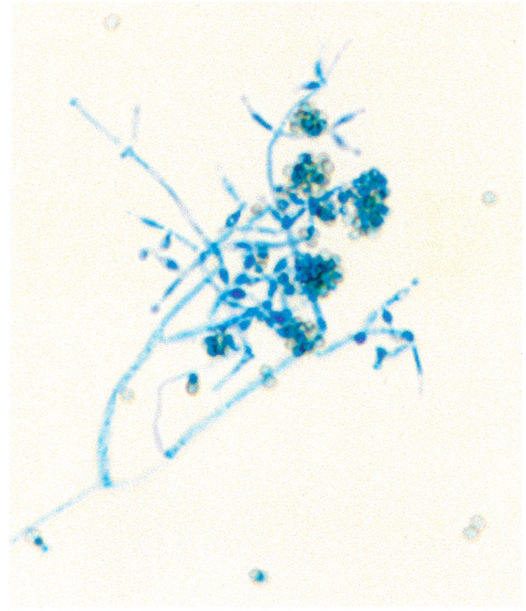


- Colonie blanche à beige
- Texture poudreuse
- Revers beige à jaune
- 1.5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Longues chaînes de conidies ovales et hyalines produites à partir de phialides ayant une longue collerette

### *Trichoderma harzianum*

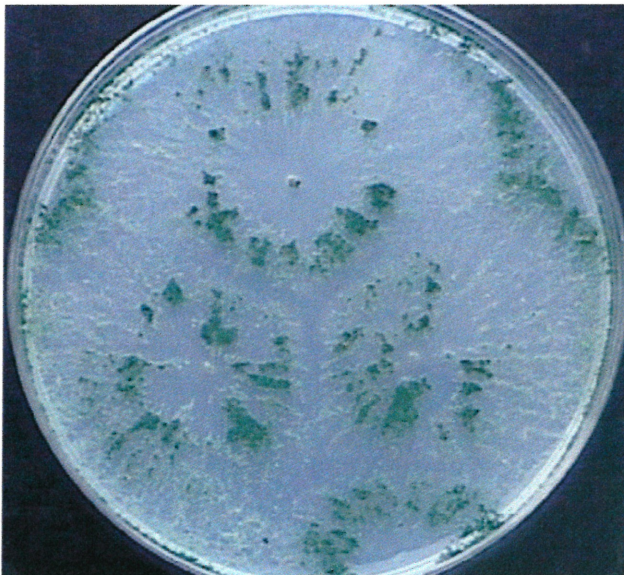


- Colonie jaune à verte
- Revers vert devenant jaune en vieillissant
- Colonie envahissante

