Thèse de doctorat

Présenté par

Islam Mohamed Mostafa Mohamed EZZAT

Pour obtenir le diplôme de DOCTORAT DE L'UNIVERSITÉ CY CERGY PARIS ET DE L'UNIVERSITÉ AIN SHAMS en Microbiologie (Gestion des collections muséales et conservation des objets dans les musées)

Biodiversité microbienne des collections en bois de l'Egypte ancienne : vers des moyens prophylactiques verts

Composition du jury :

Marie-France THEVENON	HDR, chercheuse au Centre français de recherche agronomique pour le développement international	Rapporteuse
El-Sayed MAHFOUZ	Professeur de l'Histoire ancienne et d'archéologie, Université Koweït	Rapporteur
Patrick DI MARTINO	Professeur d'Université de microbiologie, CY Université de Cergy Paris	Directeur de thèse
Mohammed IBRAHIM-ALI	Professeur - Chef du département de gestion des musées et des sites archéologiques, Faculté d'archéologie, Université Ain Shams, Egypte	Directeur de thèse
Faisl BOUSTA	Responsable du Pôle Microbiologie, Laboratoire de Recherche des Monuments Historiques (LRMH), Centre de Recherche en Conservation, UAR 3224, Ministère de la Culture, MNHN, CNRS, 77420 Champs-sur-Marne, France	Encadrant de thèse
Omar ABDEL-KAREEM	Professeur, chef du département de conservation des artefacts organiques, faculté d'archéologie, Université du Caire, Egypte	Encadrant de thèse
Philippe GERARDIN	Professeur d'Université de chimie organique et de sciences du bois, Université de Lorraine, Nancy, France	Examinateur
Dalia EL-MELEIGY	Responsable du Centre de recherches et de conservation des antiquités, Ministère du tourisme et des antiquités, Égypte	Examinatrice

REMERCIEMENTS

Je tiens à exprimer ma plus profonde gratitude à mes directeurs de thèse, le Professeur Mohammed Ibrahim Ali et le Professeur Patrick Di-Martino, ainsi qu'à mes encadrants, le Docteur Faisl Bousta et le Professeur Omar Abdelkareem, pour leur précieuse guidance tout au long de ces trois années de recherche. Le Professeur Di-Martino et le Docteur Bousta m'ont transmis l'ensemble des compétences nécessaires à la réalisation de ce projet, depuis l'identification des genres fongiques jusqu'à l'analyse métagénomique (extraction d'ADN, PCR) et l'interprétation des données. Ils ont tracé pour moi la voie méthodologique de cette thèse, et je leur en suis infiniment reconnaissant. Le professeur et ancien ministre des Antiquités, Mohammed Ibrahim Ali, a été un véritable père et un soutien indéfectible à toutes les étapes de mon parcours universitaire et professionnel. Le professeur Omar Abdelkareem, avec qui j'ai collaboré pendant vingt ans comme professeur, directeur de mémoire de master et de thèse, a formé une équipe soudée.

Je remercie chaleureusement le Professeur Gilles Mayot du Laboratoire ERRMECe pour son enseignement rigoureux des techniques d'extraction d'ADN et de PCR. Mes remerciements vont également à Rayanne Khaled pour son aide précieuse dans l'interprétation des analyses métagénomiques issues des trois environnements muséaux en France. Je tiens également à remercier l'équipe du LRMH, Champs-sur-Marne, Mme Corinne Bélier, directrice du LRMH, et l'équipe très efficace et collaborative du Pôle de Microbiologie : Alexandre François, qui m'a enseigné en profondeur la méthode d'identification des champignons au microscope, Johann Leplat et ma chère collègue et amie Caroline, qui m'a été d'une grande aide.

Je remercie également les professeurs Vincent Rondot et Gersande Eschenbrenner pour leur recommandation en vue de l'obtention de ma bourse de doctorat ; leur confiance est un honneur pour moi.

Je suis profondément reconnaissant à Madame Hélène Guichard, Responsable du Département des Antiquités Égyptiennes du Musée du Louvre, pour m'avoir permis de réaliser les prélèvements par écouvillonnage ainsi que les échantillonnages d'air actifs et passifs au sein du DAE, du Musée du Louvre à Paris et du CCL. Au Musée Auguste Rodin, je remercie Madame Bénédicte Garnier, Responsable des collections d'antiquités égyptiennes, pour avoir autorisé les prélèvements.

Mes remerciements s'adressent également à Son Excellence le Ministre Sherif Fathi, Ministre du Tourisme et des Antiquités, au Professeur Ali Abdelhalim, Directeur du Musée Égyptien du Caire, pour avoir permis les prélèvements au sein du Musée. Je remercie sincèrement Madame Dalia Elmleigy, Monsieur Ashraf Nageh et Madame Rehan Adel du Centre de Conservation des Antiquités (Ministère du Tourisme et des Antiquités) pour avoir facilité les travaux d'échantillonnage et d'identification fongique au sein des laboratoires du Ministère.

Un merci tout particulier à ma chère sœur Maï, qui m'apporte un soutien indéfectible depuis toujours. Je dédie ce travail aux âmes de mes parents, Nadia Hassan et Mohammed Ezzat, pour leur rôle essentiel dans ma vie. Mes remerciements vont également aux âmes de mes tantes Nahed, Sawsan, mon oncle Adel et mon cousin Ahmed Fathy Afifi pour leur amour et leur soutien.

Sur les plans professionnel et personnel, ma reconnaissance va à Madame Sophie Labbé-Toutée, Responsable des missions au Musée du Louvre, pour son attention, son soutien et son aide précieuse tout au long de mes travaux, depuis mon inscription jusqu'à l'organisation de mes quatre séjours doctoraux en France entre 2024 et 2026. Je remercie également Sophie Duberson et Simone Nannucci (missions Tanis et TT33 du Musée du Louvre), qui ont été comme une famille pour moi en France. Mes remerciements s'adressent au Professeur Frédéric Payraudeau, Directeur de la mission Tanis, et à la Professeure Silvia Einaudi, Directrice de la mission TT33.

Je remercie chaleureusement la Faculté d'Archéologie de l'Université Ain Shams, et plus particulièrement le Doyen Prof. Hossam Tantawy et le Vice-Doyen Ahmed Elshoky. Mes remerciements vont également à toute l'équipe de l'IFAO (Institut Français d'Archéologie Orientale) : au Professeur Pierre Tallet, Directeur, aux Professeurs Laurent Bavay et Laurent Coulon, anciens directeurs, au Professeur Abbès Zouache, Directeur des études, au Professeur Frédéric Abécassis, ancien Directeur des études, et tout particulièrement à Madame Anita Quiles, ancienne Responsable du Pôle Archéométrie de l'IFAO, qui a grandement contribué à ouvrir la voie vers mes études en France et à m'enseigner la méthodologie de la recherche.

Je tiens à exprimer ma profonde gratitude au Ministère français des Affaires Étrangères ainsi qu'à l'Ambassade de France en Égypte. Je remercie tout particulièrement Son Excellence l'Ambassadeur Eric Chevallier pour son soutien continu, Monsieur David Sadoulet, Attaché culturel, Monsieur Karim Saïd, Directeur de la coopération scientifique et universitaire, et Madame Mounia Gicquel, ancienne Directrice de la coopération scientifique et universitaire. Je remercie également Madame Nourane Desouki pour la coordination de ma bourse doctorale offerte par l'Ambassade de France en Égypte et l'AUF. Un remerciement spécial est adressé au Prof. Jean-Noël Baléo Directeur régional de l'AUF au Moyen-Orient et à la Professeure Mona Amer, Directrice de l'AUF Égypte, pour leur soutien et leur rôle essentiel dans l'obtention de ma bourse doctorale ainsi que dans le cadre du concours MT180 secondes. J'adresse également mes sincères remerciements à la Professeure Aïda Mimoune Chaabane pour son rôle dans l'obtention de la bourse supplémentaire (Notification n° SFRI-2026-01, Notification de crédits BUREX CY Initiative d'excellence, Fonds SFRI@CY, Axe : SFRI / CY TALENT / Financement d'une prolongation de thèse en cotutelle. Je remercie Monsieur Laurent Gatineau, Président de CY Cergy Paris Université, pour avoir validé ce financement, qui a permis de prolonger et d'enrichir mon travail de recherche dans des conditions exceptionnelles.

Mes remerciements vont également à Son Excellence l'Ambassadeur Tareq Dahroug, Ambassadeur d'Égypte en France, à l'Ambassadeur Alaa Youssef, Chef de l'Autorité de l'Information et ancien Ambassadeur d'Égypte en France, et à la Professeure Chahinda

Ezzat, Attachée culturelle, pour leur soutien fidèle. Je remercie également la Professeure Soha Bahgat, Responsable du programme Patrimoine à l'Université Française d'Égypte (UFE), pour son aide précieuse.

J'adresse mes sincères remerciements à Monsieur Moustafa Lotfy et à Madame Reem Mohammed de la société Dominant Co. pour leur accompagnement durant mon travail de thèse.

Enfin, je tiens à rendre hommage à mes tuteurs dans ma vie professionnelle : le Professeur Mamdouh Eldamaty, qui a changé le cours de ma carrière en m'orientant vers la voie académique en me nommant maître de conférences adjoint à l'Université Ain Shams ; le Professeur Khaled Elenany, Directeur général de l'UNESCO, qui a joué un rôle crucial dans ma vie académique et professionnelle (j'ai eu l'honneur de travailler avec lui pendant trois ans) ; Monsieur Ahmed Abied, Sous- Ministre des Antiquités ; le Professeur Hassan Selim (Université Ain Shams) ; Madame Sabah Abdelrazeq, ancienne Directrice du Musée Égyptien ; Madame Hoda Abdelhamid, Monsieur Moamen Othman. Mes remerciements vont également à mes deux très chers amis, Nada Khatab et Eid Mertah, ainsi qu'au Docteur Abdelrahman Medhat, pour son aide précieuse dans mes travaux au Musée Égyptien du Caire.

RESUME

La préservation des artefacts en bois de l'Égypte ancienne dans les collections muséales est menacée par la bio-détérioration fongique, dont le risque est aggravé par des conditions de conservation souvent hétérogènes. Cette thèse a pour objectif de caractériser la biodiversité fongique des surfaces de dix-huit objets en bois (cercueils, statues, ouchebtis) conservés dans quatre environnements muséaux contrastés – Musée égyptien du Caire (EMC), Musée Auguste Rodin à Meudon (ARM), Département des Antiquités égyptiennes du Louvre à Paris (LMP) et Centre de Conservation du Louvre à Liévin (CCL) – et d'évaluer le potentiel de trois huiles essentielles (myrrhe, cyprès, cannelle) comme alternatives vertes aux biocides de synthèse.

Une approche méthodologique intégrée a été déployée : relevés climatiques continus ou ponctuels, prélèvements d'air (actif et passif), écouvillonnage de surface, analyses culturales, analyse métagénomique ciblant le gène codant l'ARNr 18S (Illumina MiSeq), dénombrement direct des spores fongiques par cellule de Malassez, et tests d'efficacité antifongique des huiles essentielles par diffusion en phase vapeur. Les résultats révèlent une hiérarchie du risque allant du CCL (climat rigoureusement contrôlé, concentrations aériennes faibles, risque faible) au LMP (conditions modérées, risque faible à modéré), puis à l'ARM (fortes variations saisonnières, pics d'humidité relative à 76 %, présence de *Chaetomium*, risque modéré), et enfin à l'EMC (température moyenne de 28,5°C, humidité relative moyenne de 62,5 % avec pics dépassant 70 %, concentrations fongiques surfaciques atteignant 30 000 UFC/cm², présence de *Neurospora* sp., risque élevé à critique). La métagénomique a également permis la détection de champignons lignivores préoccupants, tels que *Heliocybe sulcata* (agent de pourriture cubique) sur un objet du CCL et *Peniophora* sp. (basidiomycète lignivore) sur un objet de l'EMC, soulignant l'importance de ces outils pour la détection précoce. Le croisement des approches culturales et métagénomiques révèle deux états écologiques distincts de la surface des objets : un « état fongique » dominé par *Candida athensensis* et *Eupenicillium crustaceum* sur les zones non dégradées, et un « état Apicomplexa » dominé par *Polyplicarium cirtusae* (parasite d'invertébrés) sur les zones dégradées et les résines noires, indiquant un piégeage passif de débris plutôt qu'une colonisation active. Seul un objet conservé en réserve à l'EMC présentait une colonisation active visible. Les tests antifongiques montrent que la cannelle (89,6 % de cinnamaldéhyde) est la plus efficace, suivie du cyprès, tandis que la myrrhe s'est révélée inefficace dans nos conditions expérimentales.

Cette thèse démontre la nécessité de distinguer concentration sporale et colonisation active, propose une grille d'évaluation du risque à trois niveaux et un flux de travail diagnostique intégré. Les huiles essentielles, particulièrement la cannelle, constituent une voie prometteuse pour des traitements préventifs par fumigation, sous réserve de validations complémentaires sur bois archéologique.

Mots-clés : Bio-détérioration, bois archéologique, Égypte ancienne, champignons lignivores, conservation préventive, métagénomique, huiles essentielles, cinnamaldéhyde.

ABSTRACT

The preservation of ancient Egyptian wooden artefacts in museum collections is threatened by fungal biodeterioration, the risk of which is aggravated by often heterogeneous conservation conditions. This thesis aims to characterize the fungal biodiversity on the surfaces of eighteen wooden objects (coffins, statues, shabtis) preserved in four contrasting museum environments – the Egyptian Museum in Cairo (EMC), the Auguste Rodin Museum in Meudon (ARM), the Department of Egyptian Antiquities of the Louvre Museum in Paris (LMP), and the Louvre Conservation Centre in Liévin (CCL) – and to evaluate the potential of three essential oils (myrrh, cypress, cinnamon) as green alternatives to synthetic biocides.

An integrated methodological approach was deployed: continuous or spot climate monitoring, air sampling (active and passive), surface swabbing, cultural analyses, 18S rRNA gene metabarcoding (Illumina MiSeq), direct fungal spore counting using a Malassez chamber, and antifungal efficacy tests of essential oils using vapor-phase diffusion. The results reveal a risk hierarchy ranging from the CCL (rigorously controlled climate, low airborne counts, low risk) to the LMP (moderate conditions, low to moderate risk), then to the ARM (strong seasonal variations, relative humidity peaks at 76%, presence of *Chaetomium*, moderate risk), and finally to the EMC (average temperature of 28.5°C, average relative humidity of 62.5% with peaks exceeding 70%, surface fungal counts reaching 30,000 CFU/cm², presence of *Neurospora* sp., high to critical risk). Metabarcoding also enabled the detection of concerning wood-decay fungi, such as *Heliocybe sulcata* (a cubical rot agent) on an object from the CCL and *Peniophora* sp. (a wood-decaying basidiomycete) on an object from the EMC, highlighting the importance of these tools for early detection. The cross-analysis of cultural and metagenomic approaches reveals two distinct ecological states on the object surfaces: a "fungal state" dominated by *Candida athensensis* and *Eupenicillium crustaceum* on non-degraded areas, and an "Apicomplexan state" dominated by *Polyplicarium cirtusae* (an invertebrate parasite) on degraded areas and black resins, indicating passive trapping of debris rather than active colonization. Only one object stored in the EMC storage area showed visible active colonization. Antifungal tests show that cinnamon essential oil (89.6% cinnamaldehyde) is the most effective, followed by cypress, while myrrh was ineffective under our experimental conditions.

This thesis demonstrates the need to distinguish spore load from active colonization, proposes a three-level risk assessment grid and an integrated diagnostic workflow. Essential oils, particularly cinnamon, represent a promising avenue for preventive fumigation treatments, subject to further validation on archaeological wood.

Keywords: Biodeterioration, archaeological wood, ancient Egypt, wood-decay fungi, preventive conservation, metabarcoding, essential oils, cinnamaldehyde.

SOMMAIRE

Section	Page
Remerciements	2
Résumé	5
Abstract	7
Sommaire	8
Introduction générale	11
1. Contexte et enjeux de l'étude	11
2. Problématique et questions de recherche	13
3. Objectifs de l'étude	15
4. Présentation de la démarche méthodologique	15
CHAPITRE 1 : ÉTAT DE L'ART : LE BOIS ANCIEN, DE SA DÉGRADATION À SA CONSERVATION	18
1.1 Le bois égyptien ancien : matériau, symbolisme et propriétés intrinsèques	18
1.1.1 Le bois dans l'Égypte ancienne : contextes d'utilisation et essences	18
1.1.2 Structure et composition macromoléculaire du bois	19
1.1.3 Spécificités du bois ancien : altération abiotique et biodisponibilité	21
1.2 La colonisation fongique du bois ancien	22
1.2.1 Les champignons lignivores	22
1.2.2 Le risque biologique dans les collections muséales en bois	26
1.2.3 Méthodes d'analyse de la bio-détérioration fongique du bois ancien	27
1.2.3.1 Méthodes d'observation et d'imagerie	27
1.2.3.2 Méthodes d'isolement et d'identification des communautés fongiques	32
1.2.3.3 Méthodes d'analyse physicochimique et de détection des COV	36
1.2.3.4 Approches intégratives et méta-omiques	39
1.2.3.5 Synthèse comparative	41
1.2.3.6 Modèle récapitulatif des méthodes d'analyse de la bio-détérioration fongique sur le bois ancien	45
1.3 Conservation préventive et curative du bois ancien : entre aujourd'hui et demain	46

1.3.1 Gestion muséographique et surveillance de la biocontamination (surfaces et environnement aérien)	46
1.3.2 Limites des méthodes curatives conventionnelles	48
1.3.3 Vers des moyens prophylactiques verts : état de l'art des alternatives biologiques	50
CHAPITRE 2 : MATÉRIELS ET MÉTHODES	57
2.1 Sites d'étude, sélection des artefacts et historique de leur conservation	57
2.1.1 Musée Auguste Rodin, Meudon, France	57
2.1.2 Département des antiquités égyptiennes (DAE), Musée du Louvre, Paris, France	65
2.1.3 Centre de Conservation du Musée du Louvre (CCL), Liévin, France	76
2.1.4 Musée égyptien du Caire, Égypte	80
2.2 Stratégie d'échantillonnage	85
2.2.1 Prélèvements de l'air (actifs et passifs)	85
2.2.2 Prélèvements de surface (écouvillonnage)	89
2.3 Analyse de la biodiversité microbienne dans les environnements muséaux sélectionnés	91
2.3.1 Analyse microbiologique par culture (approche culturale-dépendante) : inoculation, culture et isolement	91
2.3.2 Analyse moléculaire (approche culturale-indépendante) : extraction d'ADN, amplification par PCR, séquençage de l'ARN 18S	93
2.3.3 Dénombrement des spores fongiques sur la surface du bois ancien par comptage direct à la cellule de Malassez	94
2.4 Évaluation d'alternatives de biocontrôle : Huiles Essentielles	95
2.4.1 Souches fongiques et milieux de culture utilisés	95
2.4.2 Huiles essentielles testées : Myrrhe (*Commiphora myrrha*), Cyprès (*Cupressus sempervirens*) et Cannelle (*Cinnamomum cassia*) : caractérisation par GC-MS	96
2.4.3 Évaluation de l'activité antifongique *in vitro*	97
2.4.3.1 Évaluation du potentiel de conservation préventive par diffusion en phase vapeur	97
CHAPITRE 3 : RÉSULTATS	100
3.1 Caractérisation des environnements muséaux sélectionnés	100
3.1.1 Conditions microclimatiques et environnementales (température, humidité relative, pollution)	100

3.1.2 Structure et typologie des vitrines	103
3.2 Analyse de la biodiversité microbienne dans les environnements muséaux sélectionnés	103
3.2.1 Résultats des prélèvements aériens	103
3.2.1.1 Échantillonnage actif	104
3.2.1.2 Échantillonnage passif	118
3.2.2 Résultats des prélèvements de surface (écouvillonnage)	137
3.2.2.1 Résultats de l'analyse microbiologique par culture (inoculation, culture et isolement)	137
3.2.2.2 Dénombrement des spores fongiques à la cellule de Malassez	164
3.2.2.3 Analyse par métabarcoding (séquençage 18S) : profils des communautés eucaryotes (abondance relative, structure taxonomique, analyses bio-informatiques de diversité et interactions)	166
3.3 Évaluation de l'efficacité antifongique des huiles essentielles	203
3.3.1 Caractérisation chimique des huiles essentielles par GC-MS	203
3.3.2 Évaluation du potentiel de conservation préventive par diffusion en phase vapeur	205
CHAPITRE 4 : DISCUSSION	213
4.1 Interprétation des états écologiques des surfaces en bois ancien	213
4.2 L'environnement muséal comme facteur déterminant de l'écologie microbienne	225
4.3 Évaluation du risque de bio-détérioration et intérêt d'une approche intégrée	236
4.4 Potentiel des huiles essentielles comme alternative de biocontrôle : mécanismes d'action et efficacité	243
CHAPITRE 5 : CONCLUSION ET PERSPECTIVES	251
Références bibliographiques	255
Liste des figures	278
Liste des tableaux	287
Liste des abréviations et acronymes	288
Articles soumis, participations à des concours et à des conférences	291

INTRODUCTION GÉNÉRALE

1. Contexte et enjeux de l'étude

Le bois occupe une place singulière au sein du patrimoine culturel de l'humanité. Matériau de la vie quotidienne et du sacré, il a accompagné les civilisations dans leurs expressions les plus diverses, de l'architecture à l'art funéraire, en passant par le mobilier et la sculpture (Abdelhamid, 2024). Dans l'Égypte ancienne, cette matière organique revêt une importance particulière. Bien que la vallée du Nil n'ait jamais été couverte de forêts denses, les Égyptiens ont su exploiter les essences disponibles sur leur territoire — le sycomore (*Ficus sycomorus*), le tamaris (*Tamarix aphylla*), l'acacia (*Vachellia nilotica*) — tout en important des bois plus précieux, tel le cèdre du Liban, pour les pièces les plus prestigieuses destinées à l'éternité. Les cercueils, sarcophages, statues, ouchebtis et éléments de mobilier qui nous sont parvenus témoignent non seulement d'une maîtrise technique exceptionnelle — assemblages par tenons et mortaises, chevillage, polychromie sophistiquée — mais aussi d'une conception symbolique profonde, où le bois, matériau périssable par excellence, se trouve métamorphosé par le geste artisanal et le rite funéraire en support de l'immortalité (Dixon, 1974).

Cependant, cette nature organique, qui fait à la fois la richesse et la fragilité du bois, le rend particulièrement vulnérable aux processus d'altération biologique (Salim, Xinyou et Xianging, 2023). Au sein des collections muséales, la colonisation microbienne constitue une menace parfois silencieuse mais impactante. Certains microorganismes, en particulier des champignons filamenteux, sécrètent des enzymes hydrolytiques — cellulases, hémicellulases, lignine peroxydases — qui décomposent progressivement les polymères structuraux du bois, entraînant des altérations physiques (perte de cohésion, fissuration, pulvérulence), chimiques (acidification, modification des propriétés optiques) et esthétiques (décolorations, taches, efflorescences) aux conséquences irréversibles (Gutarowska *et al.*, 2025 ; Ibrahim *et al.*, 2025 ; Schrader *et al.*, 2025). Les institutions muséales se trouvent ainsi confrontées à un double défi : remédier aux dommages historiques hérités des conditions de fouille, de transport et des premiers conditionnements, et prévenir une détérioration active qui peut se poursuivre — et parfois s'aggraver — durant la période de conservation en musée (Gril, 2012). Cette dernière est souvent favorisée par des facteurs environnementaux qui, même lorsqu'ils respectent les normes en vigueur, peuvent créer des microclimats localement propices à la germination et à la croissance des spores fongiques (Konsa, Tirrul & Herrmann, 2014).

Parmi l'ensemble des agents de biodétérioration, les champignons occupent une place prépondérante dans l'altération du bois en contexte intérieur (Card et al., 2021). Dans les environnements muséaux, la colonisation fongique est fréquemment associée aux ascomycètes xérophiles, des champignons capables de tolérer une faible activité de l'eau, ce qui leur permet de survivre et de se développer même dans des conditions généralement considérées comme sèches (Savković et al., 2022). Les genres *Penicillium* et *Aspergillus* sont particulièrement préoccupants à cet égard

(Bastholm *et al.*, 2024). Leur grande plasticité écologique, leur capacité à utiliser une large gamme de substrats carbonés et leur reproduction rapide par voie sporulaire en font des colonisateurs très efficaces (*Idem*, 2021). Au delà des dégradations structurales qu'ils peuvent induire, ces champignons provoquent des altérations superficielles mais souvent défigurantes : colorations anormales (foxing, taches jaunes, brunes ou noires), efflorescences poudreuses, voire décollements de la couche picturale (Gadd, Fomina et Pinzari, 2024). Ces altérations peuvent être observées même dans des environnements réputés conformes aux recommandations internationales pour la conservation (Grabek-Lejko, Tekiela & Kasprzyk, 2017), ce qui souligne la nécessité d'une vigilance accrue et d'outils diagnostiques adaptés.

Un défi majeur auquel les professionnels de la conservation sont confrontés réside dans la détection de l'activité fongique latente ou passée. La microbiologie conventionnelle, fondée sur les méthodes de culture sur milieux gélosés, présente des limitations importantes (Liu et al., 2017). D'une part, elle ne permet de détecter qu'une fraction limitée — estimée entre 1 % et 10 % selon les environnements — des micro-organismes présents, les espèces non cultivables ou les microorganismes dits « viables mais non cultivables » échappant à toute tentative d'isolement (Edet *et al.*, 2017). D'autre part, les résultats obtenus dépendent fortement des conditions de culture (milieux, température, durée) et des compétences de l'opérateur pour l'identification morphologique, un processus long et parfois subjectif (Fojtek et Dedkova, 2018). Ces limitations sont d'autant plus critiques que les champignons responsables des altérations les plus graves sont souvent ceux qui se développent lentement ou qui nécessitent des conditions spécifiques pour sporuler, rendant leur identification par les seules méthodes culturales particulièrement aléatoire (Vassallo, 2025).

Les techniques biomoléculaires modernes, en particulier la métagénomique à haut débit, offrent une avancée majeure dans ce domaine (Cao et al., 2024). En permettant l'analyse génétique directe de l'ensemble des communautés microbiennes présentes sur une surface — sans étape de culture préalable — ces approches autorisent une identification précise, rapide et exhaustive des microorganismes, y compris ceux qui ne sont pas cultivables ou qui se trouvent dans un état de dormance (Vassallo, 2025). Elles ouvrent également la voie à des analyses fonctionnelles, permettant de prédire les capacités métaboliques des communautés identifiées et, leur potentiel de biodétérioration (Abdel-Azeem *et al.*, 2019 ; Vassallo, 2025). La synergie entre les approches culturales et métagénomiques s'est révélée particulièrement puissante pour obtenir une compréhension holistique des mécanismes de biodétérioration. À titre d'exemple, une méthodologie intégrée a permis de relier des communautés fongiques spécifiques à des facteurs d'altération sur un panneau de bois égyptien de la période mamelouke (Afifi, Mansour, Hassan & Salem, 2023). De même, le séquençage de l'ADN s'est avéré crucial pour corriger des identifications erronées lorsque les observations morphologiques seules étaient trompeuses (Blanchette, Held, Chemello & Mardikian, 2025).