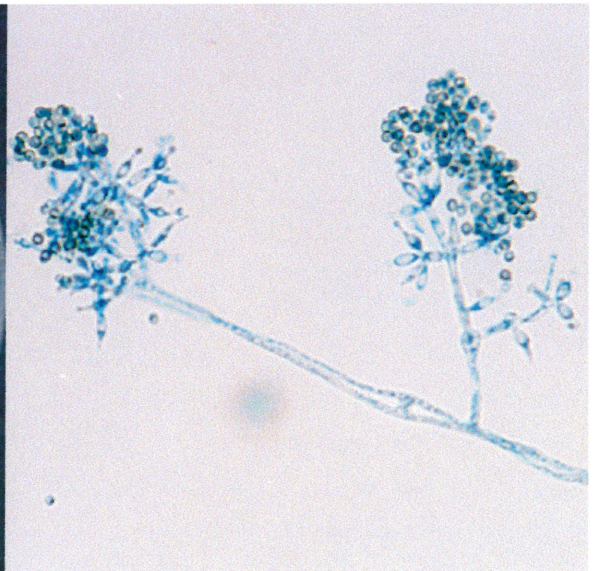


- Conidies subgloboses à ellipsoïdes à paroi lisse

### *Trichoderma viride*

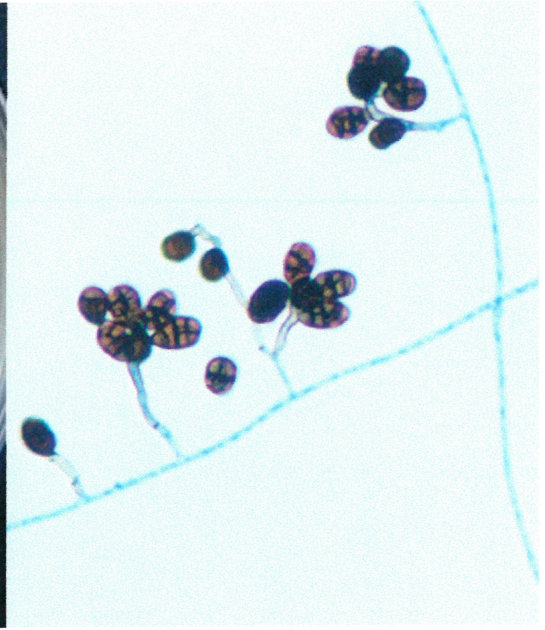
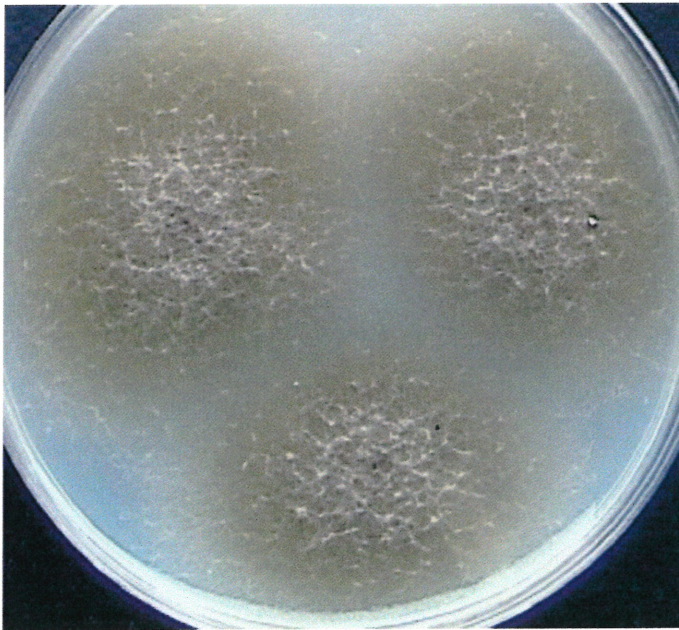


- Colonie blanche et vert-forêt
- Revers blanc
- Colonie envahissante



- Conidies globoses, de couleur verte, à paroi rugueuse

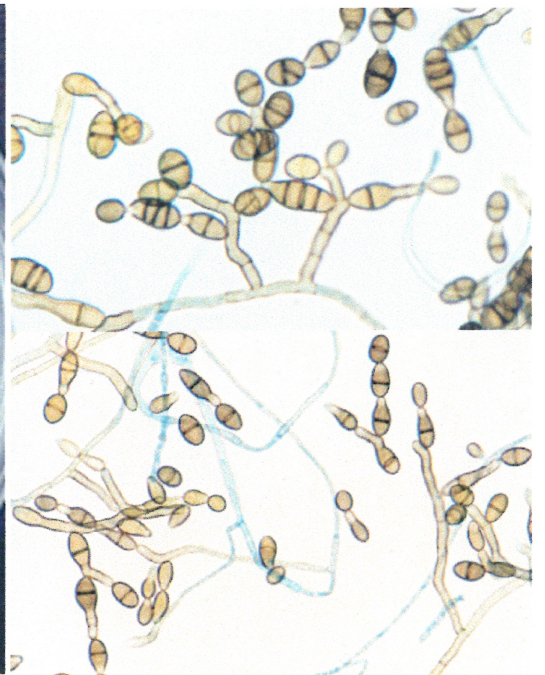
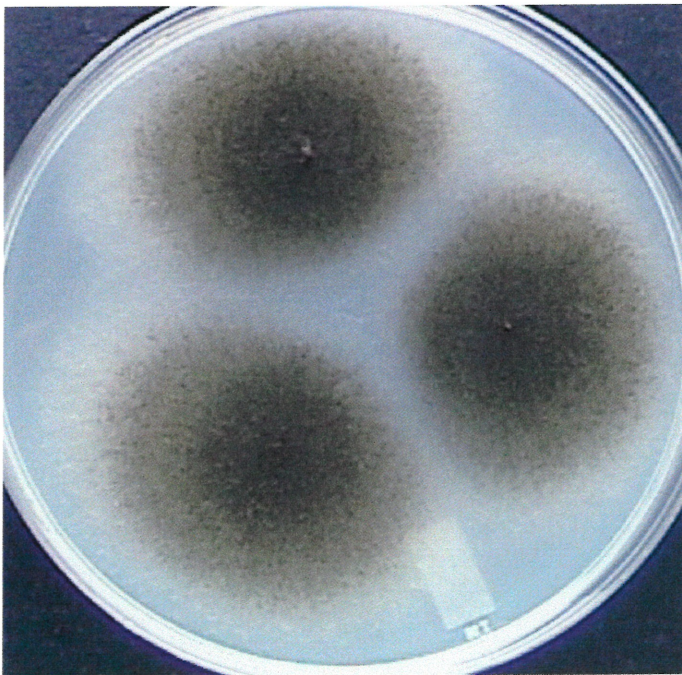
### *Ulocladium consortiale*