Parallèlement à ces enjeux de diagnostic et de compréhension des processus de biodétérioration, la question des traitements conservatifs se pose avec une acuité

croissante. Les méthodes curatives conventionnelles, largement adoptées depuis plusieurs décennies, reposent souvent sur l'utilisation de produits chimiques de synthèse — biocides, fongicides, insecticides — dont les risques pour la santé des opérateurs et pour l'environnement sont désormais bien documentés (ICOM, 2022). Par ailleurs, l'impact de ces traitements sur les matériaux constitutifs des œuvres (bois, polychromie, résines, textiles associés) n'est pas toujours pleinement maîtrisé, certains produits pouvant induire des altérations à long terme (jaunissement, fragilisation, modifications des propriétés optiques) (Mi et al., 2023). Ces préoccupations, jointes à une prise de conscience écologique croissante au sein de la communauté des conservateurs-restaurateurs, incitent à rechercher des alternatives plus respectueuses, relevant de ce que l'on désigne désormais comme les « moyens prophylactiques verts ».

Parmi ces alternatives, les huiles essentielles suscitent un intérêt grandissant. Extraites de plantes aromatiques, ces substances complexes — mélanges de terpènes, d'alcools, d'aldéhydes et de phénols — possèdent des propriétés antifongiques et antibactériennes bien documentées dans les domaines alimentaires, médical et agricole (Antonelli et al., 2020). Leur application dans le domaine du patrimoine culturel reste cependant encore limitée et largement expérimentale (Pinna, 2025). La présente thèse s'inscrit dans cette dynamique innovante en proposant d'initier l'évaluation de l'efficacité de trois huiles essentielles — myrrhe (*Commiphora myrrha*), cyprès (*Cupressus sempervirens*) et cannelle (*Cinnamomum cassia*) — sélectionnées non seulement pour leurs propriétés antifongiques potentielles, mais aussi pour leur pertinence historique, ces substances ayant été utilisées dans l'Égypte ancienne pour les rites funéraires et l'embaumement, comme en attestent les analyses biomoléculaires récentes (Rageot et al., 2023). Cette double dimension — efficacité biologique et authenticité historique — confère à ces traitements un espace particulier dans le contexte de la conservation du patrimoine égyptien.

2. Problématique et questions de recherche

La préservation à long terme des collections en bois de l'Égypte ancienne conservées dans les musées nécessite une compréhension des interactions complexes entre les conditions muséographiques, la biodiversité microbienne et l'état de conservation des artefacts. Or, si de nombreuses études ont été menées sur la biodétérioration du bois ancien en contexte de site ou de fouille (Pedersen, 2020), les spécificités des environnements muséaux — qu'il s'agisse de palais historiques transformés en musées, de galeries d'exposition au sein de grandes institutions ou de centres de conservation modernes conçus selon les dernières normes techniques — restent encore insuffisamment documentées, en particulier dans une perspective comparative internationale (High et Penkman, 2020). Cette lacune est d'autant plus préjudiciable que les conditions de conservation (température, humidité relative, qualité de l'air, confinement, fréquentation, protocoles d'intervention) varient considérablement d'une institution à l'autre, et que ces variations sont susceptibles d'influencer de manière décisive la composition et la dynamique des communautés fongiques colonisant les surfaces des objets (Wang, Feng et Liu, 2023).

Notre recherche s'inscrit dans ce cadre et vise à apporter des éléments de réponse à une problématique centrale qui peut être formulée de la manière suivante : comment les conditions de conservation dans les musées égyptiens et français influencent-elles la diversité et la structure des communautés fongiques colonisant les surfaces des artefacts en bois de l'Égypte ancienne, et dans quelle mesure des moyens prophylactiques naturels, tels que les huiles essentielles, peuvent-ils contribuer à la prévention et au traitement de cette biodétérioration ?

Cette problématique se décline en plusieurs questions de recherche spécifiques qui guident l'ensemble de notre travail. La première question concerne la caractérisation de la biodiversité fongique elle-même : *quelle est la diversité des champignons et des autres microeucaryotes présents sur la surface des objets en bois sélectionnés dans les quatre environnements muséaux étudiés — le Musée égyptien du Caire, le Musée Auguste Rodin de Meudon, le Département des Antiquités égyptiennes du Louvre à Paris et le Centre de Conservation du Louvre à Liévin ?* Cette diversité se limite-t-elle aux genres ubiquitaires communément rencontrés dans les environnements intérieurs (*Penicillium, Aspergillus, Cladosporium*) (Gutarowska et al., 2025) ou inclut-elle des espèces plus spécialisées, potentiellement lignivores, capables de dégrader activement les polymères du bois ? (Ibrahim et al., 2025).

La deuxième question interroge les facteurs déterminants de cette biodiversité. *Quels sont les paramètres — environnementaux (température, humidité relative, qualité de l'air), matériels (essences de bois, présence de résines ou de polychromies, état de surface), muséographiques (type de vitrine, ouverture au public, systèmes de climatisation) et historiques (interventions de restauration antérieures, produits utilisés) — qui structurent les communautés microeucaryotes observées ?* Existe-t-il des différences significatives entre les objets exposés dans les galeries du Louvre à Paris, ceux stockés dans les réserves du Centre de Conservation de Liévin, ceux conservés dans les vitrines historiques du Musée Auguste Rodin à Meudon et ceux entreposés dans les conditions du Musée égyptien du Caire ? Si oui, comment ces différences s'interprètent-elles en termes de risque pour la conservation ?

La troisième question porte sur l'évaluation du risque. *Les espèces fongiques identifiées représentent-elles une menace pour l'intégrité physique et esthétique des objets en bois anciens, ou bien s'agit-il de contaminants environnementaux sans impact significatif ?* Existe-t-il des corrélations entre la présence de certaines espèces et des altérations macroscopiquement visibles (décolorations, fissurations, pulvérulence) ? Les analyses métagénomiques permettent-elles de détecter la présence de champignons lignivores qui n'auraient pas été cultivés sur les milieux standards, et le cas échéant, quelle est l'ampleur de cette « diversité cachée » ?

Enfin, la quatrième question concerne les traitements alternatifs. Quelle est l'efficacité comparée des trois huiles essentielles sélectionnées — myrrhe, cyprès et cannelle — pour inhiber la croissance des champignons lignivores et ubiquistes isolés à partir des collections, lorsqu'elles sont appliquées par diffusion en phase vapeur (fumigation en espace confiné) dans le cadre d'une stratégie de conservation préventive

? Quelle est la dose efficace dans ces conditions ? Existe-t-il des différences d'efficacité selon l'espèce fongique considérée ?

3. Objectifs de l'étude

L'objectif général de cette thèse est de caractériser la biodiversité fongique des collections en bois de l'Égypte ancienne conservées dans quatre institutions muséales en Égypte et en France, et d'évaluer le potentiel de moyens prophylactiques verts, en l'occurrence les huiles essentielles, pour la prévention et le traitement de la biodétérioration. Cet objectif général se décline en cinq objectifs spécifiques qui structurent l'ensemble de notre travail.

Le premier objectif est d'ordre méthodologique et documentaire. Il s'agit, dans un premier temps, de réaliser un état de l'art critique des méthodes et techniques actuellement utilisées pour mesurer la biodiversité microbienne sur les collections en bois anciens. Cet état de l'art, qui prend la forme d'une revue systématique de la littérature, permettra d'identifier les forces et les limites des différentes approches (culturales, microscopiques, métagénomiques) et de justifier les choix méthodologiques opérés dans la thèse. Dans un second temps, il s'agit de constituer un corpus de thèse représentatif de la diversité des situations rencontrées dans les musées. Ce corpus comprend 18 objets en bois — cercueils, statues, ouchebtis — datant du Moyen Empire à l'époque romaine (c. 2055 – 30 av. J.-C.).

Le deuxième objectif vise la caractérisation de la biodiversité microeucaryote présente sur les surfaces des objets , ainsi que celle présente dans l'air ambiant des musées.

Le troisième objectif est de nature analytique et interprétatif. Il s'agit de corréler la structure et la composition des communautés microeucaryotes identifiées avec l'ensemble des variables susceptibles d'influencer la colonisation : variables environnementales (température, humidité relative, mesurées in situ ou fournies par les services de conservation préventive), variables muséographiques (type de vitrine, système de climatisation, fréquentation, protocoles d'entretien), variables intrinsèques aux objets (essence de bois, présence de polychromie ou de résine noire, état de conservation macroscopique) et variables historiques (nature des interventions de restauration antérieures, produits utilisés — colles, résines, fixatifs —, date des dernières interventions).

Le quatrième objectif est expérimental. Il consiste à tester *in vitro* l'activité antifongique de trois huiles essentielles — myrrhe (*Commiphora myrrha*), cyprès (*Cupressus sempervirens*) et cannelle (*Cinnamomum cassia*) — contre les souches fongiques isolées à partir des collections, en particulier les espèces potentiellement lignivores (*Chaetomium* sp., *Trichoderma* sp., *Neurospora crassa*, *Paecilomyces* sp.).

4. Présentation de la démarche méthodologique

La démarche méthodologique adoptée dans cette thèse repose sur une approche comparative et intégrée, articulant des investigations de terrain, des analyses de laboratoire et des traitements expérimentaux. Elle s'organise selon cinq phases

principales qui se sont déroulées de manière séquentielle, mais avec des chevauchements temporels, certaines phases ayant débuté avant que les précédentes ne soient entièrement achevées.

La phase 1, consacrée à la sélection et à la documentation du corpus, s'est déroulée durant la première année de la thèse. Cette phase a débuté par une enquête approfondie au sein des bases de données en ligne des musées partenaires et par des échanges avec les conservateurs responsables des collections égyptiennes en bois. Le Département des Antiquités égyptiennes du musée du Louvre (Louvre, 2026), dont la collection comprend plus de 50 000 pièces, est apparu comme une source majeure de diversité typologique et chronologique. Des visites sur site au Louvre Paris, au Centre de Conservation de Liévin (CCL) et au Musée Auguste Rodin de Meudon ont permis d'examiner directement les objets potentiellement éligibles et de recueillir la documentation archivistique disponible (rapports de restauration, constats d'état, photographies historiques). Au Musée égyptien du Caire, la sélection a été guidée par l'observation visuelle d'éventuelles altérations de surface, en privilégiant des objets montrant des signes manifestes de dégradation tout en variant leur localisation.

La phase 2, consacrée à l'échantillonnage et aux analyses microbiologiques, couvrant ainsi une partie de la première année et l'essentiel de la deuxième année de thèse. Les prélèvements ont été réalisés selon des protocoles standardisés, inspirés des normes ISO 16000-19 (stratégie d'échantillonnage des moisissures) (ISO, 2012) et ISO 16000-18 (lignes directrices pour l'échantillonnage fongique de l'air intérieur) (ISO, 2011).

La phase 3 a été consacrée aux tests d'efficacité des huiles essentielles. Les souches fongiques testées (*Neurospora crassa*, *Trichoderma* sp., *Paecilomyces* sp.) ont été isolées à partir des prélèvements de surface effectués au Musée du Louvre, au Centre de Conservation de Liévin (CCL) et au Musée égyptien du Caire, puis cryoconservées à -80 °C après purification. Afin d'évaluer le potentiel antifongique des huiles essentielles de myrrhe (*Commiphora myrrha*), de cyprès (*Cupressus sempervirens*) et de cannelle (*Cinnamomum cassia*), un protocole expérimental a été mis en place pour tester leur efficacité dans le cadre d'une stratégie de conservation préventive. Ce protocole a consisté à exposer les souches fongiques, ensemencées sur milieu gélosé, aux vapeurs des huiles essentielles diffusées à différentes concentrations (5 %, 1 % et 0,5 % dans l'éthanol à 10 %), selon la méthode d'évaporation en espace confiné (microtubes placés dans des boîtes de Pétri scellées). L'objectif était d'évaluer la capacité de ces composés volatils à inhiber la croissance fongique à distance, simulant ainsi une application par fumigation en espace clos (vitrine, réserve, caisson de transport) pour la protection préventive des objets en bois ancien.

La phase 4 a été consacrée à l'intégration des données et à la modélisation. L'ensemble des données issues des différentes méthodes (culturales, métagénomiques, environnementales, historiques) a été rassemblé dans une base de données relationnelle construite sous Excel. Les analyses statistiques comprennent, d'une part, des analyses multivariées (analyse en composantes principales, ACP ; analyse en coordonnées principales, PCoA, basée sur la distance de Bray-Curtis ; et analyse permutationale de la

variance, PERMANOVA) pour visualiser et tester la structure des communautés eucaryotes en fonction des facteurs « musée », « état de surface » (dégradé / non dégradé / résine) et « présence de restaurations antérieures », et d'autre part, des tests de comparaison de diversité alpha (indices de Shannon, Chao1, Simpson). La méthode du tableau de bord de gestion (TBG) a été utilisée pour le suivi et l'évaluation des étapes du projet, permettant de comparer les objectifs fixés avec les réalisations effectives et d'identifier les écarts éventuels.

La structure de la thèse reflète cette démarche méthodologique. Après une introduction générale qui pose le contexte, la problématique, les objectifs et la démarche, **le chapitre 1** dresse un état de l'art approfondi sur le bois égyptien ancien (matériau, symbolisme, propriétés intrinsèques), sur les mécanismes de biodétérioration fongique (champignons lignivores, risque biologique en contexte muséal, méthodes d'analyse) et sur les stratégies de conservation préventive et curative, en mettant l'accent sur les limites des méthodes conventionnelles et les perspectives ouvertes par les moyens prophylactiques verts. **Le chapitre 2** détaille l'ensemble des matériels et méthodes employés : sites d'étude et sélection du corpus, stratégie d'échantillonnage (air et surface), analyses microbiologiques (culture, métagénomique ciblée gène codant l'ARN ribosomique 18S, microscopie électronique), et protocole d'évaluation des huiles essentielles. **Le chapitre 3** présente les résultats obtenus : caractérisation des environnements muséaux (conditions microclimatiques, typologie des vitrines), analyse de la colonisation fongique des objets (prélèvements aériens et de surface, résultats culturaux et métagénomiques), et les résultats de l'évaluation de l'efficacité antifongique des huiles essentielles. **Le chapitre 4** discute ces résultats à la lumière de la littérature, en interprétant les états écologiques observés, en analysant le rôle de l'environnement muséal comme facteur déterminant de l'écologie microbienne, en examinant les facteurs influençant la biodiversité fongique (essences de bois, résines, restaurations antérieures, pratiques d'entretien), en évaluant le risque de biodétérioration et l'intérêt d'une approche intégrée, et en discutant le potentiel des huiles essentielles comme alternative de biocontrôle. Enfin, **le chapitre 5** conclut l'étude en rappelant les principaux apports, en discutant les limites (taille du corpus, difficultés d'accès à certains objets, variabilité des conditions environnementales dans le temps) et en proposant des perspectives pour la recherche (approfondissement des analyses métagénomiques fonctionnelles, évaluation à plus long terme des traitements aux huiles essentielles (préventif et curatif), extension à d'autres collections et à d'autres types de matériaux) et pour la pratique conservatoire (intégration des protocoles développés dans les formations en conservation-restauration, en particulier les méthodes et techniques de dépoussiérage). Cela prend la forme d'une réflexion orientée vers une action concrète, qui peut s'avérer utile aux conservateurs et aux conservateurs de musées, responsables de la conservation préventive et curative des anciennes collections en bois.

CHAPITRE 1 :

ÉTAT DE L'ART : LE BOIS ANCIEN, DE SA DÉGRADATION À SA CONSERVATION

1.1 Le bois égyptien ancien : matériau, symbolisme et propriétés intrinsèques

1.1.1 Le bois dans l'Égypte ancienne : contextes d'utilisation et essences

Le bois est l'un des matériaux les plus utilisés dans l'Égypte ancienne. Contrairement à une idée répandue, la vallée du Nil n'a jamais été dépourvue d'arbres (Crivellaro et al., 2025), mais elle n'a jamais non plus été couverte de forêts denses comparables à celles d'Europe centrale ou d'Asie Mineure (Creasman, 2014). Les Égyptiens ont donc dû composer avec une disponibilité locale limitée en bois, tout en développant très tôt des réseaux d'importation de bois précieux en provenance du Proche-Orient, de Nubie et du bassin méditerranéen (Gale, Gasson, Hepper & Killen, 2000). Cette rareté relative conférait au bois une valeur symbolique et économique considérable, d'autant plus que son utilisation était étroitement associée aux pratiques funéraires et religieuses (*Idem*, 2000).

L'University College de Londres (UCL, 2002) a développé une base de données unique sur le bois de l'Égypte ancienne, qui présente une liste complète des essences ligneuses connues et utilisées à cette époque. Celles-ci y sont classées en trois groupes botaniques : **les dicotylédones** (bois feuillus tels que l'acacia, le sycomore, le tamaris et le perséa), **les monocotylédones** (palmier doum et palmier dattier) et **les gymnospermes** (conifères incluant le cèdre du Liban, le cyprès et le pin d'Alep). Pour chaque essence, la base de données fournit les caractéristiques botaniques, l'origine géographique, les usages attestés dans les artefacts de l'Égypte ancienne (mobilier, cercueils, arcs, stèles) ainsi que les propriétés du bois (dureté, durabilité, qualité).

Les essences ligneuses indigènes les plus couramment employées par les artisans égyptiens sont le sycomore (*Ficus sycomorus* L.), le tamaris (*Tamarix aphylla* (L.) H.Karst. ainsi que *Tamarix nilotica* (Ehrenb.) Bunge) et l'acacia (*Vachellia nilotica* (L.) P.J.H.Hurter & Mabb., anciennement *Acacia nilotica*) (Geweely et al., 2022). Le sycomore, en particulier, était vénéré comme un arbre sacré, associé à la déesse Hathor, « Dame du sycomore ». Son bois, de texture relativement tendre et de couleur jaune brunâtre, était largement utilisé pour la fabrication de cercueils, de statues et de mobilier (Gale, Gasson, Hepper & Killen, 2000). Le tamaris, plus dense et plus résistant, était privilégié pour les éléments structurels et les objets nécessitant une plus grande robustesse. L'acacia, dont le bois était réputé pour sa durabilité naturelle, entrait dans la composition de nombreux artefacts funéraires, notamment les cercueils de l'Ancien et du Moyen Empire (Emerit, Guichard, Amoros et Quiles, 2017).

Au fil des dynasties, l'importation de bois de haute qualité s'intensifia. Le cèdre du Liban (*Cedrus libani* A.Rich.) était particulièrement prisé pour sa résistance à la pourriture, son

parfum caractéristique et sa symbolique associée à la pureté et à l'éternité (Arbuckle MacLeod, 2024). Dès l'Ancien Empire, les expéditions navales vers Byblos (actuel Liban) rapportaient des cargaisons de cèdre, de pin d'Alep (*Pinus halepensis* Mill.) et de cyprès (*Cupressus sempervirens* L.) (Meiggs, 1982). À l'époque ptolémaïque et romaine, le commerce du bois s'étendit encore davantage, avec l'introduction d'essences telles que le chêne (*Quercus* sp.), l'érable (*Acer* sp.) et le frêne (*Fraxinus* sp.) (Gale, Gasson, Hepper & Killen, 2000).

La rareté du bois de grande dimension contraignait les artisans à des pratiques d'assemblage sophistiquées. Les cercueils de l'Égypte ancienne sont ainsi fréquemment constitués de multiples planches de faible largeur, assemblées par tenons et mortaises, chevilles en bois ou en bronze, et parfois renforcées par des entoilages et des enduits de préparation (Muranne, Ikram and Dodson, 2000). Ces techniques, remarquables par leur ingéniosité, témoignent d'une connaissance approfondie des propriétés mécaniques du bois et d'une capacité à pallier les contraintes imposées par la matière première (Abdallah, 2025).

La fonction première de ces objets en bois était funéraire. Les cercueils, sarcophages, statues funéraires (ouchebtis), maquettes de barques et mobilier d'accompagnement étaient conçus pour assurer la pérennité du défunt dans l'au-delà (Dodson, 2015). Le bois, matériau périssable par excellence, se trouvait ainsi métamorphosé par l'acte artisanal — sculpture, polychromie, dorure — en support de l'éternité. Les textes des sarcophages et le Livre des Morts, inscrits sur les parois internes et externes des cercueils, conféraient à ces objets une dimension rituelle qui dépassait de loin leur simple fonction utilitaire (Taylor et Vandenbeusch, 2018).

1.1.2 Structure et composition macromoléculaire du bois

Pour comprendre les mécanismes de biodétérioration du bois ancien, il est indispensable de connaître sa structure et sa composition chimique. Le bois est un matériau composite naturel, hiérarchiquement organisé, dont les propriétés mécaniques et la durabilité dépendent de l'agencement spatial de ses constituants macromoléculaires (Norani, 2023).

Au niveau anatomique, le bois est composé de cellules allongées — les fibres, les vaisseaux (chez les feuillus) et les trachéides (chez les résineux) — dont les parois sont constituées de trois couches principales (lamelle moyenne, paroi primaire, paroi secondaire). La paroi secondaire, la plus épaisse, est elle-même subdivisée en trois strates (S1, S2, S3) caractérisées par des orientations différentes des microfibrilles de cellulose (Zhang, Xun, Li Li, and Xu., 2022) **(Figure 1)**.

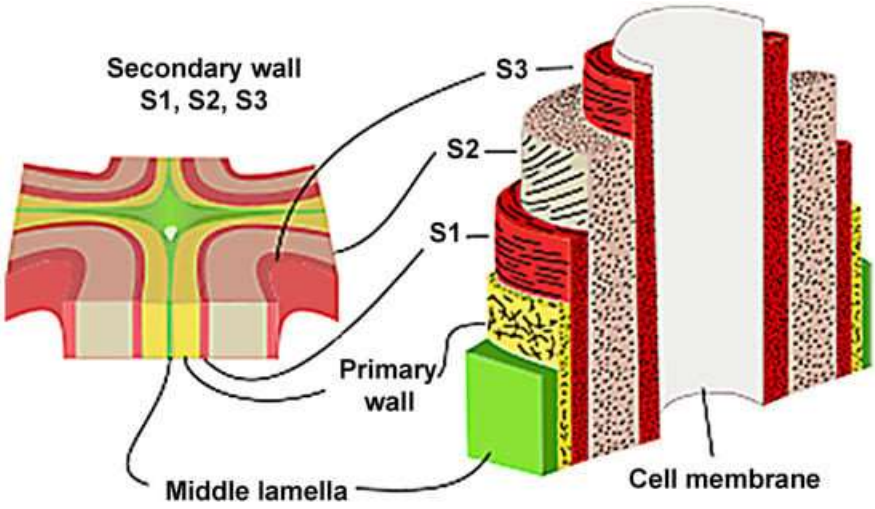


Figure 1- Structure en couches de la paroi cellulaire du bois (lamelle moyenne, paroi primaire, parois secondaires S1, S2 et S3).

**Source : Zhang, X., Li, L. & Xu, F. (2022). Caractéristiques chimiques de la paroi cellulaire du bois, notamment son ultrastructure : une mini-synthèse. Forests, 13(3), 439.* https://doi.org/10.3390/f13030439 *(accès libre)*

Cette organisation anisotrope confère au bois ses propriétés directionnelles : résistance élevée dans l'axe longitudinal, moindre résistance dans les directions radiale et tangentielle (Alén, 2000).

Du point de vue chimique, le bois est composé de trois polymères majoritaires — la cellulose, les hémicelluloses et la lignine — auxquels s'ajoutent des composés extractibles (tanins, résines, huiles essentielles, cires) et des composés minéraux (Traoré et Cortizas, 2023).

La cellulose (40-50 % de la masse sèche du bois) est un homopolymère linéaire de β-D-glucopyranose liés par des liaisons β(1→4). Ces chaînes glycaniques s'associent par liaisons hydrogène pour former des microfibrilles dont la structure cristalline (zones cristallines et amorphes) confère au bois sa résistance en traction (Rowell, 2012). La cellulose est la cible privilégiée des champignons de pourriture brune et de pourriture molle, qui sécrètent des cellulases capables d'hydrolyser les liaisons glycosidiques (Zhang, Xun, Li Li, and Xu., 2022). La cellulose est la cible privilégiée des champignons de pourriture brune et de pourriture molle. Pour les champignons de pourriture brune, la dégradation repose sur un mécanisme en deux étapes : d'abord un prétraitement oxydatif non-enzymatique via la réaction de Fenton (générant des radicaux hydroxyles qui dépolymérisent la cellulose par attaque des liaisons glycosidiques), suivi d'une hydrolyse enzymatique par des cellulases. Cette stratégie particulière compense leur faible capacité à dégrader la lignine, qui constitue une barrière physique à l'accès à la cellulose (Blanchette, 2016 ; Martinez et al., 2005).

Les hémicelluloses (20-30 % de la masse sèche) sont des hétéropolymères ramifiés composés de divers sucres (xylose, mannose, galactose, glucose, arabinose) et d'acides uroniques. Contrairement à la cellulose, les hémicelluloses sont amorphes, solubles en milieu alcalin et plus facilement hydrolysables. Elles jouent un rôle de matrice en liant les microfibrilles de cellulose entre elles et en facilitant les interactions avec la lignine (Flyen et Thuestad, 2023).

La lignine, qui représente environ 20 à 30 % de la masse sèche du bois, constitue un polymère tridimensionnel complexe issu de la polymérisation radicalaire de trois alcools phénylpropanoïques : les alcools p-coumarylique, coniférylique et sinapylique. Selon Blanchette (2000) et Martínez et al. (2005), ce réseau aromatique tridimensionnel est fondamental, car il confère au bois sa rigidité, son hydrophobie et sa résistance à la dégradation biologique. Ces auteurs soulignent que seuls les champignons de pourriture blanche et certains champignons de pourriture molle possèdent l'arsenal enzymatique nécessaire à la dégradation de la lignine, notamment les lignine peroxydases, les manganèse peroxydases et les laccases.

Par ailleurs, les composés extractibles, qui représentent entre 1 et 10 % de la masse sèche selon les essences, sont des molécules de faible poids moléculaire solubles dans les solvants organiques. Traoré et Cortizas (2023) ont montré que ces composés incluent des tanins, des flavonoïdes, des terpènes, des résines, des huiles essentielles et des composés phénoliques. Ces auteurs ont également confirmé que certains de ces extractibles possèdent des propriétés antifongiques naturelles, contribuant ainsi à la durabilité intrinsèque de certaines essences ligneuses, comme le cèdre.

1.1.3 Spécificités du bois ancien : altération abiotique et biodisponibilité

Le bois archéologique diffère considérablement du bois frais ou du bois récemment séché (Wang et al., 2022). Au cours des siècles, voire des millénaires, d'enfouissement dans des conditions environnementales variables — sécheresse du désert, saturation en eau dans les tombes inondées, variations de température et d'humidité —, le bois subit des altérations abiotiques profondes qui modifient sa structure chimique et physique, le rendant à la fois plus vulnérable et plus réceptif aux attaques biologiques (Blanchette, 2000 ; Ibrahim et al., 2025).

L'altération abiotique la plus courante est la dégradation hydrolytique des polysaccharides. En milieu humide, l'hydrolyse acide ou alcaline clive les liaisons glycosidiques de la cellulose et des hémicelluloses, provoquant une diminution du degré de polymérisation et une perte de résistance mécanique. Les hémicelluloses, plus labiles, sont généralement plus affectées que la cellulose (Gutarowska et al., 2025). Cette dégradation hydrolytique est souvent associée à l'oxydation, qui produit des groupements carboxyle et carbonyle dans les chaînes glycaniques (Konsa, Tirrul et Herrmann, 2014).