- Colonie brun olive en surface avec centre noir
- Texture cotonneuse
- Revers brun olive à noir
- 5 à 7 cm de diamètre à 7 jours sur MEA

- Poroconidies brunes, muriformes, obovoïdes
- Absence d'une frange annulaire
- Conidiophores géniculés

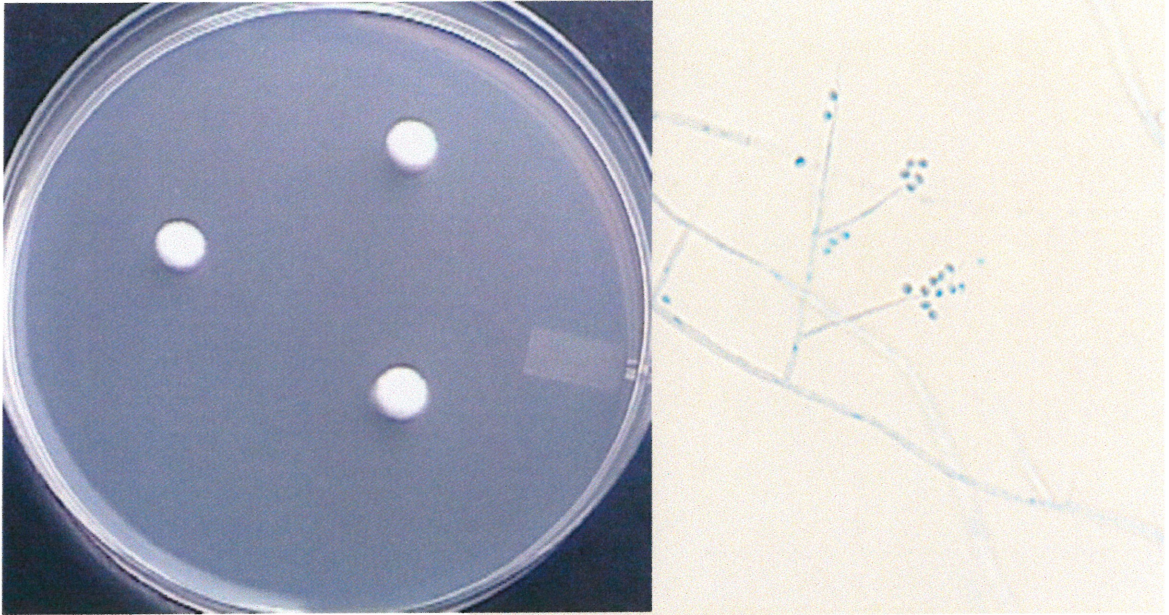
### *Ulocladium chartarum*



- Colonie vert olive foncé à noire en surface et au revers
- 5-7 cm de diamètre à 7 jours sur MEA

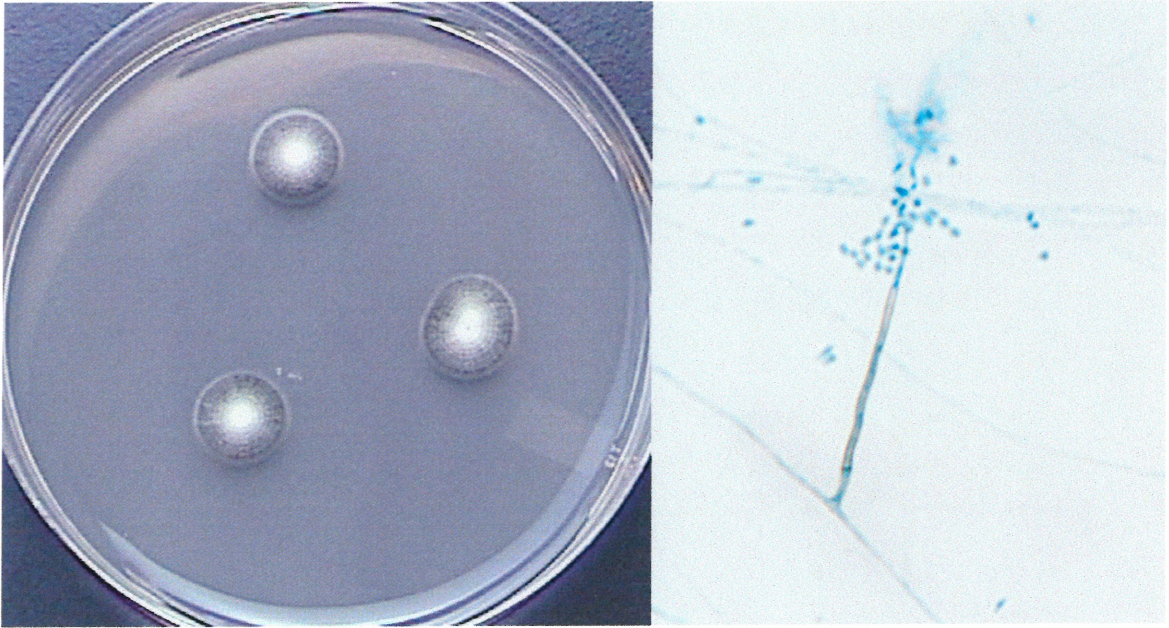
- Poroconidies brunes, muriformes, en courtes chaînes
- Absence d'une frange annulaire
- Conidiophores géniculés

*Verticillium lecanii*



- Colonie blanche
- Texture duveteuse
- Revers blanc à jaune
- 1 à 1.5 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Phialides hyalines, longues et étroites, regroupées en verticilles autour du conidiophore
- Conidies, conidiophores et hyphes hyalins
- Amas de conidies unicellulaires, à l'extrémité du conidiophore
- Absence de dictyochlamydospores

## *Xylohypha emmonsii*



- Colonie gris olive à noire avec centre blanc à gris pâle
- Texture duveteuse
- Revers noir
- 1 cm de diamètre à 7 jours sur MEA
- Conidiophores bruns, septés
- Conidies unicellulaires en chaînes