La lignine, en revanche, est relativement stable en conditions abiotiques, sauf en présence de radicaux libres ou de rayonnement ultraviolet. Cette stabilité différentielle explique que le bois archéologique soit souvent enrichi en lignine par rapport au bois frais, les polysaccharides ayant été préférentiellement dégradés (Blanchette, 2000).

Björdal (2012) a mis en évidence un phénomène spécifique au bois archéologique, à savoir “la biodisponibilité“. Selon cet auteur, la dégradation hydrolytique des polysaccharides crée des sites d'attaque privilégiés pour les enzymes microbiennes, tandis que la perte de l'intégrité de la paroi cellulaire expose des substrats normalement inaccessibles. Björdal (2012) souligne ainsi que le bois archéologique, bien qu'apparemment stable dans des conditions de conservation appropriées, constitue un substrat potentiellement très vulnérable dès lors que les conditions environnementales deviennent favorables à l'activité microbienne.

En ce qui concerne le bois ancien issu des tombes égyptiennes, conservé dans des conditions hyperarides, Afifi et al. (2023) ont montré qu'il présente des spécificités particulières. Les auteurs expliquent que la très faible humidité relative, souvent inférieure à 30 %, a permis une préservation exceptionnelle des polysaccharides. Cependant, ils précisent que ce bois n'en est pas moins devenu extrêmement sec, cassant et sensible aux variations hygrométriques. Par ailleurs, Abdel-Azeem et al. (2019) ont confirmé que la présence de résines d'embaumement, de pigments et d'enduits peut partiellement protéger la surface tout en créant des microenvironnements complexes où se développent des communautés microbiennes spécifiques. En étudiant des objets en bois provenant du site d'Abydos (Égypte), ces auteurs ont isolé et identifié, par approches culturales et séquençage de l'ITS, des champignons appartenant aux genres *Aspergillus*, *Chaetomium*, *Cladosporium*, *Fusarium*, *Penicillium*, *Stemphylium*, *Talaromyces* et *Trichoderma*, dont plusieurs sont reconnus pour leur potentiel lignivore ou cellulolytique.

1.2 La colonisation fongique du bois ancien

1.2.1 Les champignons lignivores

Les champignons lignivores constituent un groupe écologique hétérogène, rassemblant des espèces appartenant principalement aux divisions des Basidiomycota et des Ascomycota (Klaassen, Van ’t Oor, Kloppenburg et Huisman, 2023). Ils se distinguent par leur capacité à dégrader les polymères structuraux du bois — cellulose, hémicelluloses et lignine — grâce à la sécrétion d’enzymes hydrolytiques et oxydatives extracellulaires (Isola et al., 2024). Traditionnellement, on distingue trois types principaux de pourriture du bois, en fonction des altérations macroscopiques et microscopiques observées.

La **pourriture brune (brown rot)** est causée presque exclusivement par des Basidiomycètes, principalement des Polyporales. Elle se caractérise par une dégradation préférentielle de la cellulose et des hémicelluloses, tandis que la lignine est seulement partiellement modifiée (notamment par déméthoxylation, c'est-à-dire l'élimination des groupements méthoxy, et oxydation) mais globalement conservée (Goodell, 2003). Le bois prend alors une coloration brune caractéristique, se fissure en cubes (d’où l’appellation « cubique ») et perd massivement sa résistance mécanique (Blanchette, 2000). Parmi les agents de pourriture brune les plus connus figurent *Serpula lacrymans* (Wulfen) J.Schröt., responsable du mérule des maisons, *Gloeophyllum*

trabeum (Pers.) Murrill et *Postia placenta* (Fr.) M.J.Larsen & Lombard (Barboux, 2021). Ces champignons sont particulièrement redoutés dans les collections muséales en raison de leur capacité à dégrader rapidement le bois même à des humidités relatives modérées (environ 70-80 %) (Slimen et al. 2020, Barboux, Bousta et Di-Martino, 2021). D'après la figure 2, l'analyse d'une statue en bois de l'Ancien Empire égyptien (vers 2340 av. J.-C.) provenant de Saqqara révèle une attaque par un champignon de pourriture brune, ayant sévèrement dégradé les parois cellulaires du bois dans la tombe avant l'excavation et rendu ce dernier extrêmement fragile. La dégradation préférentielle de la cellulose et des hémicelluloses par le champignon a conduit à une perte de cohésion du bois, qui se fracture alors selon un motif cubique caractéristique et peut être réduit en une poudre fine par simple pression (Blanchette, 2016).

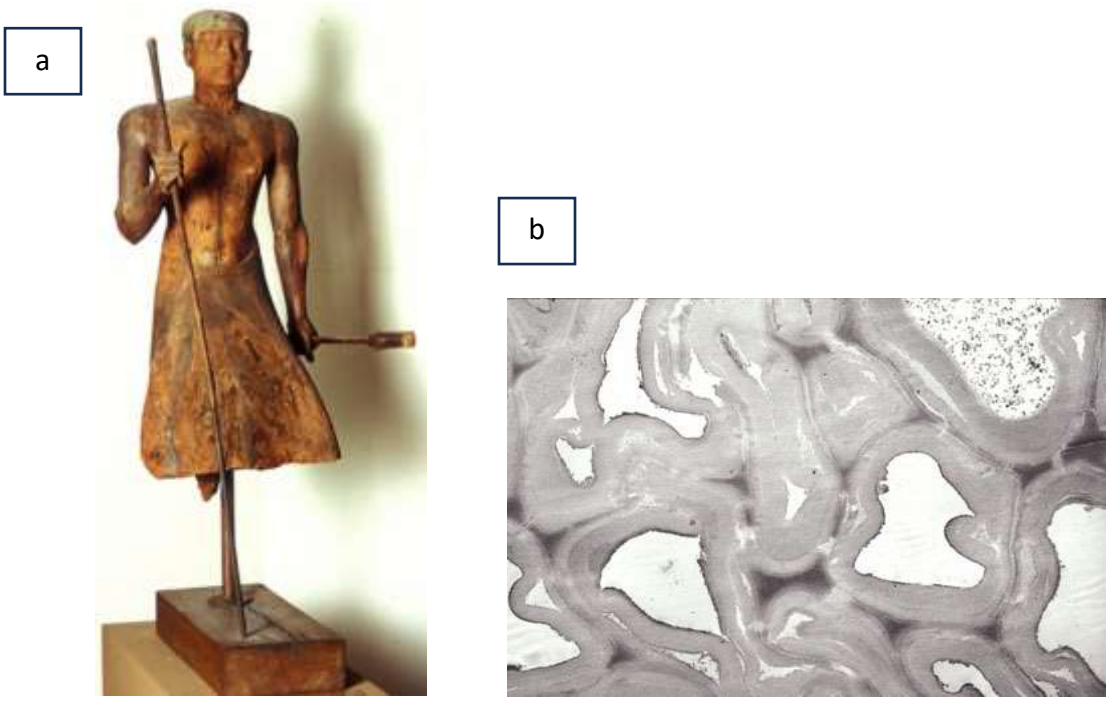


Figure 2. Altération fongique d'une statue en bois de l'Ancien Empire égyptien**.** (a) Statue en bois datant d'environ 2340 av. J.-C., découverte dans une tombe à Saqqara et actuellement conservée au Metropolitan Museum of Art de New York (cliché fourni par le musée). (b) Micrographie électronique à balayage montrant des parois cellulaires sévèrement dégradées par un champignon de pourriture brune.

Source: Blanchette, R.A. (2016). Deterioration in Historic and Archaeological Wood. Forest Pathology and Wood Microbiology Research Laboratory, Department of Plant Pathology, University of Minnesota. https://forestpathology.cfans.umn.edu/research-projects/historic-archaeological-wood *(accès libre)*

La **pourriture blanche** (white rot) est également causée par des Basidiomycètes, mais contrairement à la pourriture brune, elle dégrade simultanément la lignine et les polysaccharides (Blanchette, Held, Chemello, et Mardikian, 2025). Le bois prend alors

une teinte blanchâtre, devient filandreux et perd progressivement sa cohésion. Les champignons de pourriture blanche sont les seuls microorganismes capables de minéraliser complètement la lignine en CO_2, grâce à un arsenal enzymatique comprenant des lignine peroxydases (LiP), des manganèse peroxydases (MnP) et des laccases (Martínez et al., 2005). Des espèces telles que *Phanerochaete chrysosporium* Burdsall, *Trametes versicolor* (L.) Lloyd et *Pleurotus ostreatus* (Jacq.) P.Kumm. appartiennent à cette catégorie et sont en outre des modèles d'étude pour la bioremédiation et la dégradation de polluants organiques (Miyauchi et al., 2020).

La **pourriture molle** (soft rot) est causée par des Ascomycètes et des Deutéromycètes. Elle se développe généralement dans des conditions d'humidité élevée (saturation ou quasi-saturation) et attaque préférentiellement la cellulose des parois secondaires. On distingue deux types : la pourriture molle de type I, caractérisée par la formation de cavités à l'intérieur des parois secondaires, et la pourriture molle de type II, qui provoque une érosion progressive de la paroi de l'intérieur vers l'extérieur (Blanchette, 2000). Les genres les plus fréquemment associés à la pourriture molle sont *Chaetomium*, *Humicola* et *Paecilomyces* (Geweely, 2023). Ces champignons sont particulièrement importants dans les contextes archéologiques, où le bois peut rester saturé en eau pendant des siècles (Pedersen et al., 2020). La figure 3 montre le cas du cuirassé USS Cairo (guerre civile américaine), dont les bois de la coque présentent une érosion et une fissuration importantes ; si une pourriture blanche a été observée dans certaines parties, des champignons de pourriture molle ont également été identifiés dans plusieurs éléments de la coque, contribuant à la dégradation extensive du navire.



Figure 3. Le cuirassé USS Cairo**.** (A) Vue du USS Cairo exposé sous un abri de protection au Vicksburg National Military Park à Vicksburg, Mississippi. (B, C) Les bois de la coque présentent une érosion et une dégradation importantes, avec de larges fissures visibles. (D) Une pourriture blanche a été observée dans certains bois, où la dégradation extensive a entraîné la destruction de la plupart des cellules, à l'exception des cellules parenchymateuses des rayons médullaires qui ont résisté à la dégradation. (E) Des champignons de pourriture molle ont également été identifiés dans certains éléments de la coque.

Source: Blanchette, R.A., Held, B.W., Chemello, C. & Mardikian, P. (2025). Evaluation of Wood Decay and Identification of Fungi Found in the USS Cairo, a Historic American Civil War Ironclad Gunboat. Journal of Fungi, 11(10), 732. https://doi.org/10.3390/jof11100732 *(accès libre)*

À ces trois types classiques s'ajoutent les champignons de surface ou moisissures, qui ne dégradent pas profondément la structure du bois, mais altèrent son apparence esthétique par la production de pigments et de taches. Les genres *Penicillium*, *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Trichoderma* et *Alternaria* sont omniprésents dans les environnements intérieurs et constituent les premiers colonisateurs des surfaces en bois (Sterflinger & Piñar, 2013). Bien que généralement considérés comme des contaminants mineurs, certaines espèces de *Penicillium* et

d'*Aspergillus* peuvent produire des acides organiques et des enzymes qui, à long terme, fragilisent le bois et les polychromies associées (Gutarowska et al., 2025).

Une attention particulière doit être portée aux champignons dits « xérophiles », capables de se développer à faible activité de l'eau (aw < 0,85). Des genres comme *Eurotium*, *Wallemia* et *Xeromyces* sont adaptés aux environnements secs et peuvent coloniser le bois dans des conditions d'humidité relative aussi basses que 65-70 % (Bastholm et al., 2024). Leur capacité à survivre et à se développer dans des musées apparemment bien contrôlés en fait des menaces silencieuses pour les collections (Geweely, 2023).

1.2.2 Le risque biologique dans les collections muséales en bois

Les collections muséales en bois sont exposées à un risque biologique permanent, dont l'intensité dépend de l'interaction complexe entre les facteurs environnementaux, les propriétés intrinsèques du substrat bois et l'histoire de l'objet (restaurations antérieures, traitements appliqués). Ce risque est rarement uniforme au sein d'une même institution et peut varier considérablement entre les salles d'exposition, les réserves et les vitrines (Sterflinger & Piñar, 2013).

Le facteur environnemental le plus critique pour le développement fongique est l'humidité relative (HR). La plupart des champignons lignivores nécessitent une HR supérieure à 80 % pour une croissance active, mais certaines espèces xérophiles peuvent germer et se développer à des HR aussi basses que 65-70 % (Bastholm et al., 2024). Plus que la valeur moyenne de HR, ce sont les fluctuations et les condensations locales qui sont les plus dangereuses, car elles créent des microclimats propices à la germination des spores. Les vitrines non ventilées, les zones proches des murs extérieurs, les combles et les sous-sols sont des points sensibles (Konsa, Tirrul et Herrmann, 2014).

La température joue un rôle modulateur : elle agit sur la cinétique des réactions enzymatiques et sur la vitesse de croissance mycélienne. La plupart des champignons du bois ont un optimum thermique de croissance compris entre 20 et 30 °C, mais certaines espèces psychrotolérantes peuvent se développer à des températures aussi basses que 5 °C (Schmidt, 2006). Dans les musées, les variations saisonnières de température peuvent donc favoriser l'activité fongique même en l'absence de pics d'humidité marqués (Bastholm et al., 2024).

La qualité de l'air, et en particulier la concentration de spores fongiques en suspension, détermine le potentiel d'inoculation des surfaces. Les systèmes de ventilation et de climatisation, s'ils ne sont pas correctement filtrés et entretenus, peuvent devenir des réservoirs et des vecteurs de contamination (Albertini et al., 2024). Les travaux de maintenance, les chantiers de restauration et la fréquentation du public contribuent également à la remise en suspension des spores (Pasquarella et al., 2015).

Au-delà des facteurs environnementaux, l'état de conservation de l'objet lui-même conditionne sa vulnérabilité. Le bois archéologique, dont les polysaccharides sont partiellement hydrolysés, est plus accessible aux enzymes fongiques que le bois sain

(Ruga, Orlandi et Fornaciari, 2019). Les fissures, les éclats et les zones d'usure créent des micro-niches protégées où l'humidité peut s'accumuler et où les spores peuvent germer à l'abri des nettoyages de surface. Les résidus organiques — colles animales, résines, pigments organiques, cires — constituent des sources supplémentaires de nutriments pour les champignons (Madsen, Frederiksen, et Árnadóttir, 2025).

Les interventions de restauration antérieures peuvent également influencer le risque biologique, de manière positive ou négative. L'application de consolidants synthétiques (polyacétate de vinyle, résines acryliques) peut, en vieillissant, libérer des composés organiques assimilables par les champignons (Doménech-Carbó et al., 2007). À l'inverse, certains traitements traditionnels — cires, huiles essentielles — peuvent avoir un effet protecteur temporaire. L'absence de documentation sur les produits utilisés et les techniques employées constitue un obstacle majeur à l'évaluation rétrospective du risque biologique (Cappitelli, Zanardini and Sorlini, 2004).

1.2.3 Méthodes d'analyse de la bio-détérioration fongique du bois ancien

L'évaluation de la bio-détérioration fongique des collections en bois repose sur un éventail de méthodes complémentaires. Aucune méthode unique ne permet une évaluation exhaustive : c'est leur combinaison qui fournit une image fidèle de l'état de l'objet et des risques encourus (Sterflinger & Piñar, 2013 ; Gadd, Fomina & Pinzari, 2024). La littérature récente distingue trois grandes catégories d'approches : (i) les méthodes d'observation et d'imagerie, qui permettent la visualisation directe des champignons et des altérations structurales ; (ii) les méthodes de culture et d'identification phénotypique ou moléculaire des communautés fongiques ; et (iii) les méthodes d'analyse physicochimique, qui caractérisent les modifications chimiques du bois induites par l'activité fongique. À ces approches s'ajoutent des méthodes émergentes fondées sur la détection de composés organiques volatils (COV) ou sur les analyses méta-omiques.

1.2.3.1 Méthodes d'observation et d'imagerie

Cette catégorie regroupe l'ensemble des techniques permettant la visualisation des champignons et des altérations du bois à différentes échelles, de l'œil nu à l'échelle nanométrique.

1.2.3.1.1 Observations macroscopiques et colorimétrie

L'observation macroscopique, réalisée à l'œil nu ou à la loupe binoculaire (grossissements ×5 à ×50), constitue la première étape du diagnostic. Elle permet de détecter des signes visuels de colonisation fongique : taches colorées, efflorescences poudreuses, présence de mycélium à la surface, déformations du bois (fissuration, cubage), altérations de la polychromie (soulèvements, écaillage) (Besserer, Rose & Deveau, 2023). Bien que rapide et non invasive, cette approche ne permet pas d'identifier les espèces fongiques en cause, ni de détecter une colonisation interne non visible en surface (Schmidt, 2006).

La colorimétrie s'est imposée comme un outil complémentaire non destructif. Cette technique mesure les changements de couleur du bois dans le système CIE L*a*b, où les

variations des paramètres ΔL (luminosité), Δa* (axe rouge-vert) et Δb* (axe jaune-bleu) renseignent sur l'altération pigmentaire induite par les métabolites fongiques (Verma et al., 2008). El-Gamal et al. (2016, 2022) ont démontré l'utilité des indices de blancheur (WI) et de jaunissement (YI) pour évaluer l'efficacité des fongicides sur le bois archéologique.

1.2.3.1.2 Microscopies optique et électronique

La microscopie optique (MO) sur prélèvements de surface ou sur coupes histologiques permet d'observer la morphologie des hyphes et des structures reproductrices (conidiophores, spores). Besserer, Rose & Deveau (2023) ont souligné l'importance des techniques de préparation — inclusion en paraffine ou résine, congélation — pour préserver l'intégrité des échantillons dégradés. Les colorations histologiques spécifiques améliorent la détection : le bleu de lactophénol, le bleu d'aniline ou le bleu astra mettent en évidence les hyphes fongiques (Guardiola-Márquez et al., 2023).

La microscopie électronique à balayage (MEB) offre une résolution beaucoup plus élevée (jusqu'à quelques nanomètres) et permet de visualiser les détails de surface des hyphes et des spores, ainsi que les altérations de la paroi cellulaire du bois. Daniel (2016) a souligné sa valeur pour le patrimoine culturel, car les informations sur les caractéristiques uniques des différents types de bois dégradés sont cruciales pour planifier les procédures de conservation. Afifi et al. (2023) ont observé la pénétration directe des hyphes d'*Aspergillus niger* dans le bois de pin, dans leur diagnostic d'un stuc soutenu par un panneau de bois modelé d'après le mausolée du sultan al-Ashraf Qaytbay, en Égypte.



Figure 4. Flux de travail expérimental pour l'étude de la colonisation fongique du bois. Le schéma illustre les principales étapes, de la préparation des échantillons à leur observation microscopique. Le protocole comprend (1) des essais *in vitro* en conditions aseptiques (boîtes de Petri, autoclave, enceinte de culture climatisée), (2) la préparation des échantillons par microtomie (microtome à glissière), ainsi que (3) les étapes de marquage et d'observation. Les techniques d'imagerie mobilisées incluent la microscopie optique en champ large, la microscopie à

fluorescence et la microscopie électronique à balayage (MEB), cette dernière nécessitant un système de métallisation ainsi qu'une cryo-navette (dispositif de transfert cryogénique) pour la MEB-FEG, permettant l'observation d'échantillons hydratés sans formation de cristaux de glace. Les consommables utilisés comprennent des joints toriques, boîtes de Petri, flacons Schott ou Erlenmeyer, scalpels, pinces, pointes de pipettes, tubes Eppendorf, ainsi que des lames et lamelles de microscopie.

Source : Adapté de Besserer, Rose & Deveau (2023). https://hal.inrae.fr/hal-03980172v1/document *(accès libre)*

1.2.3.1.3 Techniques d'imagerie avancées (fluorescence, rayons X, térahertz, thermographie)

La microscopie à épifluorescence repose sur l'utilisation de marqueurs fluorescents spécifiques qui se lient sélectivement aux composants fongiques (parois cellulaires, acides nucléiques) ou aux polymères du bois, permettant ainsi de visualiser la colonisation microbienne et les modifications structurelles au niveau cellulaire (Maceda et Terrazas, 2022). Cette technique présente l'avantage d'une sensibilité élevée et d'une bonne résolution spatiale, tout en permettant l'observation d'échantillons relativement épais (jusqu'à plusieurs dizaines de micromètres) (Besserer, Rose et Deveau, 2023).

Les colorants auto-fluorescents comme la safranine O marquent la lignine, tandis qu'un second colorant fluorescent comme le calcofluor blanc (qui se lie spécifiquement à la chitine des parois fongiques) ou le bleu d'aniline permet de visualiser simultanément les hyphes fongiques et l'état des parois cellulaires du bois (Guardiola-Márquez et al., 2023). Benítez et al. (2021) ont utilisé la microscopie à épifluorescence pour étudier l'influence de l'humidité initiale du bois sur la pourriture par *Gloeophyllum trabeum* (pourriture brune) et *Laetiporus sulphureus* (pourriture blanche). Leurs observations ont révélé une évolution progressive de la coloration du bois (d'orange intense à jaune) sous l'action fongique, corrélée à la dégradation de la paroi cellulaire.

Les limites de la microscopie à épifluorescence incluent le phénomène de photoblanchiment (diminution rapide de l'intensité de fluorescence sous exposition prolongée à la lumière d'excitation), la nécessité d'une préparation des échantillons (fixation, coupe, coloration), et la difficulté d'observer des échantillons de grande épaisseur en raison de la diffusion de la lumière (ONI, 2022). La microscopie confocale à balayage laser (CLSM) permet de surmonter certaines de ces limitations en éliminant la lumière hors foyer et en permettant la reconstruction tridimensionnelle d'échantillons épais (Besserer, Rose et Deveau, 2023).

La tomographie aux rayons X, et en particulier la micro-tomographie synchrotron (SR-µCT), permet une visualisation tridimensionnelle non destructive du bois et des champignons lignivores. Cette technique repose sur l'absorption différentielle des rayons X par les différents constituants du bois et du mycélium, permettant de reconstruire des volumes tridimensionnels à des résolutions submicroniques (jusqu'à 0,5 µm) (Dierickx et al., 2024).

Gilani et al. (2014) ont analysé les modifications de densité du bois d'épicéa (*Picea abies*) et de sycomore (*Acer pseudoplatanus*) après exposition à *Physisporinus vitreus* et *Xylaria longipes*. Leurs travaux ont permis de visualiser les réseaux d'hyphes tridimensionnels à l'intérieur des lumens cellulaires et de quantifier la perte de matière ligneuse avec une grande précision. Van den Bulcke et al. (2009) ont démontré l'utilité de la tomodensitométrie aux rayons X pour détecter la masse fongique de *Coriolus versicolor* (syn. *Trametes versicolor*) sur et dans les échantillons de bois, avec une sensibilité permettant de discriminer les zones colonisées des zones saines sur la base des variations de densité.

Cependant, l'étude quantitative des modifications microscopiques reste difficile en raison de la densité similaire des champignons et du bois (les deux étant principalement composés de matière organique), ainsi que de la taille microscopique des hyphes (2-5 µm de diamètre) qui approche la limite de résolution des systèmes de micro-tomographie conventionnels (Dierickx et al., 2024). L'utilisation de colorants contrastants (iodure de potassium, acide phosphotungstique) peut améliorer la visualisation des hyphes, mais ces traitements sont généralement incompatibles avec l'analyse non destructive d'objets patrimoniaux (Seibold et al., 2022). Malgré ces limitations, la SR-µCT reste un outil puissant pour l'étude des mécanismes de dégradation fongique à l'échelle cellulaire, particulièrement lorsqu'elle est couplée à d'autres techniques d'imagerie (Dierickx et al., 2024).

L'imagerie térahertz (THz) est une technologie émergente située entre les micro-ondes et l'infrarouge (fréquences de 0,1 à 10 THz, longueurs d'onde de 30 µm à 3 mm). Cette technique présente l'avantage unique de pénétrer certains matériaux opaques dans le visible et l'infrarouge — dont le bois — tout en étant sensible aux modifications structurelles et chimiques induites par l'activité fongique (Krügener et al., 2019).

Krügener et al. (2019) ont comparé le rayonnement THz à l'examen microscopique pour mesurer la croissance de *Trametes versicolor* sur des échantillons de hêtre (*Fagus sylvatica*) et de pin sylvestre (*Pinus sylvestris*). Leurs résultats ont démontré une forte corrélation ($R^2 > 0,9$) entre les paramètres extraits des mesures THz (atténuation, indice de réfraction) et les images microscopiques de colonisation fongique, validant ainsi le potentiel de cette technique pour un suivi non destructif. Cette technique reste toutefois en développement et nécessite des recherches complémentaires pour son application en routine dans le domaine du patrimoine culturel (Coquillat, 2019). Les principaux défis incluent le coût élevé des équipements, la complexité de l'interprétation des données, et la sensibilité aux variations d'humidité ambiante qui peuvent masquer le signal dû à l'activité fongique. Néanmoins, le développement récent de systèmes THz portables ouvre des perspectives prometteuses pour l'inspection in situ des collections (Krügener et al., 2019).

La thermographie infrarouge (IRT) est une technique non destructive et sans contact qui détecte les variations de température induites par l'activité fongique à la surface des matériaux. Elle repose sur l'émission de rayonnement infrarouge (8-14 µm) proportionnelle à la température de surface, selon la loi de Planck (Vollmer & Möllmann,

2010). Cette technique permet de cartographier rapidement de grandes surfaces et d'identifier des zones d'anomalie thermique potentiellement associées à une colonisation microbienne.

Pitarma, Crisóstomo et Pereira (2019) ont évalué le potentiel de la thermographie infrarouge pour détecter les dommages du bois de pin maritime (*Pinus pinaster*) colonisé par des champignons lignivores. Leurs résultats ont confirmé l'utilité de cette technique pour identifier cavités et fissures causées par des agents fongiques, avec une bonne corrélation entre les anomalies thermiques et les altérations visibles après démontage. Sioma et Lenty (2023) ont appliqué la thermographie active à l'inspection de charpentes historiques en bois, démontrant la capacité à détecter des foyers de pourriture interne non visibles en surface.

Les limites de la thermographie infrarouge incluent une sensibilité modérée (les variations de température associées à une colonisation fongique précoce sont souvent inférieures à 1°C), la nécessité de conditions environnementales contrôlées (absence de courants d'air, température ambiante stable), et l'impossibilité de discriminer entre les différentes causes d'anomalies thermiques (humidité, dégradation mécanique, présence d'insectes) (Vollmer & Möllmann, 2018). L'utilisation de caméras infrarouges à haute résolution (sensibilité < 0,05°C) et le développement de méthodes d'analyse d'image avancées (détection de contours, segmentation automatique) améliorent progressivement la fiabilité de cette technique (Garrido et al., 2022).

1.2.3.2 Méthodes d'isolement et d'identification des communautés fongiques

Cette catégorie rassemble les techniques qui visent à identifier les espèces fongiques présentes, qu'elles reposent sur la culture (approche cultura-dépendante de la culture) ou sur l'analyse directe de l'ADN (approche indépendante de la culture).