***ANNEXE-II***

***Glossaire***

## GLOSSAIRE

<b>Acropète</b>	(Adj.) Se dit d'une chaîne de conidies où la conidie la plus jeune se trouve à l'apex de la chaîne.
<b>Anamorphe</b>	(n.m. ou adj.) Forme reproductive asexuée ou "imparfaite" d'un champignon.
<b>Annélide</b>	(n.f.) Cellule conidiogène plus ou moins différenciée des hyphes et produisant des conidies selon un mode basipétal. L'extrémité de l'annélide se développe selon un mode percurrent, c'est-à-dire qu'il s'allonge légèrement avec la production de chaque nouvelle conidie et porte la marque d'anneaux qui sont autant de cicatrices laissées par les conidies libérées. Ces anneaux ne sont pas toujours visibles au microscope optique.
<b>Anneloconidie</b>	(n.f.) Conidie formée par une annélide.
<b>Apex</b>	(n.m.) Extrémité.
<b>Apophyse</b>	(n.f.) Renflement en forme d'entonnoir à l'extrémité d'un sporangiophore, sous le sporange.
<b>Arthroconidie</b>	(n.f.) Conidie issue de la désarticulation des cellules d'une hyphe et libérée soit par un processus de fission (arthroconidies simples) soit par la lyse de cellules disjonctives (arthroconidies alternées).
<b>Ascocarpe</b>	(n.m.) Structure de fructification à l'intérieur de laquelle sont formés les asques chez certains champignons de la division Ascomycota. Les cléistothèces et les périthèces sont des types d'ascocarpes.
<b>Ascospore</b>	(n.f.) Spore sexuée formée à l'intérieur d'un asque chez les champignons de la division Ascomycota. Il y a habituellement 4 ou 8 ascospores par asque - parfois 2 ou des multiples de 4.
<b>Asque</b>	(n.m.) Cellule en forme de sac (rond, massué, cylindrique) à l'intérieur de laquelle sont produites des ascospores.
<b>Basipète</b>	(Adj.) Se dit d'une chaîne de conidies où la conidie la plus jeune se trouve à la base de la chaîne.
<b>Bisérié</b>	(Adj.) Chez les <i>Aspergillus</i> , présence de phialides supportées par des métules fixées en surface des vésicules.



<b>Blastique</b>	(Adj.) Se dit d'un mode de formation d'une conidie basé fondamentalement sur un processus de bourgeonnement. La cloison qui délimite la blastoconidie de la cellule mère apparaît uniquement à la fin du processus de formation. Ainsi, une partie seulement de la cellule mère se transforme en conidie. (voir: blastoconidie, annelloconidie, phialoconidie, poroconidie, thallique).
<b>Blastoconidie</b>	(n.f.) Conidie produite par bourgeonnement; chez les levures, un bourgeon.
<b>Blastomycose</b>	(n.f.) Maladie causée par <i>Blastomyces dermatitidis</i> . L'infection est habituellement acquise par inhalation des conidies du champignon et se développe initialement au niveau des poumons. Parfois, elle se dissémine, principalement au niveau de la peau, des os et du cerveau.
<b>Cellule en bouclier</b>	Conidie en forme de V ou de bouclier principalement retrouvée chez les champignons du genre <i>Cladosporium</i> , aux points où les chaînes de conidies se ramifient pour former deux chaînes.
<b>Cellule en noisette</b>	Cellule réfringente à paroi épaisse et de forme variable observée chez certaines espèces d' <i>Aspergillus</i> . [angl. Hülle cell].
<b>Chlamydospore</b>	(n.f.) Cellule de résistance, arrondie, renflée, à paroi épaisse, intercalée dans une hyphe ou terminale. Techniquement, il ne s'agit ni d'une spore, ni d'une conidie, mais plutôt d'une structure de repos ou de résistance attachée en permanence à une hyphe.
<b>Claviforme</b>	(adj.) En forme de massue.
<b>Cléistothèce</b>	(n.m.) Organe de fructification de certains champignons de la division Ascomycota. Il s'agit d'une structure plus ou moins ronde à l'intérieur de laquelle sont produits des asques. Contrairement au périthèce, le cléistothèce ne possède pas d'ouverture et doit se briser pour libérer ses ascospores.
<b>Coccidioïdomycose</b>	(n.f.) Maladie causée par <i>Coccidioides immitis</i> . L'infection est habituellement acquise par inhalation des arthroconidies du champignon. Initialement pulmonaire, elle se résorbe souvent d'elle-même, ou parfois se dissémine dans d'autres parties du corps, dont la peau, les os, les articulations, le foie et les systèmes nerveux central et génito-urinaire.

<b>Coenocytique</b>	(adj.) Non ou peu septé; souvent utilisé pour décrire les hyphes des Mucorales, ou d'autres structures similaires où le cytoplasme n'est pas confiné dans des cellules individuelles.
<b>Collerette</b>	(n.f.) Vestige de paroi cellulaire présent à l'extrémité d'une phialide. La collerette ressemble souvent à un entonnoir ou à un tube, mais n'est pas toujours visible au microscope optique.
<b>Columelle</b>	(n.f.) Extrémité renflée du sporangiophore, faisant saillie à l'intérieur du sporange.
<b>Conidie</b>	(n.f.) Élément fongique uni ou pluricellulaire qui, à maturité, se détache du mycélium pour ensuite se disséminer; il s'agit d'une structure de reproduction asexuée.
<b>Conidiogène</b>	(adj.) Se dit d'une cellule spécialisée produisant des conidies. Par exemple, les phialides et annélides sont des cellules conidiogènes.
<b>Conidiophore</b>	(n.m.) Hyphe spécialisée sur laquelle se développent les conidies; le terme peut s'appliquer à une cellule conidiogène ou à une structure spécialisée qui supporte une ou des cellules conidiogènes.
<b>Corémie</b>	(n.f.) Faisceau de conidiophores cimentés les uns aux autres et produisant des conidies à l'apex. [Angl. Coremium, synnema].
<b>Déhiscence</b>	(n.f.) Processus de rupture ou de déchirement qui a lieu lorsque les conidies matures se séparent et se libèrent du mycélium. Le terme général s'applique aussi à d'autres structures qui se séparent par un mécanisme de déchirement périphérique.
<b>Dématié</b>	(adj.) Se dit d'un champignon produisant un pigment brun à noir (mélanine) dans la paroi cellulaire de ses hyphes ou de ses conidies. Parfois, les colonies sont pâles en début de croissance, devenant de plus en plus foncées avec l'âge. Le terme "dématié" est dérivé du nom donné à la famille-anamorphe Dematiaceae, un taxon artificiel créé pour englober tous les champignons de couleur sombre produisant des conidies en surface de filaments et non pas à l'intérieur de pycnides. Ainsi, les champignons de couleur sombre, qui se reproduisent asexuellement par des pycnides seulement (ex. <i>Phoma</i> ), ne sont jamais qualifiés de "dématiés" même lorsqu'ils sont bruns. Il en va de même pour les champignons qui se reproduisent par un mode sexué seulement (ex. <i>Chaetomium</i> ).

<b>Denticule</b>	(n.m.) Courte excroissance pointue qui supporte une conidie.
<b>Dimorphe</b>	(adj.) Qui possède deux formes. Couramment utilisé en mycologie médicale pour décrire des champignons qui exhibent un dimorphisme thermique, c'est-à-dire qui se manifestent sous forme filamenteuse à 25°C et sous forme de levure ou de sphérule à 37°C sur milieux spécialisés ou <i>in vivo</i> . En mycologie générale, ce terme s'applique à tout champignon capable de se transformer d'une forme filamenteuse à une forme particulière, indépendamment de la température.
<b>Disjonctif, ive</b>	(adj.) Se dit d'une cellule vide qui se fragmente ou se lyse pour libérer une conidie. [Angl. Disjunct, separating cell].
<b>Distosepté</b>	(adj.) Se dit d'une conidie multicellulaire dont les cellules ne sont pas séparées par des septums à proprement parler, mais sont plutôt contenues dans des sacs dont la paroi est distincte de la paroi extérieure de la conidie.
<b>Échinulé</b>	(adj.) Présentant de petites aspérités en surface.
<b>Ellipsoïde</b>	(adj.) En forme d'ellipse.
<b>Exsudat</b>	(n.m.) Gouttelettes de liquide formées en surface des colonies.
<b>Fente germinative</b>	Rainure formée de bord en bord d'une conidie ou d'une spore et au travers de laquelle émergera une nouvelle hyphe.
<b>Frange annulaire</b>	Petite membrane attachée à la base ou aux extrémités d'une conidie libre (aleurioconidie, arthroconidie alternée); il s'agit d'un vestige de la paroi de la cellule de support qui s'est lysée pour libérer la conidie.
<b>Fusifforme</b>	(adj.) En forme de fuseau
<b>Géniculé</b>	(adj.) Se dit d'un conidiophore fléchi sur lui-même, formant un ou plusieurs angles. Ce type de conidiophore résulte typiquement d'un développement sympodial.
<b>Glabre</b>	(adj.) Lisse, dépourvu de poils.
<b>Hétérothallique</b>	(adj.) Se dit d'un champignon dont la reproduction sexuée n'est possible qu'à partir de cellules provenant de deux souches sexuellement compatibles.
<b>Hilaire</b>	(adj.) Se dit d'une cicatrice bien visible et protubérante, persistant à la base d'une conidie, au point où elle s'est séparée de la cellule conidiogène.