1.2.3.2.1 Méthodes culturales

Les méthodes culturales constituent l'approche historique la plus répandue pour l'étude des communautés fongiques associées au bois. Elles consistent à prélever des échantillons — par écouvillonnage de surface, prélèvement de fragments ou exposition d'air — et à les ensemencer sur des milieux gélosés sélectifs. Les milieux les plus couramment utilisés sont la gélose à l'extrait de malt (MEA) pour la croissance d'un large panel de champignons, la gélose au dichloran-glycérol (DG18) pour les espèces xérophiles adaptées aux faibles activités de l'eau, et la gélose dextrosée à la pomme de terre (PDA) (Samson, Hoekstra & van Oorschot, 1981 ; Isola et al., 2024). Le choix du milieu joue un rôle primordial dans l'efficacité des résultats (Ma, Zhang & Liu, 2020). Les milieux naturels (farine de maïs, germe de blé, gruau d'avoine) sont faciles à préparer mais de composition exacte inconnue, tandis que les milieux synthétiques (Czapek-Dox, glucose-asparagine) permettent une reproduction précise des expériences (Basu et al., 2015). Récemment, Schwarze et al. (2022) ont démontré que la cellulose microfibrillée (MFC) peut servir de milieu de croissance économique pour les champignons de pourriture du bois, mimant plus fidèlement les conditions naturelles.

Après ensemencement, l'incubation à 25-28°C pendant 5 à 14 jours permet le développement des colonies, qui sont ensuite dénombrées — les résultats étant exprimés en unité formant colonie par unité de volume (UFC/m³) pour l'air ou de surface (UFC/cm²) pour le bois — et identifiées morphologiquement (Poohphajai et al., 2023). Les méthodes culturales présentent plusieurs avantages : un coût relativement faible, une absence d'équipement sophistiqué, l'obtention de souches vivantes pour des études ultérieures (tests de résistance aux fongicides, caractérisation enzymatique, analyses moléculaires), et l'évaluation directe de la viabilité des spores et des hyphes. Elles permettent également de quantifier la charge fongique viable, un indicateur important du risque de bio-détérioration active (Isola et al., 2024).

Cependant, leurs limites sont importantes. Seules les espèces cultivables sont détectées, et l'on estime que moins de 10 % de la diversité fongique totale est accessible par les méthodes culturales standards dans les environnements intérieurs (Edet et al., 2017). L'identification morphologique est longue, requiert une expertise mycologique approfondie, et peut être subjective, notamment pour les espèces cryptiques ou les champignons qui ne sporulent pas (Pastorelli et al., 2021). De plus, environ 46 % des études utilisant une approche culturale n'emploient qu'un seul milieu et une seule température d'incubation, avec des temps d'incubation courts (≤ 7 jours) qui peuvent favoriser les champignons compétitifs à croissance rapide (*Aspergillus, Penicillium, Trichoderma, Mucor*) au détriment d'autres taxons impliqués dans la biodétérioration, comme certains basidiomycètes lignivores à croissance plus lente (Blyskal, 2015).

Malgré ces limites, les méthodes culturales restent indispensables pour l'étude des artefacts égyptiens anciens, comme en témoignent plusieurs études récentes. Afifi, Mansour, Hassan et Salem (2023) ont analysé la colonisation fongique d'un panneau en bois de cèdre du sarcophage de Tjesmutperet (XXIIe dynastie). Les prélèvements par écouvillonnage sur trois zones (altérations chromatiques, efflorescences blanchâtres, zone saine) ont été ensemencés sur MEA, PDA et DG18. Les résultats ont montré une diversité fongique plus élevée dans les zones altérées, avec une prédominance d'*Aspergillus niger* (45 %), *Penicillium chrysogenum* (30 %), *Cladosporium cladosporioides* (15 %), *Chaetomium globosum* (5 %) et *Trichoderma viride* (5 %). Des tests enzymatiques ont confirmé le potentiel lignivore d'*A. niger* et de *C. globosum*, avec une activité cellulolytique significativement plus élevée pour les isolats provenant des zones altérées (Afifi et al., 2023).

Dans une perspective plus large, Geweely (2023) a étudié 25 échantillons de bois anciens prélevés dans les galeries souterraines de la pyramide de Djéser (IIIe dynastie). L'ensemencement sur MEA, PDA et Czapek-Dox a permis d'identifier 23 espèces appartenant à 12 genres, dominés par *Aspergillus* (8 espèces), *Penicillium* (5 espèces) et *Fusarium* (3 espèces). Des tests d'activité enzymatique ont révélé que 85 % des isolats produisaient des cellulases, 72 % des xylanases, 45 % des laccases et 38 % des peroxydases de lignine, démontrant un potentiel de dégradation important des polymères du bois. Une corrélation significative a été établie entre la présence de *C. globosum* et

d'*A. niger* et les signes de pourriture molle, tandis que *P. chrysogenum* et *C. cladosporioides* étaient associés aux décolorations superficielles (*Idem*., 2023).

Enfin, l'étude d'Omar et al. (2022) sur le bateau solaire de Khéops (vers 2600 av. J.-C.) illustre l'importance de la diversification des milieux de culture. Soixante-douze échantillons prélevés sur différentes parties du bateau ont été ensemencés sur MEA, PDA, DG18 et un milieu sélectif pour basidiomycètes. L'étude a révélé 48 espèces appartenant à 22 genres, avec une prédominance d'*Aspergillus* (11 espèces, 92 % des échantillons), *Penicillium* (9 espèces, 78 %) et *Cladosporium* (3 espèces, 65 %). Des basidiomycètes lignivores (*Gloeophyllum trabeum, Coniophora puteana, Trametes versicolor)* ont été isolés à faible fréquence (5-10 %) sur des zones présentant une pourriture cubique avancée. Le milieu DG18 s'est avéré le plus efficace pour les espèces xérophiles, tandis que le milieu sélectif a permis l'isolement de basidiomycètes rares non détectés sur les autres milieux (*Idem*., 2022). Cette étude souligne ainsi que la diversification des protocoles culturaux est essentielle pour capturer la diversité fongique associée aux artefacts archéologiques.

1.2.3.2.2 Méthodes de biologie moléculaire (méta-barcoding, qPCR)

Les méthodes moléculaires ont profondément transformé l'étude des communautés fongiques associées au bois ancien. Parmi celles-ci, le méta-barcoding (ou séquençage d'amplicons) occupe une place centrale car il permet l'identification directe des espèces sans étape de culture préalable. Le principe général consiste à extraire l'ADN total d'un échantillon environnemental, à amplifier par PCR une région génétique cible — le plus souvent l'espaceur interne transcrit (ITS) de l'ADN ribosomal —, puis à séquencer à haut débit les amplicons obtenus (Blanchette, Held, Chemello & Mardikian, 2025). L'analyse bio-informatique des données repose fréquemment sur la plateforme QIIME2, les workflows basés sur les variants de séquence d'amplicons (ASV) étant considérés comme supérieurs aux unités taxonomiques opérationnelles (OTU) en termes de résolution et de reproductibilité (Bolyen et al., 2019). Par ailleurs, le développement du séquençage de troisième génération (PacBio, Oxford Nanopore), qui offre des lectures plus longues que les technologies conventionnelles, permet désormais une résolution taxonomique plus fine, parfois au niveau de l'espèce (Zaremski et al., 2011).

L'application de ces outils moléculaires au bois archéologique a permis des avancées significatives dans la compréhension des processus de biodétérioration. À titre d'exemple, Liu et al. (2018) ont identifié le genre *Fusarium* comme le plus abondant sur le bois du navire archéologique Nanhai No. 1, deux de ses espèces (*F. solani* et *F. oxysporum*) présentant des capacités avérées de dégradation de la cellulose et, pour la première, de la lignine. De manière complémentaire, Cao et al. (2024) ont utilisé le séquençage Illumina HiSeq pour analyser la diversité fongique des pieux en bois du site du pont ancien de Shahe en Chine, révélant une dominance des phylums Ascomycota et Basidiomycota. L'identification d'espèces hautement enrichies telles que *Fusarium*, *Trametes* et *Pholiota* a permis de confirmer que les principaux agents de dégradation étaient des champignons de pourriture blanche, en parfaite cohérence avec les observations morphologiques de la pourriture du bois (*Idem.,* 2024).

Avant le développement du séquençage à haut débit, d'autres approches moléculaires avaient déjà démontré leur utilité pour la détection et l'identification des champignons lignivores. La PCR couplée au polymorphisme de longueur des fragments de restriction (PCR-RFLP) s'est ainsi révélée particulièrement efficace pour la détection précoce des basidiomycètes dans le bois. Jellison, Jasalavich et Ostrofsky (2003) ont montré que cette technique permet de détecter l'ADN fongique dans le bois d'épicéa (*Picea* sp.) aux tout premiers stades de la pourriture, avant même l'apparition de signes visuels d'infection — un atout majeur dans les structures en bois où une perte significative de résistance peut survenir précocement. Dans la même veine, Hoegger et Kües (2007) ont souligné l'efficacité de la PCR-RFLP comme outil sensible pour la détection des champignons colonisant le bois, que ce soit dans les arbres vivants ou dans le bois en service.

Parallèlement, d'autres approches moléculaires ont été développées pour le profilage des communautés fongiques. Zaremski et al. (2011) ont optimisé une méthode combinant l'amplification PCR et la chromatographie liquide haute performance dénaturante (PCR-DHPLC) pour analyser les champignons responsables de la pourriture du bois dans les bâtiments historiques italiens. L'analyse d'échantillons prélevés dans des églises et châteaux (notamment à Montalcino, Sienne, et au Castello Carrarese, Padoue) a permis d'identifier plusieurs espèces de basidiomycètes lignivores, dont *Botryobasidium botryosum*, *Phanerochaete sordida*, *Donkioporia expansa*, *Trametes palisotii* et *Sistotrema brinkmannii*. Pour un même échantillon, des associations ou successions fongiques ont été décrites pour la première fois, comme la coexistence du champignon de pourriture blanche *Trametes* avec *Oidiodendron griseum*, un champignon de pourriture molle (*Idem.,* 2011).

Slimen et al. (2020) ont démontré l'importance de combiner les approches culturales et moléculaires pour caractériser la diversité fongique associée à la dégradation du bois dans le pavillon de chasse de « La Muette » à Saint-Germain-en-Laye. Alors que les méthodes culturales n'ont permis d'identifier que des moisissures appartenant aux Ascomycota et aux Mucoromycota (*Penicillium sp., Cladosporium sp., Acremonium sp., Trichoderma atroviride*), l'analyse directe des séquences ITS à partir des échantillons de bois a révélé une diversité beaucoup plus large, incluant des Ascomycota supplémentaires (*Acremonium charticola, Aspergillus conicus, Chaetomium elatum, Lecanicillium sp.*) ainsi que des Basidiomycota *(Coprinellus aff. radians*). Cette étude illustre la complémentarité des approches : les méthodes culturales permettent d'obtenir des souches vivantes pour des études ultérieures, tandis que l'analyse moléculaire directe sur les échantillons environnementaux permet de détecter les champignons non cultivables ou ceux dont la croissance est masquée par des espèces plus compétitives, comme ce fut le cas pour *Serpula lacrymans*.

La PCR quantitative en temps réel (qPCR) constitue une autre approche moléculaire importante, permettant une détection et une quantification rapides des séquences d'acides nucléiques fongiques. Cette technique est particulièrement utile pour évaluer la charge fongique totale ou pour suivre l'évolution d'une espèce spécifique dans le temps. Cependant, ses limites sont notables : un coût relativement élevé, la nécessité de

compétences bioinformatiques solides, et comme toutes les techniques de biologie moléculaire ciblant l'ADN, l'impossibilité de distinguer l'ADN provenant de cellules vivantes de celui de cellules mortes ou de spores latentes (Gadd, Fomina & Pinzari, 2024).

L'ensemble de ces travaux illustre la complémentarité des approches moléculaires pour l'étude de la bio-détérioration du bois. Les méthodes ciblées comme la PCR-RFLP et la PCR-DHPLC permettent une détection précoce et une identification fiable d'espèces spécifiques, tandis que le méta-barcoding offre une vision exhaustive de la diversité fongique et de son lien avec les altérations observées (Cao et al., 2024). La qPCR, quant à elle, apporte une dimension quantitative précieuse. Combinées entre elles et avec les approches culturales et microscopiques, ces techniques constituent un arsenal diagnostique puissant pour la conservation préventive des collections patrimoniales en bois (Liu et al., 2024).

1.2.3.3 Méthodes d'analyse physicochimique et de détection des COV

Cette partie regroupe les techniques qui caractérisent les modifications chimiques du bois induites par l'activité fongique, ainsi que les méthodes émergentes fondées sur la détection de composés organiques volatils.

1.2.3.3.1 Spectroscopies vibrationnelles (FTIR, Raman)

La spectroscopie infrarouge à transformée de Fourier (FTIR) est une technique non destructive ou peu invasive qui identifie les groupements fonctionnels présents dans la matière biologique permettant une analyse du bois et/ou de champignons isolés à partir de prélèvements de bois. Des ratios d'absorbance spécifiques permettent de quantifier la perte relative de chaque polymère (Pandey & Pitman, 2003). Barboux et al. (2021) ont obtenu une classification correcte à 100 % au niveau du phylum, de l'espèce et de la souche pour *Serpula lacrymans* en couplant FTIR et "Partial Least Squares Discriminant Analysis" (PLS-DA). Bari et al. (2021) ont utilisé la FTIR pour évaluer l'impact des champignons de pourriture blanche sur la dégradation de la lignine du bois de hêtre.

La spectroscopie Raman, fondée sur la diffusion inélastique des photons, fournit des informations sur la composition chimique et les caractéristiques structurales. Edwards et al. (2006) ont montré que cette technique permet de détecter les modifications chimiques du bois consécutives à la colonisation fongique.

1.2.3.3.2 Autres techniques physicochimiques (RMN, UV-VIS)

La spectroscopie par résonance magnétique nucléaire (RMN) portable génère des données sur la mobilité des protons de l'eau et sur les changements chimiques dans la matrice ligneuse, permettant d'identifier des signes précoces de dégradation microbienne comme décrit par Stagno et al. (2023). Les auteurs ont utilisé la RMN portable non destructive pour évaluer la microstructure de bois archéologiques romains, identifiant des signes précoces de dégradation microbienne.

De l'autre côté, la spectrophotométrie UV-VIS mesure l'absorption ou la réflectance dans les régions ultraviolette et visible. Abdallah, Kamal et Abdrabou (2016) ont utilisé l'imagerie

UV pour examiner une table d'offrande égyptienne du Moyen Empire (bois de cyprès, *Cupressus sempervirens* L.). Les auteurs ont montré que l'imagerie UV ne révélait aucune fluorescence spécifique des champignons à la surface du bois, indiquant l'absence d'infection fongique active. Cette observation a été corroborée par les résultats des analyses culturales, qui n'ont montré qu'une faible croissance fongique (une colonie par boîte de Pétri). L'étude a également identifié les champignons *Aspergillus flavus*, *Aspergillus versicolor* et *Cladosporium* sp., et a conclu que la dégradation observée sur la table (fissures cubiques, bois fragile) était le résultat d'une infection ancienne par des champignons de pourriture brune, désormais inactive.

1.2.3.3.3 Détection par composés organiques volatils (COV)

Les champignons libèrent des composés organiques volatils (COV) dès les premiers stades de leur développement, via leur métabolisme primaire et secondaire ainsi que par la dégradation enzymatique des matériaux qu'ils colonisent (Maafi et al., 2020). Contrairement aux spores fongiques, dont l'émission est discontinue et dépend des conditions environnementales, les COV sont continuellement émis tout au long de la croissance fongique. Cette caractéristique en fait des indicateurs précoces particulièrement intéressants pour la détection de la croissance fongique et de la contamination cachée, avant même l'apparition de signes visibles de colonisation (Slimen et al., 2020).

Les COV produits par les champignons sont des molécules de faible poids moléculaire (généralement inférieur à 300 Da), caractérisées par une pression de vapeur élevée à température ambiante. On distingue plusieurs classes chimiques : les alcools (notamment le 1-octén-3-ol, responsable de l'odeur caractéristique de « moisi »), les cétones, les aldéhydes, les terpènes, les sesquiterpènes, les composés soufrés et les composés azotés (Korpi, Järnberg & Pasanen, 2009). Les terpènes et sesquiterpènes sont biosynthétisés par la voie du mévalonate (MVA), une voie métabolique clé chez les champignons, qui conduit à la formation de précurseurs isoprèniques (isopentényl pyrophosphate, IPP, et diméthylallyl pyrophosphate, DMAPP). L'assemblage de ces unités C5 donne naissance aux monoterpènes (C10) via le géranyl pyrophosphate et aux sesquiterpènes (C15) via le farnésyl pyrophosphate (Majer et Ohlmeyer, 2026). La production de ces composés terpéniques chez les champignons remplit des fonctions écologiques variées, notamment dans la défense chimique contre d'autres micro-organismes compétiteurs, la signalisation intercellulaire (comme la régulation de la germination des spores) et les interactions avec les insectes vecteurs (Korpi et al., 2009). La production de ces composés dépend de plusieurs facteurs : l'espèce fongique, le substrat colonisé, les conditions de croissance (température, humidité relative, disponibilité en nutriments), et le stade de développement du champignon (Radványi et al., 2020).

Moularat et al. (2008) ont réalisé un travail pionnier dans l'identification de traceurs fongiques pour la détection des moisissures dans les environnements intérieurs. En exposant des matériaux de construction (plâtre, bois) à différentes espèces fongiques (*Aspergillus versicolor*, *Penicillium brevicompactum*, *Chaetomium*

globosum, *Stachybotrys chartarum*) dans des conditions contrôlées, ils ont établi une liste de 19 composés volatils considérés comme des traceurs spécifiques de la contamination fongique. Ces composés incluent notamment le 2-méthylfurane, le 2-méthylisobornéol, le 1-octén-3-ol, le 3-octanone et le géosmine (*Idem.,* 2008). Ces traceurs ont l'avantage d'être produits par la plupart des espèces fongiques testées, ce qui en fait des indicateurs génériques de contamination, indépendants de l'espèce en cause. Sur la base de ces travaux, des indices de contamination fongique ont été développés, permettant de discriminer les échantillons contaminés des échantillons sains avec une sensibilité et une spécificité élevée Paolin et Strlič (2024) ont proposé un indice combinant plusieurs traceurs, atteignant une fiabilité de classification supérieure à 90 %.

L'application de la détection des COV aux objets en bois patrimoniaux a été initiée par Joblin et al. (2010). Ces chercheurs ont prélevé des COV émis par des objets en bois exposés dans des musées, en utilisant des tubes adsorbants (Tenax) suivis d'une analyse par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC-MS). Les résultats ont montré qu'il était possible de discriminer les objets contaminés par des champignons des objets sains sur la base de leurs profils de COV, même lorsque la contamination n'était pas visible à l'œil nu (*Idem.,* 2010). Cette approche s'est révélée particulièrement prometteuse pour le dépistage non invasif de grandes collections, où un examen visuel détaillé de chaque objet est souvent impossible (Moularat et al. 2008).

Dans une perspective plus large, Paolin et Strlič (2024) ont réalisé une revue exhaustive de la littérature sur les COV dans les environnements patrimoniaux (musées, galeries, bibliothèques, archives). Leur travail met en évidence que les COV proviennent de sources multiples : les objets eux-mêmes (bois, papier, plastiques, cires), les matériaux d'exposition (vitrines, tapis), les produits de conservation (pesticides résiduels), ainsi que les visiteurs et le personnel (produits d'hygiène personnelle, respiration). Les auteurs soulignent que les COV peuvent servir de marqueurs chimiques pour détecter précocement la dégradation des matériaux, y compris l'activité microbienne, avant l'apparition de signes visibles d'altération (*Idem.,* 2024). Aussi, Tan et al. (2023) ont analysé les COV émis par des meubles en bois anciens dans des châteaux historiques, identifiant des profils distincts selon le niveau de contamination. Par ailleurs, Maafi et al. (2020) ont développé un capteur électronique (« nez électronique ») basé sur des polymères conducteurs pour la détection rapide in situ des COV fongiques, offrant une alternative portable et moins coûteuse à la GC-MS.

Slimen et al. (2020) ont également appliqué la détection des COV pour confirmer l'activité fongique dans le pavillon de chasse de « La Muette ». En analysant les composés organiques volatils prélevés dans l'air des différentes salles du monument par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC-MS), ils ont calculé deux indices de contamination : l'indice de contamination fongique (FCI), dédié aux environnements intérieurs, et l'indice de contamination spécifique à *Serpula lacrymans* (SlCI). Les résultats ont montré que le FCI était positif pour la cave, le rez-de-chaussée et les deux pièces du premier étage, tandis que le SlCI était positif pour une pièce du premier étage et pour le rez-de-chaussée, confirmant ainsi la présence d'un

développement actif de moisissures et de *S. lacrymans* dans le bâtiment. Cette étude souligne l'utilité de la détection des COV comme méthode non invasive pour évaluer l'activité fongique, en complément des observations visuelles et des analyses culturales et moléculaires, particulièrement utile pour le dépistage à grande échelle dans les monuments historiques (Slimen et al*.,* 2020).

La détection des COV présente plusieurs avantages majeurs pour la conservation préventive. Elle est non destructive et non invasive : les prélèvements d'air peuvent être réalisés à distance des objets, sans contact physique. Elle permet une détection précoce, avant l'apparition de signes visibles de colonisation, ce qui est crucial pour intervenir avant que des dommages irréversibles ne surviennent. Elle offre également la possibilité d'un criblage à grande échelle, permettant d'évaluer rapidement l'état de collections entières (Barboux, 2019). Cependant, cette approche présente aussi des limites. La sensibilité de la détection peut être affectée par la ventilation des espaces, qui dilue les COV dans un grand volume d'air. La présence de sources de COV non fongiques (matériaux de construction, produits d'entretien, visiteurs) peut générer des interférences et des faux positifs. De plus, la variabilité interspécifique des profils de COV rend difficile l'identification précise des espèces en cause sans analyses complémentaires (Radványi et al., 2020).

1.2.3.4 Approches intégratives et méta-omiques

Les approches méta-omiques constituent une avancée récente et prometteuse dans l'étude des communautés microbiennes associées au bois ancien (Gutarowska et al., 2025). Contrairement au méta-barcoding, qui se limite à l'amplification et au séquençage d'une seule région génétique (généralement l'ITS), les approches méta-omiques permettent la caractérisation des communautés microbiennes complètes par le séquençage et l'identification des pools totaux de biomolécules — ADN, ARN, protéines et métabolites — présents dans un échantillon environnemental (Schilling et al., 2023). Ces techniques offrent une vision holistique non seulement de la composition taxonomique des communautés, mais aussi de leurs capacités fonctionnelles et de leur activité métabolique in situ (Castaño et al., 2022).

La métagénomique shotgun (ou métagénomique aléatoire) consiste à séquencer l'ensemble de l'ADN extrait d'un échantillon environnemental, sans amplification ciblée au préalable. Cette approche permet non seulement d'identifier les espèces microbiennes présentes, mais aussi d'inférer leurs capacités fonctionnelles — gènes de dégradation des polysaccharides (cellulases, lignine peroxydases), voies métaboliques, gènes de résistance — et, dans certains cas, de reconstruire des génomes complets à partir de données environnementales (Vassallo, 2025). Appliquée au bois archéologique, cette technique pourrait révéler les mécanismes enzymatiques précis par lesquels les champignons dégradent les polymères du bois, et identifier les facteurs environnementaux qui régulent l'expression de ces gènes (Schilling et al., 2023). Par exemple, Gutarowska et al. (2025) ont utilisé la métagénomique shotgun pour caractériser le potentiel lignocellulolytique de communautés fongiques isolées d'objets historiques en bois, identifiant une diversité insoupçonnée de gènes codant pour des enzymes de

dégradation de la lignine (laccases, manganèse peroxydases) chez des espèces précédemment considérées comme de simples contaminants de surface.

Alors que la métagénomique révèle le potentiel génétique d'une communauté (ce que les micro-organismes *peuvent* faire), la métatranscriptomique — qui séquence l'ensemble des ARN messagers (ARNm) extraits d'un échantillon — permet de déterminer quels gènes sont *effectivement exprimés* à un moment donné (Xie et al., 2024). Cette approche est particulièrement précieuse pour distinguer les micro-organismes actifs des spores latentes ou des cellules mortes, une limitation majeure des méthodes basées sur l'ADN. Dans le contexte du bois ancien, la métatranscriptomique pourrait permettre de détecter les premiers signes d'activité fongique bien avant l'apparition de dommages visibles, en ciblant l'expression de gènes marqueurs de dégradation (cellulases, xylanases) (Anand, et Rani, 2024). Cependant, l'instabilité intrinsèque de l'ARN et la difficulté d'extraire des acides nucléiques de qualité à partir de bois ancien fortement dégradé constituent des défis techniques majeurs (Schilling et al., 2023).

La protéomique vise à identifier et quantifier l'ensemble des protéines présentes dans un échantillon, généralement par spectrométrie de masse (LC-MS/MS). Dans le cadre de l'étude de la biodétérioration du bois, cette approche permet d'identifier directement les enzymes fongiques sécrétées (cellulases, laccases, peroxydases) qui dégradent activement les polymères du bois (EMSL, 2023). La métaprotéomique étend cette approche à l'ensemble des protéines issues de toutes les espèces microbiennes présentes dans une communauté (Gardenghi et al., 2026). Plusieurs études ont appliqué la protéomique à des objets patrimoniaux, notamment pour identifier des protéines de liants (colles, œuf, lait) dans des peintures ou pour caractériser des microorganismes sur des parchemins (Dallongeville, 2011). Cependant, son application au bois ancien reste limitée en raison de la faible biomasse microbienne et de la présence de composés phénoliques (lignine, tanins) qui interfèrent avec l'extraction et la digestion des protéines (Anand, et Rani, 2024).

La force des approches méta-omiques réside dans leur intégration. L'analyse combinée des données métagénomiques (potentiel génétique), métatranscriptomiques (expression génique), métaprotéomiques (activité enzymatique) et métabolomiques (métabolites produits) permet de reconstruire le fonctionnement complet d'un écosystème microbien, depuis les gènes jusqu'aux produits finaux (Marvasi et al., 2019). Cette approche intégrative a été appliquée avec succès à l'étude des communautés microbiennes dans les sols, les océans et le microbiome humain, mais reste encore largement marginale dans le domaine du patrimoine culturel (Marvasi et al., 2019). Les obstacles sont multiples : coût élevé des analyses, nécessité de compétences bio-informatiques pointues, difficulté d'extraire des biomolécules de qualité à partir d'échantillons patrimoniaux (faible biomasse, ADN dégradé, contaminants inhibiteurs), et absence de bases de données de référence spécifiques aux micro-organismes associés aux matériaux patrimoniaux (De Luca, Piredda, Trojsi et Cennamo, 2023 ; Gadd, Fomina et Pinzari, 2024).