<b>Histoplasmose</b>	(n.f.) Maladie causée par <i>Histoplasma capsulatum</i> . L'infection, habituellement acquise par inhalation des conidies du champignon, demeure le plus souvent bénigne ou asymptomatique. Chez certains patients, elle peut devenir chronique ou aiguë et se disséminer avec des atteintes du système réticulo-endothélial, de la rate, du foie, des glandes surrénales, du tractus gastro-intestinal, des muqueuses ou de la moelle osseuse.
<b>Homothallique</b>	(adj.) Se dit d'un champignon qui peut se reproduire sexuellement à partir de cellules provenant d'une même souche.
<b>Hyalin</b>	(adj.) Non pigmenté, incolore. Souvent utilisé pour caractériser des structures qui apparaissent incolores sous le microscope.
<b>Hyphe</b>	(n.f. ou n.m.) Filament septé ou non septé d'un champignon.
<b>Imparfait</b>	(adj.) Se dit de la forme asexuée ou anamorphe d'un champignon.
<b>Macroconidie</b>	(n.f.) La plus grosse de deux conidies de grosseurs différentes produites par un même champignon. Souvent pluricellulaire.
<b>Métule</b>	(n.f.) Segment du conidiophore à partir duquel sont produites les phialides chez les <i>Aspergillus</i> bisériés et les <i>Penicillium</i> multiverticillés.
<b>Microconidie</b>	(n.f.) La plus petite de deux conidies de grosseurs différentes produites par un même champignon. Souvent unicellulaire.
<b>Moisissure</b>	(n.f.) Champignon microscopique produisant principalement des filaments.
<b>Mucorales</b>	Ordre de la classe des Zygomycètes auquel appartiennent, entre autres, les genres <i>Absidia</i> , <i>Cunninghamella</i> , <i>Mucor</i> , <i>Rhizopus</i> et <i>Rhizomucor</i> . Ces champignons se distinguent par leurs colonies à croissance très rapide composées d'hyphes larges, non ou peu septées, et de sporanges.
<b>Muriforme</b>	(adj.) Septé à la fois transversalement et longitudinalement.
<b>Mycélium</b>	(n.m.) Ensemble des hyphes d'une colonie d'un champignon.
<b>Obclavé</b>	(adj.) En forme de massue inversée, c'est-à-dire avec la partie large à la base.