Malgré ces défis, l'application des approches méta-omiques au bois ancien et aux collections patrimoniales est en plein essor. Le développement de protocoles d'extraction

adaptés aux faibles biomasses, la baisse continue des coûts de séquençage et les progrès de l'intelligence artificielle pour l'analyse des données multi-omiques laissent présager des avancées significatives dans les années à venir. Ces approches pourraient permettre, par exemple, de prédire le risque de biodétérioration d'une collection en fonction des communautés microbiennes présentes, d'identifier des marqueurs moléculaires précoces de dégradation, ou encore de guider le développement de traitements ciblés et respectueux des objets (Vassallo, 2025). L'intégration des données méta-omiques avec les paramètres environnementaux (température, humidité relative, qualité de l'air) et l'histoire des objets (restaurations antérieures, traitements appliqués) ouvre la voie à une conservation prédictive, fondée sur une compréhension mécaniste des processus de bio-détérioration (Castaño et al., 2022).

1.2.3.5 Synthèse comparative

L'évaluation de la biodétérioration fongique du bois ancien repose sur un éventail de méthodes complémentaires, aucune d'entre elles ne permettant à elle seule une caractérisation exhaustive de l'état de conservation des objets (Jellison et Jasalavich, 2000). La littérature récente distingue trois grandes catégories d'approches *:* les méthodes d'observation et d'imagerie, qui permettent la visualisation directe des champignons et des altérations structurales à différentes échelles ; les méthodes d'isolement et d'identification, qui reposent sur la culture ou l'analyse génétique des communautés fongiques ; et les méthodes d'analyse physicochimique, qui caractérisent les modifications chimiques du bois induites par l'activité fongique. À ces approches s'ajoutent des méthodes émergentes fondées sur la détection de composés organiques volatils (COV) ou sur les analyses méta-omiques, qui ouvrent des perspectives prometteuses pour la détection précoce et la compréhension des mécanismes de dégradation.

Le choix d'une méthode ou d'une combinaison de méthodes dépend de plusieurs facteurs : la nature de l'information recherchée (présence de champignons, identification des espèces, évaluation de l'activité métabolique, caractérisation des altérations chimiques), les contraintes liées à l'objet (fragilité, accessibilité, valeur patrimoniale), les ressources disponibles (équipement, compétences, budget) et l'urgence de la situation (détection précoce vs diagnostic approfondi) (Sitompul et al., 2026). L'approche intégrative, combinant plusieurs techniques complémentaires, constitue la stratégie la plus robuste pour diagnostiquer l'état de conservation des collections en bois et orienter les choix de traitement prophylactique (Slimen et al., 2020).

Tableau comparatif des méthodes d'analyse

Méthode	**Fonction**	**Avantages**	**Inconvénients**	**Exemples d'application (bois ancien)**

Observation macroscopique & colorimétrie	Détection des signes visuels de colonisation (taches, efflorescences, fissures) et mesure des changements de couleur (système CIE L*a*b, indices de blancheur/jaunissement).	Rapide, non invasive, première étape du diagnostic.	N'identifie pas les espèces, ne détecte pas la colonisation interne.	Évaluation de l'efficacité de fongicides sur bois archéologique (El-Gamal et al., 2016, 2022).
Microscopie optique (MO)	Observation de la morphologie des hyphes et des structures reproductrices (conidiophores, spores) sur prélèvements ou coupes histologiques.	Permet l'observation directe des structures fongiques, utilisation de colorations spécifiques (bleu de lactophénol, bleu d'aniline, etc.).	Nécessite des prélèvements, préparation délicate des échantillons dégradés (inclusion, congélation).	Observation des hyphes et des altérations de la paroi cellulaire sur coupes histologiques de bois ancien (Besserer, Rose & Deveau, 2023).
Microscopie électronique à balayage (MEB)	Visualisation à très haute résolution (nanométrique) des détails de surface des hyphes, spores et altérations des parois cellulaires du bois.	Résolution très élevée, essentielle pour voir la pénétration des hyphes.	Équipement coûteux, nécessite une métallisation des échantillons.	Observation de la pénétration d'*Aspergillus niger* dans du bois de pin d'un mausolée égyptien (Afifi et al., 2023).
Microscopie à épifluorescence & confocale (CLSM)	Visualisation de la colonisation fongique et des modifications structurelles du bois grâce à des colorants fluorescents (ex. safranine O pour la lignine).	Sensibilité élevée, observation d'échantillons épais, reconstruction 3D (CLSM).	Photoblanchiment, nécessite une préparation (fixation, coloration).	Étude de l'influence de l'humidité sur la pourriture par *Gloeophyllum trabeum* et *Laetiporus sulphureus* (Benítez et al., 2021).

Tomographie aux rayons X (µCT, SR-µCT)	Visualisation 3D non destructive du bois et du mycélium par absorption différentielle des rayons X (résolution submicronique).	Non destructive, permet de quantifier la perte de matière et de voir les réseaux d'hyphes en 3D.	Difficulté à distinguer champignon/bois (densité similaire), résolution limite pour les hyphes fins, nécessité parfois de contrastants incompatibles avec le patrimoine.	Analyse des modifications de densité du bois d'épicéa et sycomore après exposition à *P. vitreus* (Gilani et al., 2014).
Imagerie térahertz (THz)	Détection des modifications structurelles et chimiques du bois induites par les champignons, en utilisant un rayonnement pénétrant (entre micro-ondes et IR).	Pénètre les matériaux opaques, permet un suivi non destructif.	Technologie émergente, coût élevé, interprétation complexe, sensible à l'humidité ambiante.	Mesure de la croissance de *Trametes versicolor* sur hêtre et pin, avec forte corrélation aux images microscopiques (Krügener et al., 2019).
Thermographie infrarouge (IRT)	Cartographie des variations de température de surface induites par l'activité métabolique fongique.	Non destructive, sans contact, rapide, cartographie de grandes surfaces.	Sensibilité modérée (variations <1°C), nécessite des conditions contrôlées, ne discrimine pas les causes des anomalies.	Détection de cavités et fissures dues aux champignons dans du pin maritime (Pitarma et al., 2019) et de pourriture interne dans des charpentes historiques (Sioma & Lenty, 2023).

Méthodes culturales (ensemencement sur gélose)	Isolement et identification des champignons viables par culture sur milieux sélectifs (MEA, PDA, DG18…).	Coût faible, obtention de souches vivantes, évaluation de la viabilité et de la charge fongique.	Ne détecte qu'une faible part de la diversité (<10 %), identification morphologique longue et subjective.	Étude du bateau solaire de Khéops (vers 2600 av. J.-C.) : 72 échantillons ensemencés sur 4 milieux différents ont permis d'isoler 48 espèces, dont des basidiomycètes lignivores (*Gloeophyllum trabeum, Coniophora puteana, Trametes versicolor*) (Omar et al., 2022).
Méta-barcoding (séquençage ITS)	Identification directe des espèces fongiques sans culture, par amplification et séquençage d'une région génétique cible (ITS).	Détecte la diversité totale (y compris non cultivable), haute résolution (ASV), reproductible.	Ne donne pas la viabilité, coût plus élevé que les cultures, nécessite une bio-informatique.	Identification de *Fusarium* comme genre dominant sur le bois du navire archéologique Nanhai No. 1 que la méthode de culture n'a pas permis de détecter (Liu et al., 2018).
PCR quantitative (qPCR)	Détection et quantification rapides d'ADN fongique total ou d'une espèce spécifique.	Quantitative, sensible, rapide.	Ne distingue pas ADN vivant/mort, coût modéré à élevé, nécessite des compétences.	Analyse de la diversité fongique des pieux en bois du site du pont ancien de Shahe en Chine, révélant une dominance des phylums Ascomycota et Basidiomycota, avec identification d'espèces enrichies (*Fusarium*, *Trametes*, *Pholiota*) confirmant une pourriture blanche (Cao et al., 2024).

Spectroscopie infrarouge à transformée de Fourier (FTIR)	Identification des groupements fonctionnels et quantification de la perte relative des polymères du bois (cellulose, lignine) par absorbance.	Non destructive ou peu invasive, rapide.	Nécessite des modèles de calibration, surface d'analyse parfois petite.	Classification de souches de *Serpula lacrymans* à 100 % (Barboux et al., 2021) ; évaluation de la dégradation de la lignine du hêtre (Bari et al., 2021).
Détection des composés organiques volatils (COV)	Identification de la contamination fongique précoce par analyse des composés volatils émis (1-octén-3-ol, géosmine…) par GC-MS ou nez électronique.	Non destructive, non invasive, détection précoce avant signes visuels, criblage à grande échelle.	Dilution par la ventilation, interférences avec d'autres sources de COV, difficile identification d'espèce.	Discrimination d'objets en bois contaminés/non contaminés en musée (Joblin et al., 2010) ; détection de *Serpula lacrymans* dans un pavillon de chasse (Slimen et al., 2020).
Méta-omiques (métagénomique, métatranscriptomique, métaprotéomique)	Analyse holistique du potentiel génétique, de l'expression génique et de l'activité enzymatique des communautés fongiques in situ.	Identifie le potentiel fonctionnel (enzymes de dégradation), distingue activité réelle vs spores latentes (ARN).	Coût très élevé, bioinformatique complexe, difficulté d'extraction sur faible biomasse, bases de données spécifiques incomplètes.	Caractérisation du potentiel lignocellulolytique de champignons des objets historiques en bois (Gutarowska et al., 2025)

Tableau 1. Synthèse comparative des méthodes d'analyse de la bio-détérioration fongique du bois ancien : fonctions, avantages, limites et applications.

1.2.3.6 Modèle récapitulatif des méthodes de détection de la bio-détérioration fongique sur le bois ancien

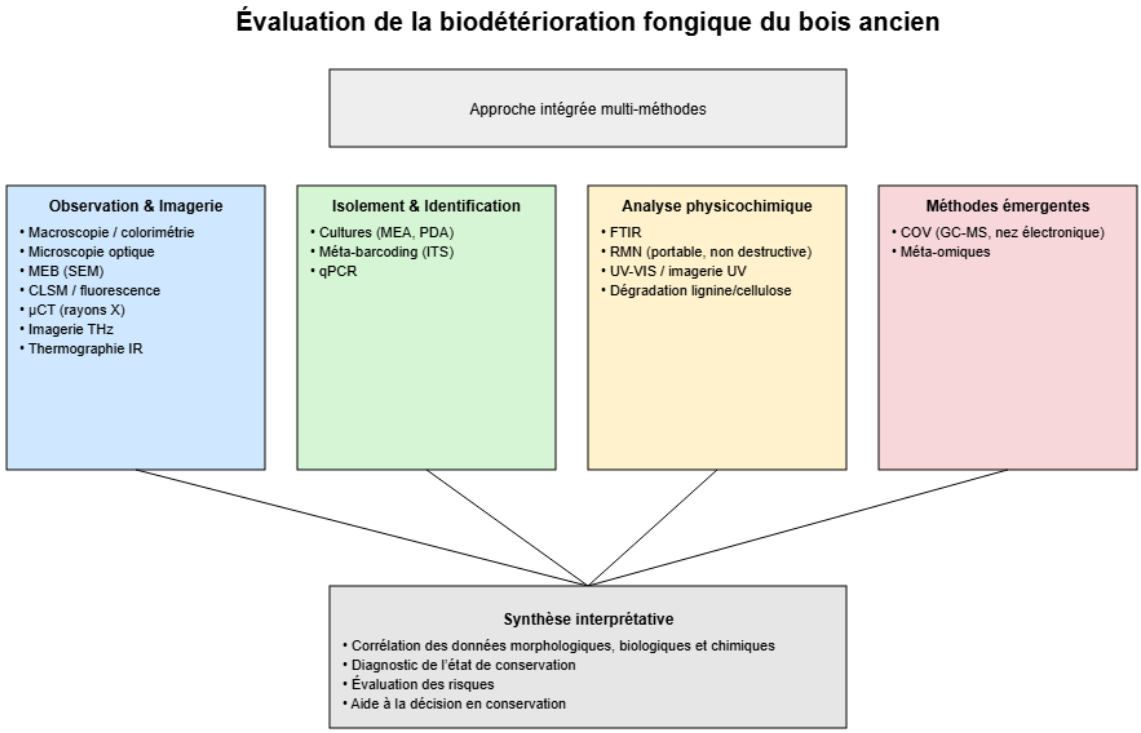


Figure 5. Modèle conceptuel synthétisant les méthodes d'analyse de la biodétérioration fongique du bois ancien. Le schéma illustre une approche intégrée fondée sur quatre catégories complémentaires : (i) les méthodes d'observation et d'imagerie (macroscopie, microscopies optique et électronique, CLSM, µCT, imagerie térahertz, thermographie infrarouge), permettant la visualisation des structures fongiques et des altérations du matériau ; (ii) les méthodes d'isolement et d'identification (cultures, méta-barcoding ITS, qPCR), dédiées à la caractérisation de la diversité et de la charge fongique ; (iii) les méthodes d'analyse physicochimique (FTIR, RMN portable, spectrophotométrie UV-VIS), visant à détecter et quantifier les modifications chimiques et structurales du bois ; et (iv) les méthodes émergentes (détection des composés organiques volatils, approches méta-omiques), permettant une détection précoce et une caractérisation fonctionnelle des communautés microbiennes. L'intégration de ces approches permet une corrélation multi-échelle des données morphologiques, biologiques et chimiques, conduisant à un diagnostic fiable de l'état de conservation et à une meilleure évaluation des risques de bio-détérioration.

1.3 Conservation préventive et curative du bois ancien : entre aujourd'hui et demain

1.3.1 Gestion muséographique et surveillance de la biocontamination (surfaces et environnement aérien)

La conservation préventive repose sur le principe selon lequel il est préférable de prévenir l'apparition de la biodétérioration plutôt que d'avoir à la traiter une fois qu'elle s'est installée (Ruga, Orlandi et Fornaciari, 2019). Dans le contexte des collections en bois, la gestion muséographique vise à maintenir les objets dans des conditions

environnementales défavorables au développement microbien, tout en assurant leur accessibilité pour l'étude et la valorisation (ICOM-CC, 2022).

Les recommandations internationales préconisent, pour les collections organiques, une température stable comprise entre 18 et 22 °C et une humidité relative stable entre 45 et 55 %, avec des fluctuations journalières ne dépassant pas ± 2 °C et ± 5 % HR (*Idem.*, 2022). Ces valeurs ne sont pas absolues et peuvent être adaptées en fonction des spécificités climatiques locales, de l'état de conservation des objets et des contraintes architecturales des bâtiments (Caple, 2011). Dans les climats chauds et arides, comme celui de l'Égypte, le maintien de ces normes peut s'avérer particulièrement difficile et coûteux.

La surveillance environnementale repose sur l'installation de capteurs de température et d'humidité relative (dataloggers) dans les salles d'exposition, les réserves et les vitrines. Les données collectées permettent d'identifier les zones à risque, de détecter les dérives des systèmes de climatisation et de planifier d'éventuelles interventions correctives (Konsa, Tirrul et Herrmann, 2014). La surveillance biologique (prélèvements et culture) complète ces mesures physiques par des prélèvements d'air (actifs ou passifs) et des prélèvements de surface, réalisés à intervalles réguliers (trimestriels ou semestriels) pour suivre l'évolution des populations fongiques (Pasquarella et al., 2015).

La gestion des vitrines est un aspect crucial de la conservation préventive. Les vitrines doivent être conçues pour protéger les objets de la poussière, des variations climatiques extérieures et des insectes, tout en permettant une certaine ventilation pour éviter la condensation. L'utilisation de matériaux inertes (verre, métal, bois à faible émission de composés organiques volatils) est recommandée, de même que l'intégration de systèmes passifs de régulation climatique (gels de silice, solutions saline) (Czop, 2013).

Les protocoles d'entretien — dépoussiérage régulier, inspection visuelle des objets, nettoyage des vitrines — jouent un rôle majeur dans la prévention de la biocontamination. Le dépoussiérage réduit l'apport de nutriments (particules organiques) et de spores à la surface des objets. Il doit être réalisé avec soin, à l'aide d'aspirateurs équipés de filtres HEPA et de brosses douces, pour éviter d'endommager les surfaces fragiles (Soleha, Oktafany, Ayu et Adjeng, 2024).

Cette approche mécanique est complétée par des recommandations précises quant à la fréquence : dans les zones d'exposition fermées (vitrines), un dépoussiérage semestriel peut suffire, tandis que les surfaces ouvertes ou les réserves nécessitent une intervention plus fréquente (Hameed, El-Gendy et Saeed, 2024). Les auteurs précédents ont appliqué leur étude à une sélection d'objets en bois et en textile, conservés au palais du prince Mohammed Ali au Caire. L'utilisation d'aspirateurs HEPA est cruciale non seulement pour piéger les spores déjà présentes, mais aussi pour éviter leur remise en suspension dans l'air (Czop, 2013).

En ce qui concerne le bois ancien, le dépoussiérage agit ici comme une barrière physique primaire : en éliminant la couche de poussière, on supprime le substrat nutritif immédiat et on réduit la capacité de rétention d'humidité à la surface du bois (Konsa, Tirrul et

Herrmann, 2014). Des études ont montré que les zones non dépoussiérées présentent une contamination fongique significativement plus élevée, mesurable par des méthodes moléculaires (qPCR) ou par des prélèvements par écouvillonnage (Gadd, Fomina et Pinzari, 2024). De plus, la poussière peut contenir des composés organiques volatils (COV) issus des champignons eux-mêmes, ce qui rend le dépoussiérage également utile pour diminuer l'odeur de moisi et améliorer la qualité de l'air des réserves (Uring et al., 2018).

En conclusion, les pratiques d'entretien — et en particulier le dépoussiérage méthodique avec aspiration HEPA — constituent une mesure de conservation préventive simple, non invasive et économiquement accessible, permettant de limiter l'apport de spores et de nutriments aux surfaces en bois ancien. Associées à un contrôle strict de l'humidité relative (RH < 65 %), elles réduisent drastiquement le risque de biodétérioration fongique (Caple, 2011).

1.3.2 Limites des méthodes curatives conventionnelles

Lorsque la bio-détérioration est avérée, des traitements curatifs doivent être envisagés. Les méthodes conventionnelles reposent sur l'application de biocides — produits chimiques toxiques pour les microorganismes — sur les surfaces contaminées ou par imprégnation du bois. Ces traitements, bien qu'efficaces à court terme, présentent de nombreuses limites qui incitent à rechercher des alternatives (Koziróg et al., 2016).

La première limite est d'ordre toxicologique. La plupart des biocides utilisés en conservation (triazoles, sels d'ammonium quaternaire, dérivés du bore) sont toxiques pour l'homme et l'environnement. Leur application nécessite des équipements de protection individuelle (gants, masques, combinaisons) et une ventilation adéquate, ce qui n'est pas toujours réalisable dans les musées ou les réserves. Leur élimination, après usage, pose également des problèmes environnementaux (El-Sayed et al., 2024).

Une étude menée par Geweely et al. (2024) sur dix objets archéologiques en bois conservés au Musée égyptien du Caire — incluant une statue d'homme assis, un cercueil anthropoïde contenant la momie cartonnage de Nespathettawi, et une boîte en bois — a évalué l'efficacité d'huiles essentielles (thym, géranium, cannelle) comme alternatives aux biocides synthétiques. Les auteurs ont démontré que l'huile essentielle de thym présentait la plus forte activité antifongique (CMI de 0,25 à 1 µL/mL) contre les espèces d'*Aspergillus* isolées, sans altération significative de la structure du bois. Ils soulignent que les traitements chimiques conventionnels, bien qu'efficaces à court terme, présentent des risques pour la santé des conservateurs et l'intégrité des artefacts, justifiant ainsi le recours à des produits naturels plus sûrs pour la préservation du patrimoine en bois.

Dans une étude complémentaire, El-Sayed et al. (2024) ont prélevé 69 isolats fongiques à partir de 22 objets détériorés (incluant bois, textiles, papiers et pierres) dans les réserves du Musée national de la civilisation égyptienne (NMEC) au Caire. L'identification a révélé 12 espèces différentes appartenant aux genres *Aspergillus* (9 espèces), *Penicillium* (2 espèces) et *Trichoderma* (1 espèce), avec une prédominance d'*Aspergillus fumigatus*. Cette étude démontre l'importance de caractériser précisément les communautés

fongiques avant tout traitement, afin d'éviter l'application aveugle de biocides toxiques dont l'efficacité peut s'avérer limitée selon les espèces ciblées (El-Sayed et al., 2024).

La deuxième limite est l'impact sur les matériaux constitutifs des œuvres. Certains biocides peuvent altérer la polychromie (jaunissement, blanchiment), fragiliser le bois ou modifier ses propriétés optiques. Les solvants utilisés pour leur mise en œuvre (éthanol, isopropanol, eau) peuvent également provoquer des gonflements différentiels, des décollements de la couche picturale ou la migration de composés solubles (Gutarowska et al., 2025).

L'étude approfondie menée par Ibrahim et al. (2025) sur les composants en bois de la Seconde Barque Solaire de Khéops, l'une des découvertes archéologiques les plus précieuses d'Égypte, illustre la complexité de l'évaluation de l'état de conservation avant traitement. En intégrant des techniques avancées (microtomographie aux rayons X synchrotron, microscopie électronique à balayage, spectroscopie infrarouge à transformée de Fourier), les chercheurs ont identifié que les artisans de l'Antiquité avaient utilisé du bois de cèdre du Liban. Les échantillons analysés présentaient une dégradation biotique et abiotique avancée, avec des altérations morphologiques (effondrement des parois cellulaires, fractures) et chimiques (dépolymérisation de la cellulose, oxydation de la lignine). Cette dégradation structurale rend le bois extrêmement fragile et poreux. Dans ce contexte, l'application de biocides conventionnels (souvent formulés dans des solvants organiques) pourrait pénétrer profondément, provoquer des gonflements différentiels, des microfissures supplémentaires, voire des réactions chimiques indésirables avec les produits de dégradation, aggravant ainsi les fragilités structurales. En revanche, les alternatives naturelles (huiles essentielles, extraits de plantes) présentent l'avantage d'être moins agressives, applicables par voie gazeuse (fumigation douce) et potentiellement mieux tolérées par les bois déjà altérés, sous réserve de tests de compatibilité préalables. Cette recherche souligne donc l'importance d'une caractérisation précise préalable avant tout traitement curatif (Ibrahim et al., 2025).

La troisième limite est l'efficacité incomplète ou temporaire. De nombreux biocides utilisés en conservation du bois agissent par perturbation de la membrane plasmique et inhibition de la germination des spores, comme les sels d'ammonium quaternaire (Copes et Ojiambo, 2023). Les triazoles, quant à eux, inhibent la synthèse de l'ergostérol, un composant essentiel de la membrane fongique, perturbant ainsi le métabolisme cellulaire. Cependant, ces biocides ne sont pas nécessairement fongicides (c'est-à-dire qu'ils ne tuent pas définitivement la population de champignons). Lorsque la concentration du biocide diminue dans le temps (par lessivage, par évaporation ou par dégradation chimique), les spores latentes peuvent regermer et recoloniser le bois (Isola et al., 2024).

Une étude menée par Gamal et al. (2011) sur des bois de plafond détériorés provenant du Musée islamique du Caire a permis d'isoler 87 souches fongiques appartenant à huit genres principaux (dont *Aspergillus* à 37,8 % et *Penicillium* à 29,9 %). L'application de fongicides conventionnels (dichloroxylénol, paracrésol, pentachlorophénol) à différentes concentrations (500-1000 ppm) a montré que le bois contaminé perdait 40,1 % de sa résistance à la flexion. Bien que les traitements aient permis de réduire les pertes (14,5

% avec le dichloroxylénol), l'étude démontre qu'aucun traitement ne restaure complètement les propriétés mécaniques d'origine, et que l'efficacité reste partielle (*Idem*., 2011).

La quatrième limite, et non la moindre, est l'émergence de résistances. L'utilisation répétée des mêmes biocides exerce une pression de sélection sur les populations fongiques, favorisant les souches résistantes. Ce phénomène, bien documenté en agriculture et en médecine, commence à être observé dans le domaine de la conservation du patrimoine (Ranaldi et al., 2025 ; Gutarowska et al., 2025). Dans l'étude de Ranaldi et al. (2025), parmi 26 isolats microbiens provenant de l'hypogée du Colisée à Rome, seules 6 isolats bactériens étaient sensibles au chlorure de benzalkonium, tandis que la totalité des isolats fongiques (5 isolats) étaient résistants. Les isolats fongiques résistants appartenaient aux espèces *Fusarium chlamydosporium*, *Paecilomyces lilacinus*, *Penicillium chrysogenum*, *Penicillium citreonigrum* et *Penicillium miczynskii*. Ces résultats soulignent que les champignons colonisant les environnements patrimoniaux peuvent développer une résistance aux biocides couramment utilisés, ce qui limite l'efficacité des traitements curatifs conventionnels.

1.3.3 Vers des moyens prophylactiques verts : état de l'art des alternatives biologiques

Face aux limites des méthodes conventionnelles, la recherche en conservation s'oriente depuis plusieurs années vers des alternatives plus respectueuses de l'homme et de l'environnement, regroupées sous le terme de « moyens prophylactiques verts ». Ces approches incluent l'utilisation d'extraits naturels (huiles essentielles, extraits de plantes), de traitements par chaleur ou par atmosphère modifiée, de méthodes biologiques (antagonistes fongiques) et de traitements par des substances produites par des micro-organismes (métabolites secondaires) (Bahmani et Schmidt, 2018).

Les **huiles essentielles** (HE) constituent la famille d'alternatives la plus étudiée qui est particulièrement prometteuse. Extraites de plantes aromatiques par hydrodistillation ou pression à froid, les HE sont des mélanges complexes de composés volatils (terpènes, alcools, aldéhydes, phénols, cétones) aux propriétés antifongiques et antibactériennes bien documentées (Bakkali, Averbeck, Averbeck et Idaomar, 2008). Leur mode d'action est multiple et synergique : perturbation de la membrane plasmique, inhibition de la synthèse de la paroi cellulaire, interférence avec le métabolisme énergétique, induction de stress oxydatif. Cette multitude de cibles cellulaires rend l'émergence de résistances moins probable qu'avec les biocides de synthèse, qui n'ont généralement qu'une seule cible moléculaire (Antonelli et al., 2020).

Dans le domaine de la conservation du bois, les HE de thym (*Thymus vulgaris* L.), de clou de girofle (*Syzygium aromaticum* (L.) Merr. & L.M. Perry), de cannelle (*Cinnamomum verum* J.Presl) et de lavande (*Lavandula angustifolia* Mill.) ont montré une efficacité significative contre les champignons lignivores, en particulier *Coniophora puteana* (Schumach.) P.Karst., *Gloeophyllum trabeum* et *Trametes versicolor* (Antonelli et

al., 2020 ; Betlej et al., 2024). Des études récentes ont également évalué l'efficacité des HE contre les champignons de surface (*Penicillium, Aspergillus*) dans des contextes muséaux (Acar et Sert, 2026 ; Mansour et al., 2023).

Par ailleurs, la sélection des HE pour la conservation du patrimoine égyptien ancien peut s'appuyer sur des considérations historiques. Les analyses biomoléculaires des résidus d'embaumement ont révélé la présence de pistache (*Pistacia* sp.), de cèdre (*Cedrus* sp.), de genévrier (*Juniperus* sp.), de myrrhe (*Commiphora myrrha* (Nees) Engl.) et d'encens (*Boswellia* sp.) (Rageot et al., 2023). Ces substances, utilisées pour leurs propriétés conservatrices et symboliques, constituent un réservoir de composés potentiellement actifs contre la biodétérioration. La myrrhe, en particulier, possède des propriétés antifongiques bien documentées (Antonelli et al., 2020), tout comme le cyprès (*Cupressus sempervirens* L.), autre essence méditerranéenne utilisée dans l'Antiquité.

Typologies récapitulatives, applications et limitations des Huiles Essentielles (HE) pour la préservation du bois égyptien ancien

Typologie / Catégorie	Composés actifs & Mécanisme d'action	Avantages (Conservation verte)	Inconvénients / Limitations	Exemples d'études de cas avec références intégrées
Huiles phénoliques (Haute efficacité) ***(Ex. : Thym, Origan, Clou de girofle)***	**Thym/Origan :** Thymol, Carvacrol, p-Cymène. **Clou de girofle :** Eugénol, Caryophyllène. *Action :* Perturbent l'intégrité de la membrane cellulaire et inhibent les enzymes hydrolytiques (cellulase, amylase, protéase) sécrétées par les champignons.	• Efficacité antifongique la plus élevée contre *Aspergillus* et *Penicillium* (courants sur le bois égyptien). • Double action contre les moisissures et les champignons lignivores (ex. *Coniophora puteana*). • L'inhibition enzymatique stoppe la digestion biologique de la cellulose. • Sans danger pour les manipulateurs et l'environnement par rapport aux biocides synthétiques.	• Haute volatilité et évaporation dans le temps, nécessitant une réapplication. • Risque de brunissement ou de changement de couleur selon l'essence de bois et la concentration en HE. • Nécessite des concentrations spécifiques (ex. 0,25–1 µL/mL pour	• Les HE de thym, géranium et cannelle ont été testées sur du bois d'*Acacia nilotica*, *Ficus sycomorus* et *Tamarix gennessarensis* provenant d'une statue en bois, d'un cercueil anthropoïde (XXIe dynastie) et d'une boîte en bois. L'HE de thym (CMI : 0,25-1 µL/mL) a été la plus efficace, sans interférence significative avec la structure du bois (Geweely et al., 2024). • Les HE de cannelle et de thym ont été testées comme biocides alternatifs pour le bois archéologique gorgé d'eau. Efficaces pour réduire la vitalité fongique et les communautés bactériennes pendant le stockage post-fouille (Antonelli et al., 2020). • Les HE de thym et de lavande ont montré une inhibition suffisante des moisissures et de l'infection fongique aéroportée naturelle pendant 10 semaines

			le thym) pour être efficace sans résidu.	sur du bois de hêtre d'Orient et de pin (Bahmani et Schmidt, 2018). • L'huile de thym (CMI 625 ppm) a été recommandée comme inhibiteur naturel pour les monuments cellulosiques sur la base de tests contre des champignons isolés de bois archéologique (Geweely, 2023).
Alcools monoterpéniques (Efficacité modérée) ***(Ex. : Géranium, Arbre à thé, Lavande)***	**Géranium :** Géraniol, Bêta-citronellol. **Arbre à thé :** Terpinène-4-ol. *Action :* Affectent la perméabilité de la membrane fongique et les processus métaboliques.	• Efficace contre des genres spécifiques : le géranium a montré une forte activité contre *Aspergillus* et a inhibé la production d'enzymes. • Esthétiquement plus doux, généralement associé à moins de changements de couleur que les huiles phénoliques (bien que variable). • L'huile de géranium a démontré une formation de zones d'inhibition contre les colonies de moisissures voisines.	• Efficacité variable : significativement moins efficace que le thym ou l'origan. • Certaines études rapportent une faible ou nulle efficacité de la lavande et de l'arbre à thé contre certains champignons lignivores. • Le succès dépend fortement de la souche fongique spécifique présente sur l'artéfact.	• L'huile de géranium a été la deuxième plus efficace (après le thym) contre les espèces d'*Aspergillus* isolées d'objets en bois pharaoniques, y compris une statue, un cercueil et une boîte (Geweely et al., 2024). • L'huile de lavande a démontré une inhibition suffisante des moisissures sur le bois de hêtre d'Orient et de pin ; l'huile de géranium a produit des zones d'inhibition contre les colonies de moisissures voisines (Bahmani et Schmidt, 2018). • Les huiles de lavande et de sauge ont montré un effet minimal contre les moisissures communes comme *Aspergillus niger* sur le bois de hêtre par rapport au thym et au clou de girofle (Bahmani et Schmidt, 2018).
Phénylpropanoïdes & Oxydes (Usage ciblé) ***(Ex. : Cannelle, Eucalyptus)***	**Cannelle :** Eugénol, Cinnamaldéhyde. **Eucalyptus :** 1,8-Cinéole. *Action :* Provoquent	• Forte activité de contact : la cannelle est très efficace (souvent la troisième après le thym/le géranium). • Inhibition spécifique contre les pourritures (ex. *Coniophora puteana*).	• Potentiel de coloration : les huiles colorées (comme la cannelle) peuvent altérer la teinte originale du	• L'huile de cannelle a démontré des effets inhibiteurs significatifs sur l'activité enzymatique fongique (cellulase, amylase, protéase) sur des objets en bois pharaoniques (Geweely et al., 2024). • L'HE de cannelle, ainsi que le thym sauvage et le thym commun, a été testée sur du bois

	une dégénérescence cytoplasmique et inhibent la germination des spores.	• L'inhibition de la cellulase limite la production d'enzymes par les champignons lignivores.	bois archéologique, bien que certaines études montrent une stabilité après traitement. • Méthode d'application sensible : nécessite un choix prudent entre pulvérisation (risque de changement de couleur) et évaporation (plus sûr).	archéologique gorgé d'eau. Diminution significative de la vitalité du mycélium fongique et du microbiote (Antonelli et al., 2020). • L'huile de cannelle a démontré l'efficacité antifongique la plus élevée contre *Neurospora crassa* et d'autres champignons lignivores isolés d'échantillons de bois pourri (Elazab et Altami, 2025). • Les huiles de cannelle et de thym (concentration à 1 %, méthode par évaporation) ont inhibé avec succès les champignons sur du bois d'acacia vieilli artificiellement sans changement de couleur (Geweely, Afifi, Ibrahim et Soliman, 2019).
Huiles émergentes / moins étudiées ***(Ex. : Basilic, Ail, Réglisse)***	**Basilic :** Méthylchavicol, Linalool. **Ail :** Allicine, Sulfures de diallyle. **Réglisse :** Glabridine, Licochalcone.	• Protection contre le vieillissement : l'huile de basilic suggérée pour protéger le bois non seulement contre l'infestation microbienne mais aussi contre les processus de vieillissement. • Le traitement à l'huile de basilic a réduit l'alcalinité du bois immédiatement après le traitement. • Les huiles de réglisse et d'ail ont montré des effets antifongiques notables contre *Neurospora crassa*.	• Recherche limitée sur le bois archéologique ; la plupart des études se concentrent sur le bois moderne ou des conditions in vitro. • L'huile de jojoba a montré une inhibition non significative de la croissance fongique. • Mécanismes pas	• L'huile essentielle de basilic a été testée sur des échantillons de bois de sycomore (*Ficus sycomorus*). L'huile a réduit la croissance fongique et a montré un potentiel pour protéger le bois des processus de vieillissement. L'analyse FTIR n'a confirmé aucune altération significative de la structure chimique du bois (Sharaf, El Hadidi et Saber, 2022). • Les huiles de réglisse et d'ail ont montré des effets antifongiques notables sur la croissance de *Neurospora crassa* et la production de cellulase ; l'huile de jojoba a montré une inhibition non significative (Elazab et Altami, 2025). • Les huiles essentielles de cannelle, de thym et de basilic sont recommandées comme alternatives naturelles prometteuses pour contrôler la

			entièrement compris ; des recherches supplémentaires sont nécessaires sur les effets à long terme et la compatibilité avec les matériaux archéologiques.	croissance fongique sur le bois archéologique sur la base de tests *in vitro* contre *Aspergillus flavus* et *Penicillium chrysogenum* (Elsayed et al., 2023).

Tableau 2. Typologies récapitulatives, applications et limitations des huiles essentielles (HE) pour la préservation du bois égyptien ancien : mécanismes d'action, avantages pour la conservation verte, inconvénients et exemples d'études de cas issues de la littérature spécialisée.

Les extraits aqueux ou hydroalcooliques de plantes, moins concentrés et moins volatils que les HE, constituent une alternative moins chère et plus facile à mettre en œuvre. Des extraits de neem (*Azadirachta indica* A.Juss.), de pyrèthre (*Chrysanthemum cinerariifolium* (Trevir.) Vis.) et de tanaisie (*Tanacetum vulgare* L.) ont montré une certaine efficacité contre les insectes xylophages, mais leur action contre les champignons est généralement plus faible (Adenaiya et Adesina, 2025).

Il est à noter que, dans le contexte spécifique de la préservation du bois archéologique égyptien, une étude comparative de Geweely et al. (2024) a clairement démontré que les huiles essentielles sont plus efficaces que les extraits aqueux de plantes (basilic, eucalyptus, henné, mélias et teck) pour inhiber la croissance fongique. Cette différence d'efficacité s'explique par la plus grande concentration en composés bioactifs volatils dans les HE, capables de pénétrer plus facilement les structures du bois et d'interagir directement avec les membranes fongiques (Geweely et al, 2024).

Des études récentes confirment le potentiel antifongique de certains extraits végétaux. Ray (2022) a démontré que les extraits aqueux et éthanoliques de feuilles de neem présentent une activité fongicide contre plusieurs champignons lignivores, avec des zones d'inhibition de 19 à 22 mm et des concentrations minimales inhibitrices (CMI) de 2,5 à 5 mg/mL contre des espèces telles que *Serpula lacrymans*, *Coniophora puteana* et *Aspergillus flavus*. De plus, Adenaiya et Adesina (2025) ont mis en évidence l'efficacité synergique des extraits aqueux de feuilles de neem et de *Kigelia africana* contre la pourriture fongique du bois, avec une perte de poids significativement réduite (9,33-12,01 %) par rapport aux témoins non traités (43,81-51,11 %) après exposition à *Pleurotus ostreatus* et *Aspergillus niger*. Concernant la tanaisie, si son huile essentielle est bien documentée pour ses propriétés antifongiques par Piras et al. (2014), des développements récents incluent son utilisation comme agent de biosynthèse pour

des nanoparticules d'oxyde de zinc aux propriétés antifongiques prolongées (Gutarowska et al., 2025).

Les traitements par atmosphère modifiée (anoxie, remplacement de l'oxygène par l'azote ou l'argon) sont efficaces contre les insectes et certains champignons, mais nécessitent des équipements spécialisés (sacs étanches, chambres de traitement) et des durées d'exposition longues (plusieurs semaines). Plus précisément, l'anoxie s'est révélée efficace pour inhiber la croissance des champignons de pourriture cubique (*Serpula lacrymans*, *Coniophora puteana*) et de moisissures communes des environnements intérieurs (*Aspergillus versicolor*, *Penicillium chrysogenum*) (Sterflinger et Pinàr, 2013). En revanche, certains champignons xérophiles comme *Eurotium repens* ou *Aspergillus restrictus* peuvent survivre à des expositions prolongées à l'anoxie en raison de leur capacité à entrer en dormance métabolique (Sitompul et al., 2026).

Les **méthodes biologiques** — utilisation de micro-organismes antagonistes pour inhiber les champignons lignivores — sont encore au stade expérimental dans le domaine du patrimoine (Barboux 2019). Des bactéries du genre *Bacillus* et des champignons du genre *Trichoderma* sont connus pour produire des métabolites antifongiques, mais leur application sur des objets patrimoniaux soulève des questions éthiques (introduction de micro-organismes exogènes) et pratiques (risque d'altération indirecte) (Gutarowska et al., 2025).

Enfin, les **nanotechnologies** — encapsulation d'HE dans des nanoparticules pour améliorer leur stabilité et leur libération contrôlée — constituent une voie de recherche prometteuse. Des formulations à base d'HE de thym et de clou de girofle encapsulées dans des nanoparticules de chitosan ont montré une efficacité prolongée contre *Penicillium* et *Aspergillus* (Betlej et al., 2024). Leur application sur le bois ancien reste toutefois à valider en termes d'innocuité pour les polychromies et de modification de l'apparence visuelle (changement de couleur, brillance résiduelle, formation de dépôts) (Pinna, 2025).

Une stratégie émergente pour améliorer l'efficacité et la durabilité des huiles essentielles dans la préservation du bois archéologique consiste à les associer à des nanoparticules d'oxyde de zinc (ZnO-NP) (Motelica et al., 2023). Les ZnO-NP possèdent des propriétés antifongiques intrinsèques, agissant par la production d'espèces réactives de l'oxygène (ROS) qui endommagent les parois et les membranes fongiques. Leur association avec les HE permet de bénéficier d'un effet synergique : les nanoparticules réduisent la volatilité des composés actifs des HE, prolongeant ainsi leur action dans le temps, tout en renforçant l'activité antifongique globale (Obeizi et al., 2020). Cette approche est particulièrement prometteuse pour le bois archéologique égyptien, car elle permet d'utiliser des concentrations plus faibles d'HE (réduisant les risques d'altération esthétique) tout en assurant une protection prolongée contre les champignons lignivores comme *Aspergillus niger* et *Penicillium chrysogenum* (Geweely et al., 2024). De plus, la synthèse verte de ces nanoparticules à partir d'extraits de plantes comme la tanaisie offre une voie encore plus écologique, alignée avec les objectifs de conservation verte (Motelica et al., 2023).

De tout ce qui précède, l'état de l'art de la présente étude constate que la mise en œuvre des traitements verts dans les musées nécessite une approche prudente et progressive, respectant les principes de la conservation-restauration : *minimalité* (appliquer le traitement le moins invasif possible), *réversibilité* (capacité à revenir à l'état antérieur), *compatibilité* (absence d'interaction défavorable avec les matériaux constitutifs) et *documentation* (enregistrement détaillé des protocoles et des produits utilisés) (Dupont, 2018 ; ICOM-CC, 2022). L'évaluation de l'efficacité doit reposer sur des protocoles standardisés (tests *in vitro* sur bois d'essai, puis tests *in situ* sur zones peu visibles) et sur un suivi à long terme (un à cinq ans) pour s'assurer de la pérennité des effets (Bahmani et Schmidt, 2018).

CHAPITRE 2: MATÉRIELS ET MÉTHODES

2.1 Sites d'étude, sélection des artefacts et historique de leur conservation (Corpus de thèse)

Afin de répondre à la problématique centrale de cette thèse – comprendre comment les conditions muséographiques influencent la biodiversité microbienne des collections en bois de l'Égypte ancienne – quatre environnements muséaux contrastés ont été sélectionnés en France et en Égypte. Ces sites représentent un gradient allant de conditions de conservation quasi optimales à des situations de risque avéré.

2.1.1 Musée Auguste Rodin, Meudon, France

Le musée Auguste Rodin (ARM) possède deux sites : l'Hôtel Biron à Paris et la Villa des Brillants à Meudon, cette dernière abritant la réserve des collections. La réserve de Meudon, située dans un environnement semi-enterré à proximité immédiate d'un jardin (Figures 6 et 7), présente des conditions de conservation peu contrôlées.

6





7

Figure 6 : Vue d'ensemble du jardin situé au sud-est de la Villa des Brillants (Musée Auguste Rodin, Meudon, France). Ce jardin abrite la réserve muséale dans laquelle quatre artefacts funéraires en bois de l'Égypte ancienne ont été sélectionnés. La végétation dense environnante constitue une source potentielle de spores fongiques exogènes et de particules organiques (pollen, débris végétaux), Crédit photo : Islam EZZAT

Figure 7 : Photographie du bâtiment abritant la réserve du Musée Auguste Rodin à Meudon (19 avenue Auguste Rodin, 92190 Meudon). La réserve est située dans le jardin sud-est de la Villa des Brillants. Les prélèvements microbiologiques (air et surface) ont été réalisés sur quatre objets en bois égyptiens entreposés dans ce bâtiment, Crédit photo : Islam EZZAT

Occupant une salle de 250 m², cette réserve – typique des palais historiques transformés en musées – ne respecte pas les normes de conservation préventive muséographique

actuelles (ICOM, 2022). Cette inadéquation, courante dans ces lieux, menace les objets sensibles aux fluctuations climatiques, particulièrement le bois ancien (Bastholm et al., 2024). La zone nord de la réserve, où sont stockés les quatre objets sélectionnés, est illustrée aux figures 8 à 10.



Figure 8- Vue d'une section de la réserve de l'ARM en lien avec l'extérieur par ses dispositifs d'aération. Les ouvertures sur le jardin de la villa permettent la libre circulation de l'air, de l'humidité et des particules biologiques (spores, pollen, poussières), créant ainsi des conditions microclimatiques peu contrôlées et défavorables à la conservation préventive du bois ancien, *Crédit photo : Islam EZZAT*

9



10



Figure 9 – Vue de la façade nord de la réserve de l'ARM. Cette orientation est exposée aux variations climatiques extérieures. Les quatre artefacts en bois égyptiens (couvercle de sarcophage, socle de statue, deux ouchebtis) ont été prélevés dans cet espace. *Crédit photo : Islam EZZAT*

Figure 10 – Vue rapprochée de la façade nord de la réserve. L'image illustre les conditions d'entreposage des objets en bois. *Crédit photo : Islam EZZAT*

La réserve de l'ARM ne dispose d'aucun système de climatisation mécanique (HVAC). La régulation thermohygrométrique y est assurée uniquement par une ventilation naturelle via les ouvertures (portes, fenêtres, grilles d'aération) et, pendant la saison froide, par des radiateurs électriques ou à eau chaude, sans aucun contrôle de l'humidité relative. Un enregistreur de données (datalogger) de type KIMO KH50 a été utilisé pour mesurer en continu la température et l'humidité relative au sein de la réserve. Les objets en bois égyptiens y sont entreposés dans des armoires métalliques, des vitrines scellées en bois et parfois sur des étagères ouvertes, ce qui les expose directement aux variations environnementales et aux dépôts de poussière.

Quatre objets ont été sélectionnés dans ce musée :

a) Couvercle de cercueil anthropoïde au nom de Nana, scribe du temple (CO.00871)

Ce sarcophage, datant du Nouvel Empire (XIXe dynastie, environ 1314-1200 av. J.-C.), est un objet majeur de la collection égyptienne de Rodin. Acquis par Rodin auprès de l'antiquaire Joseph Altounian en mai 1913, il fut exposé à l'hôtel Biron avant d'être donné à l'État français en 1916. L'objet mesure 187 cm de hauteur, 51 cm de largeur et 20 cm de profondeur. Le bois est polychrome, avec une ligne verticale d'hiéroglyphes noirs sur fond jaune identifiant le défunt comme « scribe, prophète d'Horus ».



Figure 11 - Couvercle de sarcophage anthropoïde de Nana, scribe du temple, fin du Nouvel Empire (essence de bois non identifiée). Musée Auguste Rodin, Meudon (inv. CO.00871). La surface intérieure est recouverte de résine noire. *Crédit photo: Base de données du musée Auguste Rodin*



Figure 12 - Couvercle de sarcophage anthropoïde de Nana, scribe du temple (fin du Nouvel Empire, essence de bois non identifiée), conservé au Musée Auguste Rodin à Meudon (inv. CO.00871). L'objet est présenté dans une vitrine moderne scellée à structure métallique et revêtement intérieur en polyéthylène, typique des conceptions muséographiques des années 1990 et 2000. *Crédit photo : Islam EZZAT*

L'histoire de sa conservation est complexe. Un rapport de restauration de 1993 (Madame Jurdin, Anne Portal et Marta Rembiesa, Rapport n° 159) (Portal et Rembiesa, 1993) détaille les interventions antérieures. Le sarcophage avait été conservé dans la galerie haute de la « Chapelle » où les variations d'humidité relative étaient très importantes. Deux interventions de restauration antérieures étaient visibles, dont une effectuée par la maison « André » pour l'exposition de 1967. Des bouchages soignés recouvraient de grandes surfaces sur les parties latérales (tête, épaules, robe, pieds), tandis que d'autres bouchages, plus grossiers, se trouvaient dans les fissures et lacunes de la polychromie originale. Le nez avait été refait. Le traitement de 1993 a inclus un re-fixage de la polychromie au Culminal ™ MC 400 (éther cellulosique, 3% et 0.9% dans un mélange eau/éthanol) et au PVA™ (acétate de polyvinyle à 50% dans l'eau avec agent mouillant). Les produits de re-fixage ont été appliqués au pinceau ou injectés à la seringue. Les

bouchages ont été éliminés mécaniquement au scalpel après ramollissement par un mélange eau/éthanol ou un gel de Klucel. La surface a été nettoyée à la salive ou au mélange eau/éthanol (Idem., 1993). Actuellement, l'objet est conservé dans une grande vitrine métallique scellée.

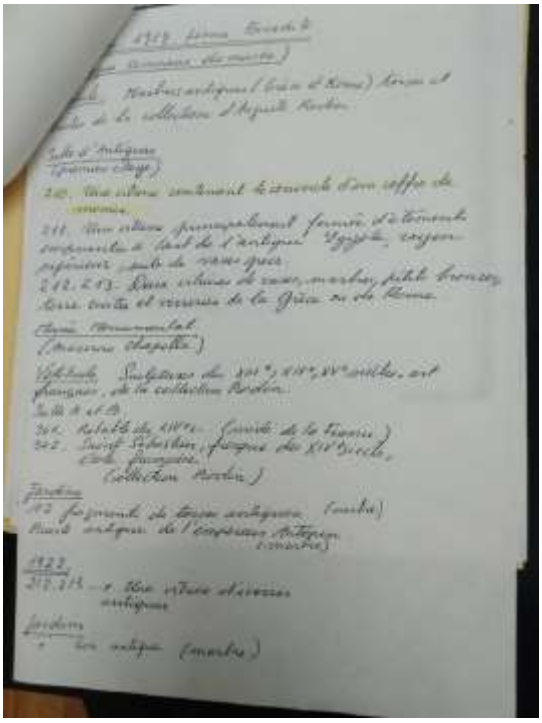


Figure 13: Document d'archives décrivant le protocole d'intervention appliqué au cercueil CO.00871 en 1989**,** antérieurement à l'intervention intégralement documentée réalisée en 1993**.**
Crédit photo : Archives des rapports d'intervention, Bibliothèque du musée Auguste Rodin à Paris

14



15



Figures 14 et 15 : État de la polychromie à la surface du bois avant l'intervention de restauration. Photographies extraites du rapport de Portal et Rembiesa (1993), documentant l'altération de la couche picturale préalablement aux opérations de re-fixage et de consolidation au Culminal ™ MC 400. *Crédit photo : Archives des rapports d'intervention, Bibliothèque du musée Auguste Rodin à Paris*

b) Socle de statue de Ptah-Sokar-Osiris (CO.06554)

Ce socle, datant probablement de la Basse Époque (environ 664 à 332 avant J.-C.), est en bois de sycomore (*Ficus sycomorus*). Il se trouve en mauvais état, stocké sur une étagère ouverte, et n'a jamais fait l'objet d'une restauration documentée. Son état de conservation est préoccupant avec un bois fibreux, roux, poreux et sec.

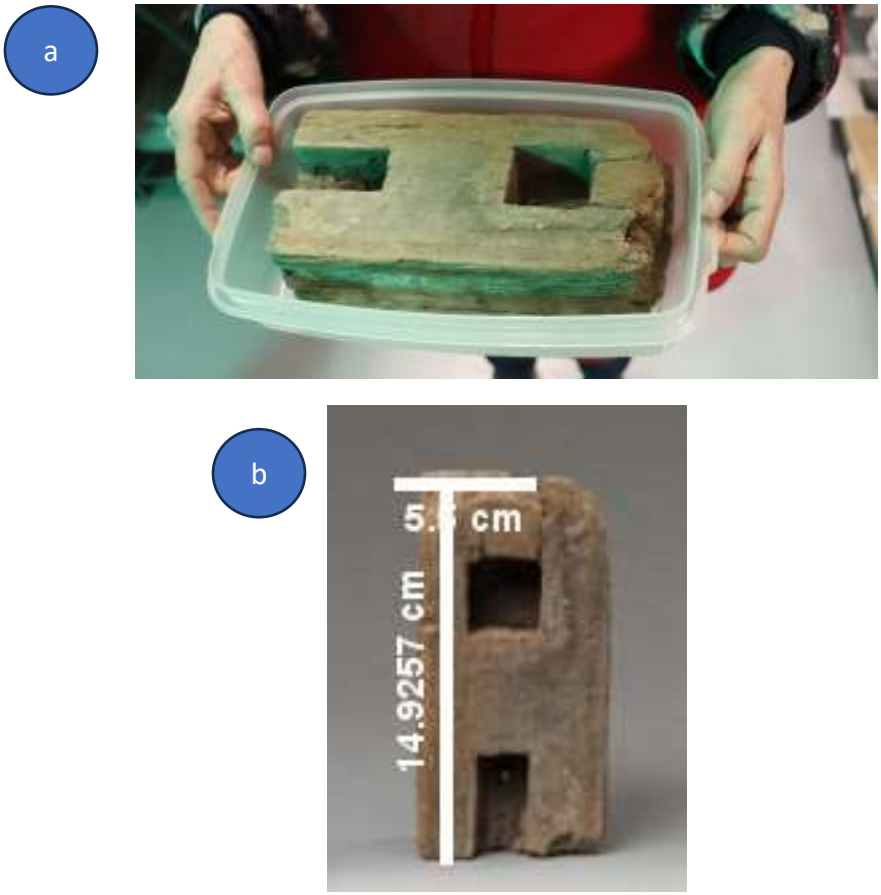


Figure 16– Socle de statue de Ptah-Sokar-Osiris, datant probablement de la Basse Époque (bois de sycomore, *Ficus sycomorus*). Musée Auguste Rodin, Meudon (inv. CO.6554). (a) Photographie de l'objet dans son état actuel, montrant des taches blanches à sa surface et son état mécanique fragile. (b) Photographie d'archive issue de la base de données du musée, présentant l'objet sous un angle différent. *Crédits photographiques : (A) Islam Ezzat ; (B) Base de données du musée Auguste Rodin.*

c) Ouchebti momiforme (CO.02349)

Cette figurine funéraire, probablement du Nouvel Empire (environ 1550 à 1069 av. J.-C.), est sculptée dans du tamaris (*Tamarix* sp.). L'objet ne présente pas de polychromie apparente. Son état de conservation est relativement stable, avec quelques fissures superficielles mais sans perte de matière significative. Aucune colonisation fongique active n'a été observée. Il est stocké dans une armoire métallique et a été consolidé en 2019 avec du méthacrylate de méthyle (Garnier, 2024).



Figure 18 - Ouchebti en forme de momie, datant probablement du Nouvel Empire (bois de tamaris, Tamarix sp.). Musée Auguste Rodin, Meudon (inv. CO.2349). *Crédit photo : Base de données du musée Auguste Rodin*



Figure 19 - L'armoire métallique où est conservé l'ouchebti CO.02349 à la Réserve de l'ARM. *Crédit photo : Islam EZZAT*

d) Ouchebti momiforme (CO.02389)

Également probablement du Nouvel Empire (environ 1550 à 1069 av. J.-C.), cette figurine est en bois de sycomore (*Ficus sycomorus*). L'objet présente un état de conservation moins stable que le précédent : la surface du bois est altérée, avec une légère pulvérulence (la faiblesse tend à se poudrer) dans certaines zones, notamment au niveau de la base et des épaules. On observe également des microfissures et une décoloration localisée (brunissement irrégulier). Aucune polychromie n'est visible. Aucun signe de colonisation fongique active (taches, efflorescences, mycélium visible) n'a été constaté lors de l'inspection visuelle. L'ouchebti est stocké dans la même armoire métallique et a été traité avec du Culminal™ MC 400 (Garnier, 2024).