<b>Oblong, gue</b>	(adj.) De forme allongée.
<b>Obovoïde</b>	(adj.) En forme d'œuf, mais avec la partie étroite à la base.
<b>Ostiole</b>	(n.f.) Ouverture, dans la paroi d'un périthèce ou d'une pycnide, par laquelle s'échappent les spores ou les conidies.
<b>Ovoïde</b>	(adj.) En forme d'œuf, avec la partie large à la base.
<b>Paracoccidioïdomycose</b>	(n.f.) Infection chronique du système respiratoire causée par <i>Paracoccidioides brasiliensis</i> . Elle se caractérise par une atteinte primaire des poumons accompagnée de lésions secondaires aux muqueuses buccales, nasales ou gastro-intestinales.
<b>Parfait</b>	(adj.) Se dit de la forme sexuée ou téléomorphe d'un champignon.
<b>Périthèce</b>	(n.m.) Fruit de certains champignons de la division Ascomycota. Il s'agit d'une structure en forme de sac plus ou moins rond, à l'intérieur de laquelle sont formés des asques. Contrairement au cléistothèce, le périthèce libère ses ascospores par une ouverture appelée ostiole.
<b>Phialide</b>	(n.f.) Cellule conidiogène souvent en forme de bouteille, produisant des conidies selon un mode basipétal. La longueur de cette cellule demeure fixe tout au long du processus de formation des conidies. Une collerette est parfois visible à son extrémité.
<b>Phialoconidie</b>	(n.f.) Conidie produite par une phialide.
<b>Piriforme</b>	(adj.) En forme de poire.
<b>Poroconidie</b>	(n.f.) Conidie formée au travers d'un pore dans la cellule conidiogène.
<b>Pycnide</b>	(n.f.) Chez les Sphaeropsidales, structure ronde, en forme de sac, avec une ouverture apicale (ostiole), à l'intérieur de laquelle sont formées des conidies. La pycnide ressemble au périthèce mais ne dérive aucunement d'un processus sexué.
<b>Rhizoïde</b>	(n.m.) Hyphes ayant l'apparence de racines.
<b>Saprophyte</b>	(n.m. et adj.) Organisme qui se nourrit de matière organique morte.
<b>Septum</b>	(n.m.) Cloison dans une hyphe, un conidiophore, une conidie ou une spore.
<b>Simple</b>	(adj.) Se dit d'un conidiophore non ramifié.

<b>Soie</b>	(n.f.) Poil rigide, plus ou moins long, droit ou en spirale, présent en surface des ascocarpes ou pycnides de certaines espèces de champignon observées en laboratoire biomédical. Habituellement formées en grand nombre.
<b>Sporange</b>	(n.m.) Structure en forme de sac contenant des spores asexuées formées par un processus de clivage cytoplasmique.
<b>Sporangiophore</b>	(n.m.) Hyphe spécialisée donnant naissance à un sporange.
<b>Sporangiospore</b>	(n.f.) Spore asexuée produite par clivage cytoplasmique à l'intérieur d'un sporange.
<b>Spore</b>	(n.f.) Élément fongique de propagation, issu soit d'un processus de reproduction sexué (ascospore, basidiospore, zygospore), soit d'un processus de reproduction asexuée impliquant un clivage cytoplasmique (sporangiospore).
<b>Stérile</b>	(adj.) Se dit d'une culture de champignon qui ne produit aucune spore ou conidie.
<b>Sympodial</b>	(adj.) En mycologie médicale, se dit de la croissance d'un conidiophore qui se développe par la formation d'un nouveau point de croissance, juste en dessous de la conidie se situant à l'apex, poussant celle-ci de côté pour s'allonger. Ce processus se répète à plusieurs reprises. Souvent, le conidiophore prend une forme géniculée ou en zigzag.
<b>Téléomorphe</b>	(n.m. ou adj.) Forme sexuée ou "parfaite" d'un champignon.
<b>Thalle</b>	(n.m.) Colonie; ensemble de l'appareil végétatif et de l'appareil reproductif d'un champignon.
<b>Thallique</b>	(adj.) Se dit du mode de formation d'une conidie qui provient de la transformation d'un segment d'hyphe déjà délimité par une ou des cloisons. La cellule mère se transforme au complet en conidie. (voir: aleurioconidie, arthroconidie, chlamydospore, blastique).
<b>Tronqué</b>	(adj.) Se dit d'une cellule dont la base se termine abruptement, comme si elle avait été coupée.
<b>Unisérié</b>	(adj.) Chez les <i>Aspergillus</i> , se dit de phialides formées directement sur la vésicule, en l'absence de métules.
<b>Verticille</b>	(n.m.) Souvent utilisé pour décrire un ensemble de cellules conidiogènes fixées en cercle autour d'un conidiophore. (ex. <i>Verticillium</i> ).

**Vésicule**

(n.m.) Structure ayant la forme d'une petite vessie. Souvent utilisé pour décrire l'extrémité gonflée d'un conidiophore (ex. *Aspergillus*) ou d'un sporangiophore (ex. *Syncephalastrum*).

**Zygosporé**

(n.f.) Spore sexuée formée par la fusion de deux cellules semblables appelées gamétanges; ce type de spore est caractéristique des champignons de la division Zygomycota.