Figure 20 - Ouchebti en forme de momie, datant probablement du Nouvel Empire (bois de figuier sycomore, *Ficus sycomorus*). Musée Auguste Rodin, Meudon (inv. CO.2389). Crédit photographique : Base de données du musée Auguste Rodin

2.1.2 Département des antiquités égyptiennes (DAE), Musée du Louvre, Paris, France

Le Musée du Louvre, situé au cœur de Paris sur la rive droite de la Seine, est l'un des plus grands et des plus visités au monde. Son histoire est pluriséculaire : édifié comme forteresse à la fin du XIIe siècle par Philippe Auguste, il est transformé en château royal sous Charles V, puis en palais royal sous François Ier. Il devient musée public en 1793, à la suite de la Révolution française. Dans les années 1980, le Grand Louvre, vaste programme de rénovation et d'agrandissement, est engagé sous la présidence de François Mitterrand, avec notamment la construction de la pyramide en verre et en métal de l'architecte Ieoh Ming Pei, qui devient l'entrée principale du musée (Musée du Louvre, s.d.). Une photographie extérieure du musée est présentée en Figure 21.

Le musée est organisé en huit départements couvrant l'histoire de l'art occidental et des civilisations anciennes et extra-occidentales : Antiquités égyptiennes, Antiquités grecques, étrusques et romaines, Antiquités orientales, Peintures, Sculptures, Objets d'art, Arts graphiques, et Arts de l'Islam. Chaque département possède ses propres espaces d'exposition et de conservation (*Idem*., s.d.).



Figure 21– Vue extérieure du Musée du Louvre, Paris. Au premier plan, la pyramide de verre et de métal conçue par l'architecte Ieoh Ming Pei, achevée en 1989 dans le cadre du projet du Grand Louvre. Cette pyramide constitue l'entrée principale du musée et symbolise la modernisation du palais royal. À l'arrière-plan, l'aile Sully (à gauche) et l'aile Denon (à droite), qui abritent respectivement le Département des Antiquités Égyptiennes et les célèbres collections de peintures et sculptures. *Crédit photographique : Next Traveller https://www.cntraveler.com/activities/paris/louvre-museum*

Le Département des Antiquités Égyptiennes (DAE) est l'un des départements les plus riches du Louvre, comptant plus de 50 000 pièces couvrant toute l'histoire de la civilisation égyptienne, de la période prédynastique à l'époque copte. Il est situé dans l'aile Sully, principalement au rez-de-chaussée et au premier étage, autour de la cour Carrée. Les objets en bois de l'Égypte ancienne y sont soit exposés dans les galeries (notamment les salles Sully 321-323 et la Crypte d'Osiris, aménagée dans les anciennes cuisines du palais royal) (Louvre, 2026), soit conservés dans les réserves du Carrousel, situées sous la place du Carrousel. Les conditions environnementales dans ces espaces sont modérément contrôlées : la température est maintenue entre 20 et 28°C selon les saisons, et l'humidité relative est généralement comprise entre 45 et 55%, avec des fluctuations saisonnières (Le Roux, 2024). Il n'y a pas de système de climatisation.

Au sein du DAE, quatre cercueils en bois ont été sélectionnés pour cette étude, en fonction de leurs conditions de conservation différenciées. Le cercueil de Padiimenipet (Pétaménophis), référence E 13016, ainsi que le cercueil de Padiouf, référence N 2579,

sont tous deux conservés au sein du Laboratoire Carroussel. Ce laboratoire (Figure 22), dédié à la restauration et à l'étude des œuvres, constitue un environnement technique maîtrisé. Les cercueils y sont entreposés sur des structures de soutien adaptées, sans vitrine close, exposés aux variations contrôlées mais réelles de température et d'humidité relative liées à l'activité du laboratoire (absence de confinement, entrées et sorties fréquentes, reprise de certaines zones de bois lacunaire par du chêne moderne).



Figures 22 – Laboratoire du Carrousel, musée du Louvre. Les cercueils de Padiimenipet et de Padiouf y sont actuellement entreposés dans le cadre d'une conservation temporaire. *Crédit photo : Islam EZZAT*

Le second ensemble intéresse le cercueil de Sékhemrê-Hérouhermaât Antef, référence E 3020, présenté dans l'espace d'exposition de la Crypte Osiris. Cette crypte souterraine, aménagée en salle d'exposition permanente, est susceptible d'offrir une certaine stabilité thermique et hygrométrique du fait de son environnement souterrain, bien qu'elle soit soumise à un flux continu de visiteurs. L'œuvre est présentée dans une vitrine close équipée de matériaux inertes, limitant les échanges d'air entre l'intérieur de la vitrine et l'ambiance générale de la crypte.

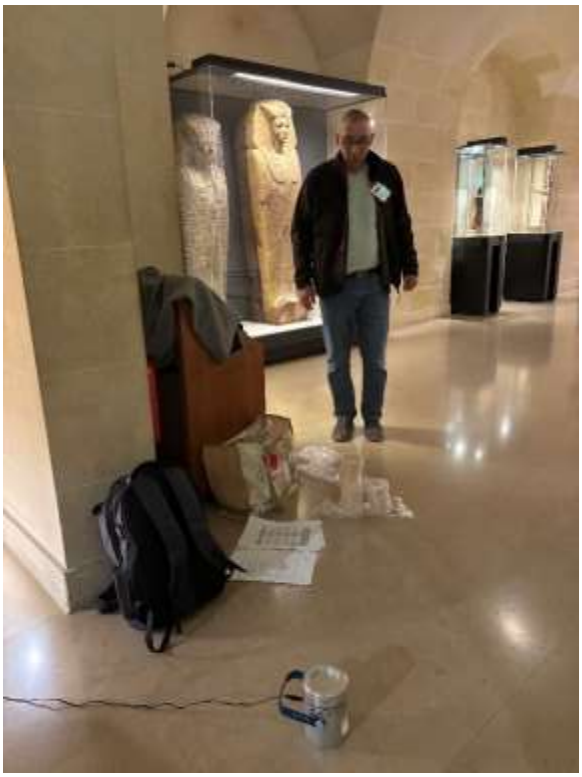


Figure 23 – Salle de la crypte d'Osiris, Département des Antiquités égyptiennes (DAE), musée du Louvre, Paris. Le cercueil de Sékhemrê-Hérouhermaât Antef (E 3020) y est conservé dans une vitrine métallique scellée. *Crédit photo : Patrick DI-MARTINO*

Enfin, le cercueil extérieur momiforme de Tamoutnefret, référence N 2571, est exposé en salle Sully 321, une salle éclairée par la lumière naturelle et artificielle. Les conditions microclimatiques dans ce type d'espace d'exposition sont généralement plus susceptibles de fluctuer que dans une réserve ou une crypte souterraine, en raison notamment des variations saisonnières, de l'affluence des visiteurs et de l'apport énergétique de l'éclairage (LeRoux, 2024). Ce cercueil est présenté dans une vitrine close. Son grand format impose un volume important, dans lequel la régulation passive de l'humidité relative repose sur l'inertie hygroscopique des matériaux constitutifs (bois, panneaux de particules). La typologie de conservation pour ces deux derniers cercueils (présentation en salle d'exposition) contraste ainsi avec celle des cercueils entreposés en laboratoire (zone de réserve technique à accès restreint).



Figure 24 – Salle Sully 321, Département des Antiquités égyptiennes (DAE), musée du Louvre, Paris. Le cercueil extérieur momiforme de Tamoutnefret (n° 2571) y est conservé dans une vitrine métallique scellée. *Crédit photo : Islam EZZAT*

Les quatre cercueils en bois de l'Égypte ancienne sélectionnés dans le DAE sont les suivants :

a) Plancher et cercueil de Padiimenipet (Pétaménophis), E 13016

Cet ensemble funéraire date de la période romaine (règne de Trajan, 98-117 apr. J.-C.) **(Figure 25).** Le défunt, Padiimenipet, était un jeune Thébain décédé à 21 ans. Le cercueil est composé d'une caisse rectangulaire cintrée et d'un plancher. Le bois du fond est probablement du sycomore (*Ficus sycomorus*), tandis que la caisse est faite d'une essence non identifiée, avec des chevilles en bronze. La polychromie est bien préservée (Louvre, 2026).

Le rapport de restauration (Fauniers, Ibled et Levy, 1997) indique des interventions de conservation importantes. Des bouchages et retouches avaient été réalisés antérieurement. Le traitement de 1996-97 a inclus un re-fixage de la polychromie au Culminal™ HPC 400 (éther cellulosique à 1% dans eau/éthanol) et un nettoyage de surface à la gomme tendre (Mallat). Pour atténuer la couche brune déposée sur l'arrondi de la caisse, les restaurateurs ont procédé par compresses humides (eau + tensio-actif non ionique Triton X100). Cet objet est conservé au laboratoire de la réserve du Carrousel, en cours de restauration.

a



b



c



d



Figure 25 – Cercueil de Padiimenipet (Pétaménophis), E 13016 (époque romaine, règne de Trajan, 98-117 apr. J.-C.). (a, b) Photographies d'archives avant et pendant sa restauration en 1997. Plusieurs éléments en bois semblent absents de sa structure ; ces lacunes ont été comblées avec du chêne moderne, notamment au niveau des bords inférieurs. (c) Photographie de l'état actuel du couvercle du cercueil conservé au laboratoire Carrousel (Département des Antiquités Égyptiennes, Musée du Louvre, Paris). (d) Détail de l'état actuel de la base du cercueil. **Sources : (a, b) Rapport de restauration – Sarcophage de Padiimenipet, bois polychrome, par D. Fauniers, en collaboration avec D. Ibled et J. Levy, août 1996-janvier 1997 ; (c) Base de données du Musée du Louvre ; (d) Crédit photo : Islam Ezzat. **

b) Cercueil momiforme de Padiouf, N 2579

Ce sarcophage de la Troisième Période Intermédiaire (époque libyenne, XXIIIe dynastie) est en bois de jujubier (*Ziziphus* sp. selon identification préliminaire de Victoria Asensi, 2024) (Asensi, 2024) **(Figure 26).** Il est de type momiforme, avec un couvercle et une cuve. La polychromie, appliquée directement sur le bois, présente des motifs bleus cernés de noir. Des yeux incrustés ont aujourd'hui disparu.

Le traitement de 1998 a consisté en un dépoussiérage, un re-fixage à l'acétate de polyvinyle (PVA dilué à 10 % dans l'eau avec tensio-actif), un nettoyage par gommage et à l'aide de cotons humectés de salive, et un traitement des sels cristallisés. Ce dernier a été réalisé par application de compresses d'eau déminéralisée sur les zones concernées, afin de dissoudre et d'extraire les sels par migration capillaire. Les compresses ont été renouvelées jusqu'à disparition des efflorescences salines, puis les zones traitées ont été rincées à l'eau déminéralisée et séchées progressivement (Joigneau et Louis, 1998). Une recherche en réserve a permis de découvrir un œil droit pouvant s'adapter à la cavité, et une copie a été réalisée pour l'œil gauche (Joigneau et Louis, 1998).

a



b





Figure 26– Cercueil momiforme de Padiouf (N 2579), Troisième Période Intermédiaire (XXIIIe dynastie). (a) Photographie d'archive avant l'intervention de restauration de 1998. L'état du cercueil montre des marques de décoloration dans la couche polychrome appliquée sur la surface du bois. (b, c) Photographies de l'état actuel du cercueil, tel qu'il est conservé au laboratoire Carrousel (Département des Antiquités Égyptiennes, Musée du Louvre, Paris). Le cercueil était en cours de restauration par M. Frédéric Dubois au moment des prélèvements. *Sources : (a) Archives du musée du Louvre, Paris ; (b, c) Base de données du Musée du Louvre / crédits photographiques : Islam Ezzat*

c) Cercueil de Sékhemrê-Hérouhermaât Antef, E 3020

Ce cercueil de type rishi (à plumes) appartient au roi Antef de la XVIIe dynastie (Deuxième Période intermédiaire, vers 1590-1585 av. J.-C.) (Figure 27). Il est en bois peint et stuqué, avec des incrustations d'obsidienne pour les yeux. Il est exposé dans la Crypte d'Osiris (Salle Sully 323, Vitrine 9) (Louvre, 2026).

Suite à un déplacement du cercueil, des soulèvements de la couche picturale ont été constatés sur la cuve, formant des cloques et poches en pourtour de fissures. Un rapport d'intervention d'urgence (De Guiran, 2011) attribue ces altérations aux variations hygrométriques et au vieillissement d'un ancien fixatif. Le traitement a consisté en un refixage des soulèvements à l'aide d'une résine vinylique (Mowithal B60 à 10% dans l'éthanol), appliquée par injection ou au pinceau, mélangée à des micro-billes de verre et des pigments pour les solins. Des étais en bambou, des serre-joints en fibre de carbone et des plots de billes de plomb ont été utilisés pour maintenir les écailles. L'intervention a été qualifiée d'urgence, et il a été recommandé de stocker la cuve dans un climat stable.



Figure 27– Cercueil de Sékhemrê-Hérouhermaât Antef (XVIIe dynastie, essence de bois non identifiée). Musée du Louvre, Paris (inv. E 3020 / N 711). La surface intérieure du couvercle est recouverte de résine noire. *Crédit photo : Base de données du musée du Louvre.*

d) Cercueil extérieur momiforme de Tamoutnefret, N 2571

Cet ensemble funéraire de l'époque ramesside (XIXe dynastie) appartient à Tamoutnefret, « maîtresse de maison et chanteuse d'Amon ». Il comprend un cercueil extérieur, un cercueil intérieur et une couverture de momie (plastron et gaine ajourée) **(Figure 28).** Les cercueils sont en bois polychrome et doré (visage et mains dorés), avec des incrustations d'yeux. Il est exposé dans une vitrine verticale de la salle Sully 321 (Louvre, 2026).

Le rapport de traitement de Darowska et Portal (1994) et celle de De-Gurian (2011) détaillent des interventions antérieures non documentées, caractérisées par des méthodes invasives : renforts par points, vis et chevilles modernes, bouchages étendus, surpeints généralisés, pose d'un vernis artificiel. Le traitement de 1993-94 a inclus un re-fixage au Culminal ™ MC 400 (méthylcellulose à 1% dans eau/éthanol) et au PVA (émulsion à 25%), un recollage du bois au PVA à 50%, une consolidation du support par des taquets en bois, et un nettoyage complexe impliquant l'élimination du vernis par un mélange de solvants organiques (isopropanol, toluène, eau) ainsi que des cotons imbibés de salive ou d'eau ammoniacale.

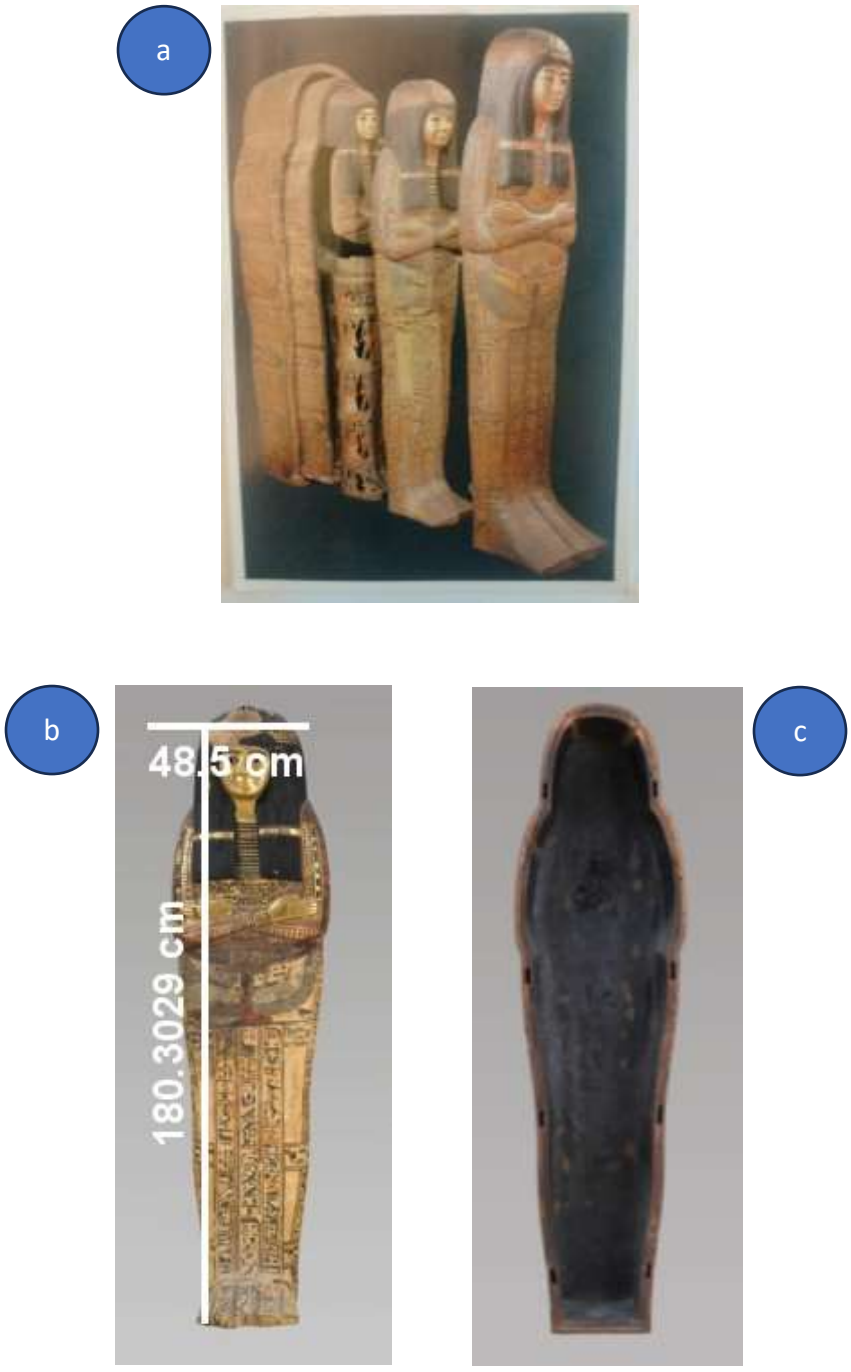


Figure 28 – Cercueil extérieur momiforme de Tamoutnefret (N 2571), époque ramesside (XIXe dynastie). (a) Photographie d'archive avant restauration (De-Gurian, 2011). (b) Vue extérieure du couvercle dans son état actuel. (c) Vue intérieure du couvercle montrant la surface recouverte de résine noire. **Sources : (a) De-Gurian, 2011 ; (b, c) Base de données du Musée du Louvre.***

2.1.3 Centre de Conservation du Musée du Louvre (CCL), Liévin, France

Inauguré en 2019 à Liévin, dans les Hauts-de-France, le Centre de Conservation du Louvre (CCL) est une infrastructure de pointe conçue pour protéger les collections nationales des risques d'inondation et améliorer les conditions de conservation. Il abrite environ 250 000 œuvres (Louvre, 2026). Le CCL dispose d'un système CVC (Chauffage, Ventilation, Climatisation) de haute technologie qui maintient une température constante de 19,4°C toute l'année et une humidité relative rigoureusement contrôlée à 50% (±5%). L'air est filtré par des filtres HEPA. Cet environnement représente ce qui se fait de mieux en termes de conditions de conservation préventive actuelles.



Figure 29 – **Réserve R5 du Centre de conservation du musée du Louvre à Liévin (CCL).** Quatre cercueils en bois et deux statues de serviteurs y ont été sélectionnés pour le corpus d'étude. *Crédit photo : Islam EZZAT*

Six objets ont été sélectionnés dans la Réserve 5 du CCL :

a) Cercueil rectangulaire de Pakhetemhat, E 30901

Ce cercueil du début de la XIIe dynastie (Moyen Empire, vers 1963-1862 av. J.-C.) provient de la tombe de Pakhetemhat à Antinoé (Figure 30). Il est en bois polychrome. Le rapport de traitement (Darowska et Portal, 2008) indique une consolidation du bois et de la polychromie au Culminal™ MC 400 (méthylcellulose à 1% dans eau/éthanol), des collages à l'acétate de polyvinyle (PVA), des comblements à la poudre de bois mélangée au PVA, et un traitement des métaux à la résine Paraloid B72. Lors de cette restauration, quatre planches modernes en bois de sycomore (*Ficus sycomorus*) ont été ajoutées et patinées pour compléter la base du cercueil, comme illustré dans la figure 30 (parties a et b).

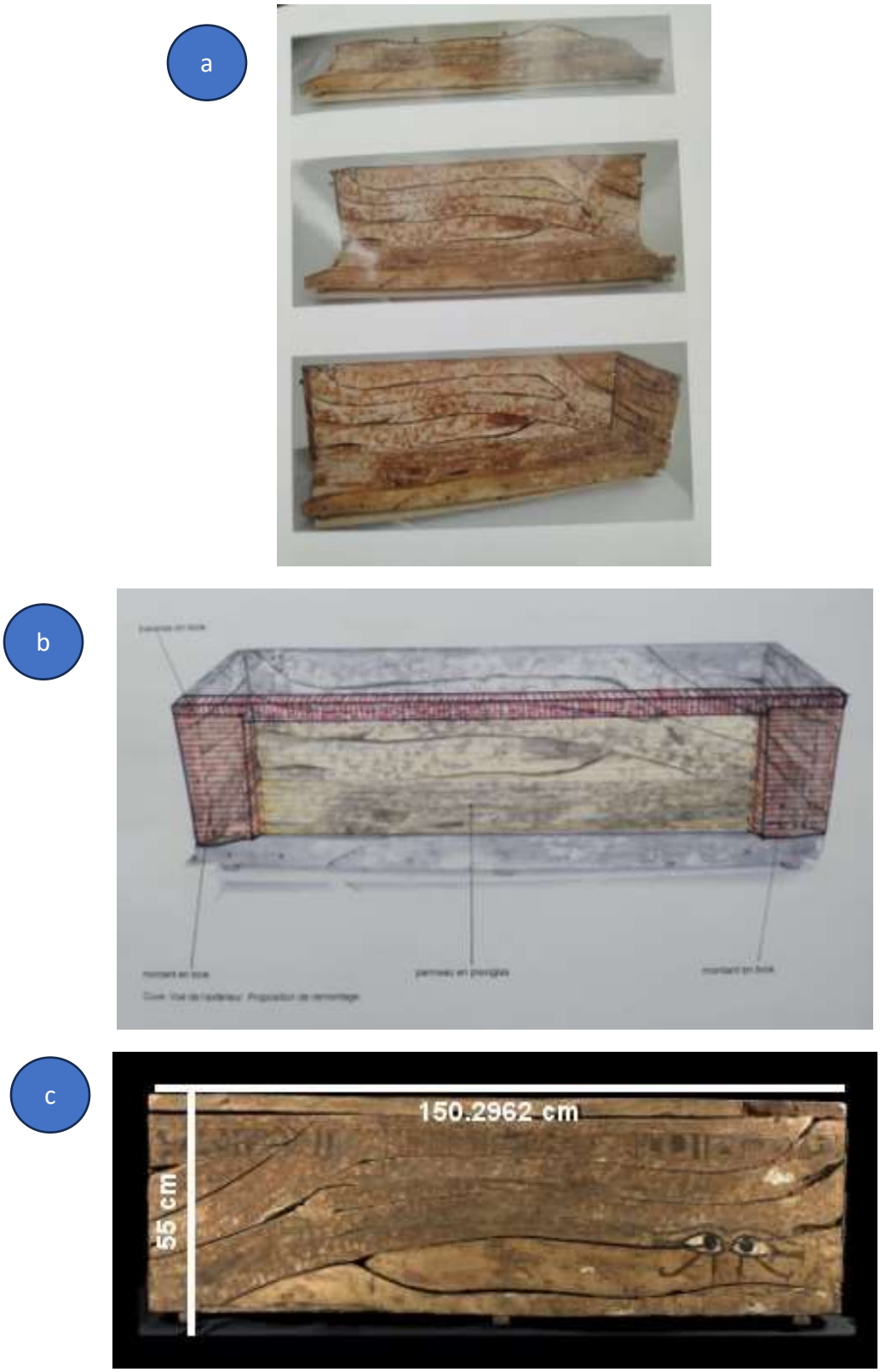


Figure 30 – Cercueil rectangulaire de Pakhetemhat (E30901), début de la XIIe dynastie, Moyen Empire. (a) Photographie prise lors de la restauration de 2008 au Musée du Louvre (Paris),

montrant l'assemblage des différentes parties du cercueil et les opérations de consolidation. (b) Cartographie des parties ajoutées lors de cette restauration : quatre planches modernes en bois de sycomore (*Ficus sycomorus*) ont été patinées pour s'intégrer à la structure d'origine, afin de compléter la base du cercueil. (c) État de conservation actuel du cercueil, conservé au Centre de Conservation du Louvre à Liévin (CCL). *Sources : (a, b) Archives du musée du Louvre, Paris ; (c) Base de données du musée du Louvre.*

b) Cercueil rectangulaire de Ouahparê, E 12059 A

Ce cercueil de l'époque ptolémaïque (332-30 av. J.-C.) est en bois de tamaris (*Tamarix* sp.), avec un tissu aggloméré et stuqué (Figure 31). Le traitement de conservation (Portal et Darowska, 1996) a inclus un re-fixage de la polychromie au Culminal 400, une consolidation du bois au PVA et des comblements à la poudre de bois, ainsi que le remplacement de chevilles.



Figure 31 – Cercueil rectangulaire d'Ouahparê, époque ptolémaïque. Bois de tamaris (*Tamarix sp.*) avec tissu aggloméré et stuqué. Centre de conservation du Louvre, Liévin (CCL, inv. E 12059 A). *Crédit photo : Base de données du musée du Louvre*.

c) Cercueil momiforme de Iâhmes, E 18842 (anciennement MG 1333)

Ce cercueil en bois de cèdre (*Cedrus libani*) date de l'époque ptolémaïque **(Figure 32).** Iâhmes était prêtre de Ptah à Memphis. Traitement documenté par (Darowska et Portal, 1996) : re-fixage au méthacrylate de méthyle, recollage des fragments au PVA à 50%, comblement des lacunes par poudre de bois liée au PVA à 25%, consolidation structurelle avec remplacement de chevilles.



Figure 32 – Sarcophage momiforme d'Iâhmes, époque ptolémaïque. Bois de cèdre (*Cedrus libani*). Centre de conservation du Louvre, Liévin (CCL, inv. E 18842 / MG 1333). *Crédit photo : Base de données du musée du Louvre.*

d) Cercueil momiforme de Mehytousekhet, E 7821

Ce cercueil de l'époque ptolémaïque provient probablement d'Akhmîm, une ville de Haute-Égypte située sur la rive orientale du Nil, à environ 200 km au nord de Louxor (Figure 33). Anciennement connue sous le nom grec de Panopolis, Akhmîm était un important centre religieux et textile. Le cercueil est en bois peint et doré (visage doré). Les interventions documentées sont limitées, mais le bois est fragilisé par des attaques anciennes d'insectes xylophages (Musée du Louvre, s.d.).



Figure 33 – Sarcophage momiforme de Mehytousekhet, époque ptolémaïque (essence de bois non identifiée). Centre de conservation du Louvre, Liévin (CCL, inv. E 7821 / AF 6552). La surface intérieure du couvercle est recouverte de résine noire. *Crédit photo : Islam Ezzat.*

e) Serviteurs funéraires momiformes de Qenimen (deux statues), E 11597 et E 11598

Ces deux figurines funéraires datent du Nouvel Empire (règne d'Aménophis II, vers 1425-1400 av. J.-C.) et proviennent de la tombe TT93 de Qenimen (Cheikh Abd-el-Gourna) **(Figure 34).** Un rapport d'étude et d'intervention (De-Guiran, 2013) décrit un état de conservation très inquiétant : bois présentant des fissures larges, de très nombreux éclats non stabilisés, un délitage des cernes du bois, et une perte de cohésion avec des signes de pourriture cubique (notamment sur le tenon). Une attaque lignivore ancienne est manifeste. La polychromie présente une cohésion faible, avec des pigments pulvérulents (un état semi-poudreux). Le traitement a consisté en une consolidation des éclats de bois fragilisés par collage et/ou insertion de fines lamelles de balsa collées avec un mélange de Klucel G (hydroxypropylcellulose à 5% dans l'eau) et de Vinavil ™ 59 (colle vinylique à 20%). Le bois pulvérulent a été consolidé par un passage de Klucel ™ G à 5% dans l'éthanol pulvérisé. Un dépoussiérage au pinceau et une élimination du voile gris par gommage latex ont été réalisés.



Figure 34- Collection de serviteurs funéraires momifiés (deux statues sélectionnées), vers 1425-1400 av. J.-C. (règne d'Amenhotep II), provenance : TT 93, Qenimen (Cheikh Abd-el-Gourna) (essence de bois non identifiée). Centre de conservation du Louvre, Liévin (CCL) (inv. E 11597, E 11598). *Crédit photographique : Base de données du musée du Louvre*

2.1.4 Musée égyptien du Caire (EMC), Égypte

Le Musée égyptien du Caire, construit en 1902, abrite une collection inestimable de plus de 150 000 objets **(Figure 35)**. Les conditions de conservation y sont rudimentaires : les galeries d'exposition ne disposent d'aucun système de contrôle climatique (ni chauffage, ni ventilation mécanique, ni climatisation). La régulation thermo-hygrométrique y est

assurée uniquement par la ventilation naturelle (ouvertures, fenêtres) et, dans certaines salles, par des ventilateurs mobiles, sans aucun contrôle de l'humidité relative (Figure 36). La réserve (sous-sol, architecture en shed) présente des conditions encore moins favorables à une bonne conservation, avec une humidité relative et une température élevée, sans ventilation adéquate. De plus, des travaux de rénovation étaient en cours au rez-de-chaussée au moment de l'étude, générant poussières et vibrations.



Figure 35 – Musée égyptien du Caire (MEC). Quatre cercueils en bois de l'Égypte ancienne ont été choisis pour le corpus de la thèse, en fonction de la diversité de leur état de conservation, de leur localisation et des conditions muséographiques. *Crédit photo: Base de données EMC*



Figure 36 – **Rotonde des galeries d'objets en bois au deuxième étage du Musée égyptien du Caire.** Trois cercueils sélectionnés y sont exposés : couvercle de cercueil, époque romaine (TR 26.12.24.1, n° 400) ; cercueil romain (JE 44970) ; cercueil de l'époque tardive provenant d'Assiout (JE 39068 - SR/11382/4). La figure illustre les travaux réalisés dans cette zone : rénovation des sols avec des matériaux à base d'acrylique ainsi que peinture des murs. *Crédit photo : Islam EZZAT*

Quatre objets ont été sélectionnés :

a) Couvercle de cercueil, époque romaine, TR 26.12.24.1 N° 400

Ce couvercle polychrome représente une scène avec la déesse Thot **(Figure 37)**. Il est exposé verticalement dans une vitrine en bois à montants épais, à proximité immédiate de la paroi vitrée. L'espace restreint entre l'objet et la vitre crée un microclimat confiné propice à la condensation. Une accumulation importante de poussière noire est visible dans la vitrine. L'objet présente des altérations chromatiques (pigmentation ferrugineuse sur le fond rosé) et un jaunissement localisé.

a





Figure 37 – Couvercle de cercueil d'époque romaine (TR 26.12.24.1, n° 400) exposé au Musée égyptien du Caire (MEC). (a, b) Photographies de l'objet dans son état de conservation précaire : la vitrine, tant à l'intérieur qu'en surface, est poussiéreuse. On note également une nette altération de la couche polychrome appliquée sur le bois. *Crédit photographique : Islam Ezzat.*

b) Cercueil romain, JE 44970

Ce cercueil polychrome en bois de sycomore (*Ficus sycomorus* sp.) a été découvert dans la nécropole de Assiout ou de Naucratis **(Figure 38)**. Il n'a jamais été restauré. Il est exposé horizontalement dans une vitrine en bois non climatisée. Le bois est fragile et pulvérulent par endroits, avec des taches noires en surface.



Figure 38 – Cercueil romain (JE 44970) exposé au Musée égyptien du Caire (MEC). La photographie témoigne de l'état de conservation précaire de l'objet : la vitrine contient de la poussière, aussi bien à l'intérieur qu'à la surface du cercueil. *Crédit photo : Islam EZZAT*

c) Cercueil de l'Époque Tardive, Assiout, JE 39068 - SR/11382/4

Ce cercueil anthropomorphe en bois polychrome de la Basse Époque (664-332 av. J.-C.) provient de la nécropole de Assiout **(Figure 39)**. Une caractéristique notable est la présence d'une couche de résine noire appliquée directement sur les bandelettes d'embaumement de la momie qu'il contient. Un traitement de conservation a été réalisé en 2015 avec une consolidation au Paraloid B72 (méthacrylate de méthyle). L'objet est exposé horizontalement.

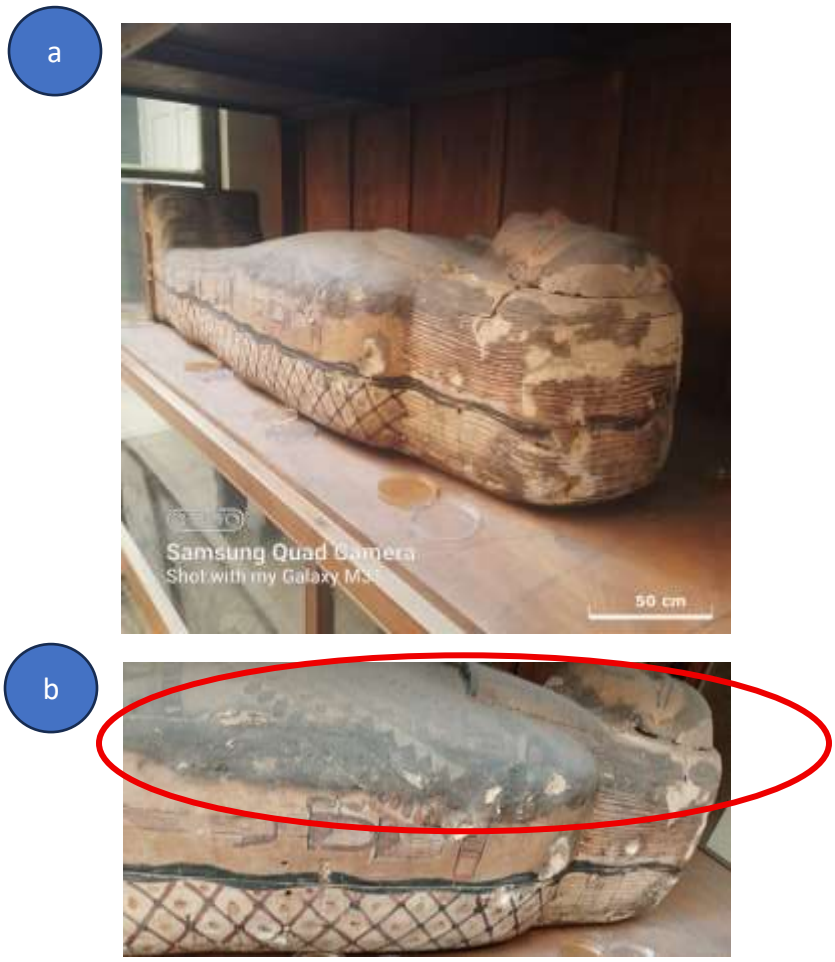


Figure 39 – Cercueil de l'Époque tardive provenant d'Assiout (JE 39068 - SR/11382/4), exposé au Musée égyptien du Caire (MEC). (a) Vue générale du cercueil dans son état de conservation. (b) Détail montrant la couche de résine noire clairement visible à la surface de la polychromie (et non à l'intérieur du couvercle), un phénomène spécifique pouvant être lié à la nécropole d'Assiout. *Crédit photographique : Islam Ezzat.*

d) Cercueil de l'Époque Tardive avec une momie à l'intérieur, TR 17.10.17.3

Cet objet est conservé dans la réserve du sous-sol du musée **(Figure 40)**. La momie à l'intérieur est dans un état de dégradation très avancé : les bandelettes de lin sont réduites en poudre. Ces résidus de lin en poudre ont été déposés sur le couvercle du cercueil, transférant involontairement l'agent de dégradation de la momie vers le bois. Le bois du

cercueil lui-même est humide au toucher et certaines parties se réduisent également en poudre.



Figure 40– Cercueil de l'Époque tardive contenant encore une momie (TR 17.10.17.3). *Crédit photo : Islam Ezzat.*

2.2 Stratégie d'échantillonnage

2.2.1 Prélèvements de l'air (actifs et passifs)

L'évaluation de la contamination fongique de l'air ambiant a été réalisée selon deux méthodes complémentaires, conformément aux normes NF ISO 16000-19 (2012) (ISO 16000-19:2012(fr) ; ISO 16000-18:2011(fr)) pour l'échantillonnage des moisissures **(Figure 41).**

Les points de prélèvement ont été choisis à proximité immédiate des objets étudiés (moins d'un mètre), à une hauteur de 1 mètre du sol, et à au moins 1 mètre des murs et des ouvertures (portes, fenêtres, grilles de ventilation) afin d'éviter les perturbations locales. Dans chaque musée, le nombre de points a été adapté au nombre d'objets :

- **ARM (Meudon)** : 1 point de prélèvement (réserve unique).
- **LMP (Louvre Paris)** : 4 points (laboratoire Carrousel points 1 et 2, Crypte d'Osiris point 3, salle Sully 321 point 4).
- **CCL (Liévin)** : 3 points de prélèvement, correspondant aux trois zones de stockage distinctes au sein de la Réserve 5 : point 1 (zone du cercueil de Iâhmes,

E18842) ; point 2 (zone regroupant les cercueils de Mehytousekhet E7821, Pakhetemhat E30901 et Ouahparê E12059 A) ; point 3 (zone des deux statues de serviteurs funéraires de Qenimen, E11597 et E11598).

- **EMC (Le Caire)** : 3 points de prélèvement : point 1 (salle 44 – couvercle de cercueil romain TR 26.12.24.1) ; point 2 (salle 56 – cercueils JE 44970 et JE 39068) ; point 3 (réserve sous-sol – cercueil TR 17.10.17.3).

a) Échantillonnage actif

Un bio-impacteur a été utilisé pour les prélèvements d'air actifs. En France (ARM, LMP, CCL), un appareil Merck MAS-100 NT a été employé. Cet appareil aspire un volume d'air défini à travers une tête perforée comprenant 400 orifices de 0,7 mm de diamètre, projetant les particules en suspension (dont les spores fongiques) à une vitesse calibrée sur la surface d'une gélose. Pour chaque point de prélèvement, un volume de 100 litres d'air a été aspiré. L'appareil a été positionné à 1 mètre de hauteur du sol, à 1 mètre de tout obstacle (mur, vitrine) et à 1 mètre des objets sélectionnés, conformément aux recommandations de la norme.

En Égypte (EMC), un bio-impacteur plus ancien, de type impacteur d'Andersen à deux étages (*Andersen two-stage viable sampler*), a été utilisé. Cet appareil se caractérise par deux niveaux permettant de placer deux boîtes de Pétri simultanément, afin de séparer les particules en deux fractions de taille. Le volume d'air aspiré (100 litres) et le positionnement de l'appareil (1 mètre de hauteur, à 1 mètre des obstacles et des objets) étaient identiques au protocole appliqué en France.

Deux milieux de culture ont été utilisés :

- **Gélose à l'extrait de malt (Malt Extract Agar, MEA) :** Ce milieu, de pH acide (4,7 ± 0,2), permet la croissance de la plupart des levures et moisissures. Il contient de l'extrait de malt comme source de nutriments (carbone et azote) (Schwarze, Gholam, Nstrom et Heeb, 2022).
- **Gélose Dichloran-Glycérol (DG18) :** Ce milieu est recommandé pour le dénombrement et l'isolement des moisissures xérophiles, capables de se développer à faible activité de l'eau (aw < 0,96). Il contient du glycérol, du glucose et de la tryptone. Le dichloran inhibe la propagation des champignons mucoracés (Deak et al., 2001).

Les deux milieux ont été supplémentés avec 50 mg/L de l'antibiotique à large spectre chloramphénicol (CM) pour inhiber toute croissance bactérienne. Pour chaque point, trois prélèvements ont été effectués sur chaque milieu (soit 6 boîtes par point). Les boîtes ont été incubées à 25°C pendant 7 jours.

La concentration fongique de l'air a été calculée selon la formule suivante : **UFC/m³ = (Nombre d'UFC comptées sur la boîte) × (1000 / Volume d'air en litres)** = **UFC × 10** (pour un volume de 100 L = 0,1 m³).

$$\text{UFC/m}^3 = N \times \frac{1000}{V_\text{L}} = N \times 10 \quad (\text{pour } V_\text{L} = 100\,\text{L} = 0,1\,\text{m}^3)$$

où :

- N = Nombre d'UFC comptées sur la boîte
- V_L = Volume d'air prélevé (en litres)

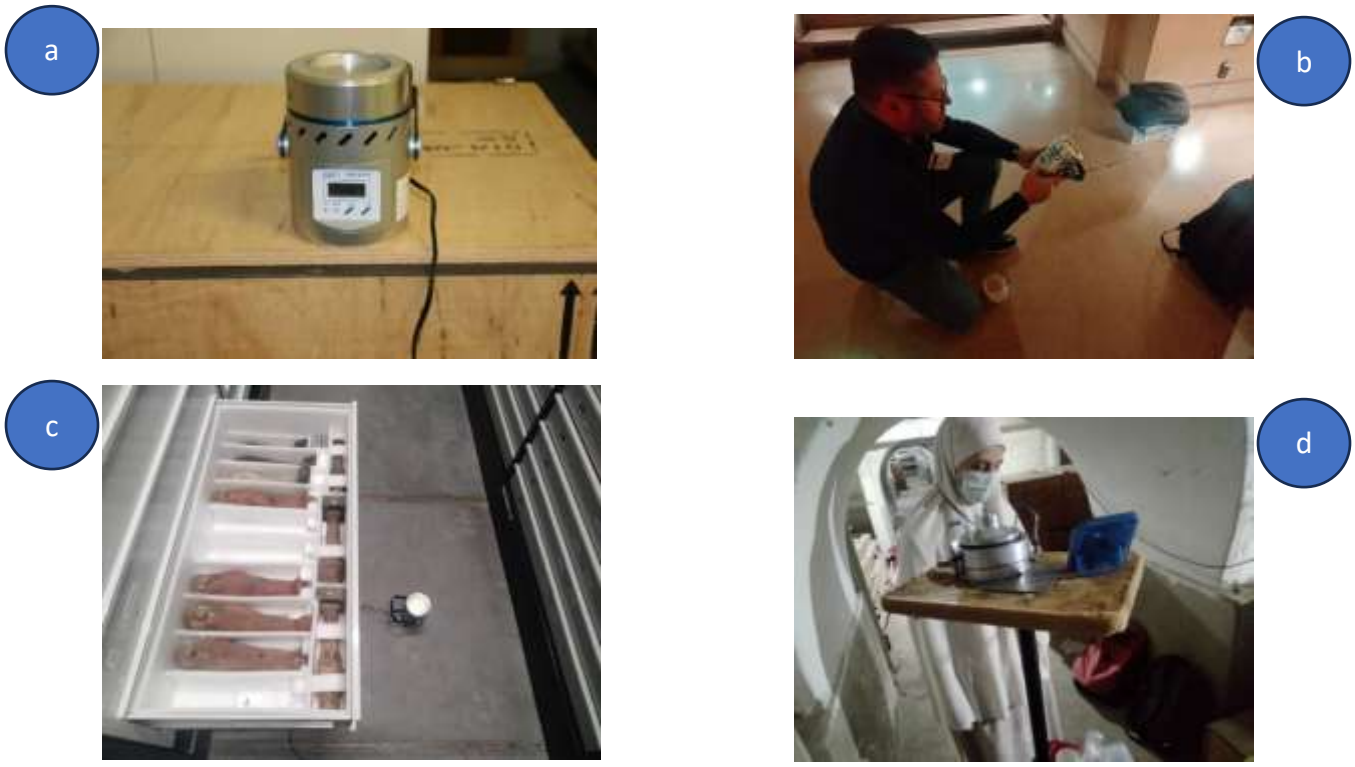


Figure 41 – Prélèvement actif d'air réalisé à l'aide d'un bio-impacteur dans les quatre environnements muséaux étudiés. (a) Point au sein de la réserve du musée Auguste Rodin (ARM). (b) Point au niveau de la « Crypte Osiris » au sein de la Direction des Antiquités Égyptiennes (DAE) du Laboratoire de recherche des musées de France (LMP). (c) Point couvrant la collection de serviteurs funéraires momiformes (deux statues sélectionnées), tombe TT93, au Centre de conservation du Louvre (CCL). (d) Point dans la réserve du Musée égyptien du Caire (EMC). *Crédit photographique : Islam EZZAT.*

b) Échantillonnage passif (ou par sédimentation)

Des boîtes de Pétri de 90 mm de diamètre contenant les mêmes milieux (MEA + CM et DG18 + CM) ont été laissées ouvertes pendant 1 heure **(Figure 42)**. Elles ont été placées à 1 mètre du sol et à 1 mètre des obstacles, à l'intérieur et à l'extérieur des vitrines. Cette

méthode repose sur le dépôt naturel des spores sous l'effet de la gravité. Bien qu'elle ne permette pas de mesurer un volume d'air précis (les résultats dépendent des flux d'air, de la taille des particules), elle fournit une indication sur le potentiel de dépôt de spores sur les surfaces.

La concentration en UFC/dm²/h a été calculée en utilisant la formule de la norme ISO 16000-18:2011 :

UFC/dm²/h = (Nombre d'UFC sur la boîte) / (Surface de la boîte en dm² × Temps d'exposition en h)

$$\mathrm{UFC/dm^2/h} = \frac{N}{S \times t}$$

où :

- N = Nombre d'UFC comptées sur la boîte
- S = Surface de la boîte en dm²
- t = Temps d'exposition en heures

Avec une boîte de diamètre 9 cm (rayon 4,5 cm), la surface est de π × r² = 3,14 × (4,5 cm)² ≈ 63,6 cm², soit 0,636 dm². Le temps d'exposition étant de 1 heure, la formule se simplifie en : **UFC/dm²/h = UFC comptées / 0,636**.

Pour chaque point, 3 boîtes de MEA et 3 boîtes de DG18 ont été exposées à l'intérieur des vitrines, et 3 de chaque à l'extérieur (soit 12 boîtes par objet).

a





b

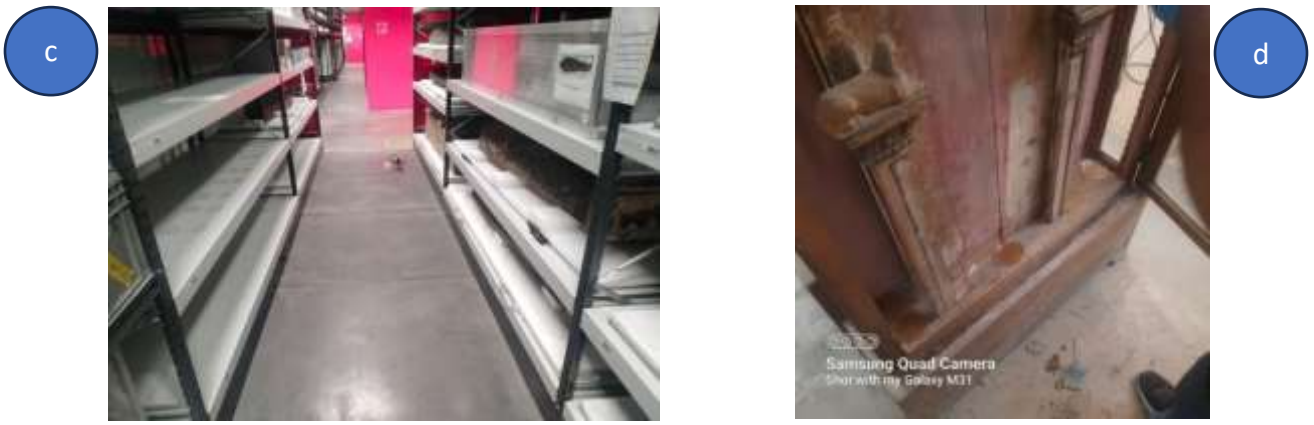


Figure 42 – Échantillonnage passif de l'air réalisé à l'aide de boîtes de Petri ouvertes exposées pendant une heure dans les quatre environnements muséaux étudiés. (a) Point: vitrine des statues en bois au sein de la réserve du ARM. (b) Point « Crypte Osiris » au LMP (c) Point au CCL, correspondant au cercueil de Mehytousekhet. (d) Point de l'EMC, couvrant l'environnement de la vitrine contenant le couvercle du cercueil TR26.12.24.1. *Crédit photographique : Islam EZZAT.*

2.2.2 Prélèvements de surface (écouvillonnage)

Les prélèvements de surface ont été réalisés à l'aide d'écouvillons stériles en polyester (Puritan, USA) ™ **(Figure 43)**. Les écouvillons ont été humidifiés par immersion dans 2 mL d'eau distillée stérile et égouttage. Un gabarit carré de 5 cm × 5 cm (surface de 25 cm²) a été utilisé pour la plupart des prélèvements, afin de standardiser la surface prélevée. Dans les cas où le gabarit ne pouvait être appliqué (surfaces courbes ou irrégulières), la surface a été estimée visuellement pour rester proche de 25 cm². Seuls les quatre cercueils du DAE, musée du Louvre à Paris (LMP) (cercueil de Padiimenipet, cercueil de Padiouf, cercueil de Sékhemrê-Hérouhermaât Antef, cercueil de Tamoutnefret), ont été prélevés sans utiliser le gabarit de 25 cm^2.

Pour chaque objet, trois types de zones ont été systématiquement ciblés lorsque cela était possible :

- **Zones non dégradées (MUZ) :** macroscopiquement intactes, sans signe visible d'altération.
- **Zones dégradées (MDZ) :** présentant des signes visibles d'altération (fissures, zones pulvérulentes, décoloration, perte de matière).
- **Zones couvertes de résine noire (BRZ) :** surfaces recouvertes de résine noire (présente sur plusieurs cercueils, indiquant des pratiques d'embaumement ou des interventions anciennes).

Chaque écouvillon a été prélevé en frottant fermement toute la surface du gabarit dans deux directions perpendiculaires. L'écouvillon a ensuite été placé dans un tube stérile contenant 2 mL d'eau distillée stérile (solution mère). Les tubes ont été vortexés pendant 2 minutes pour décrocher les spores et les microorganismes.

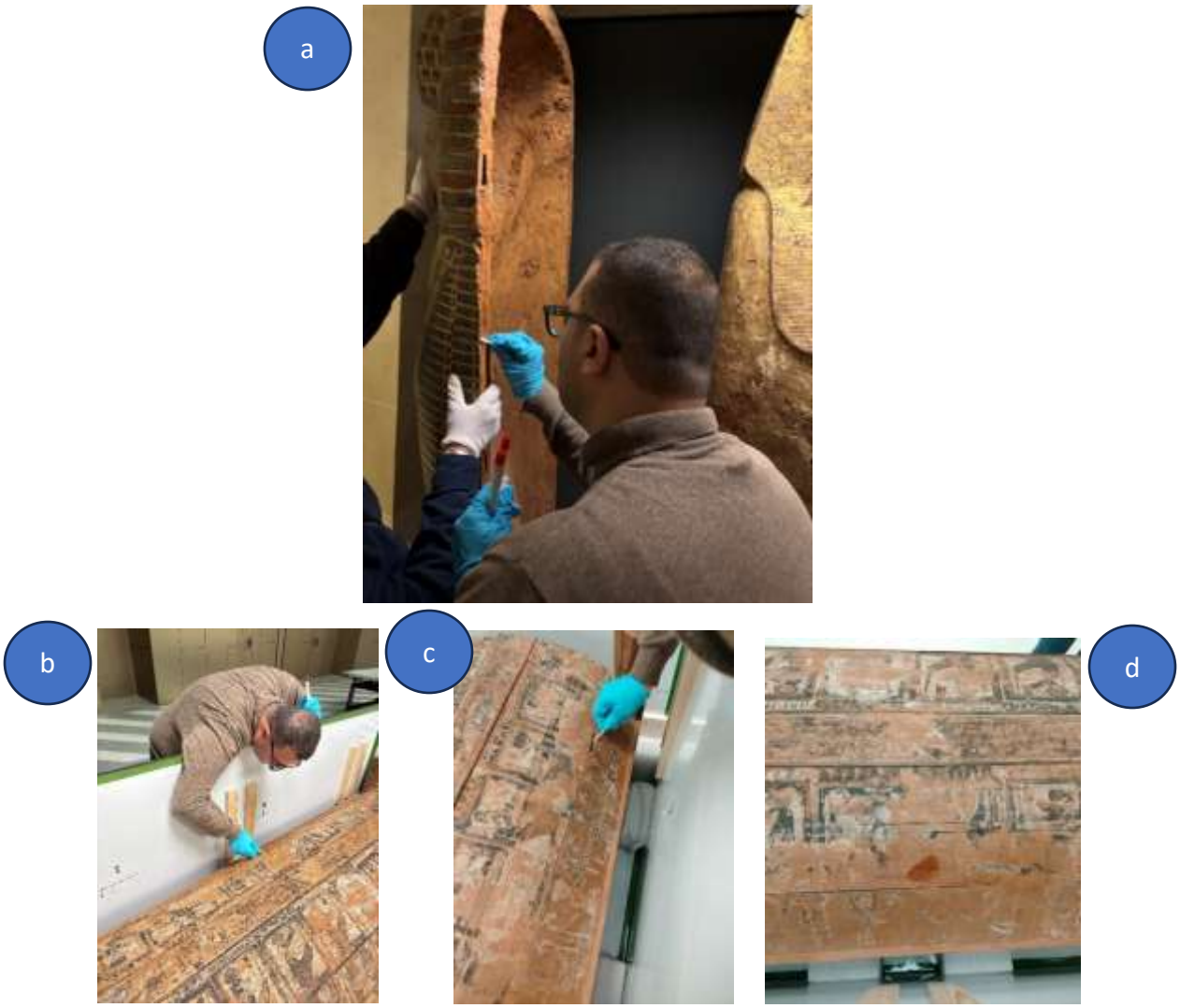


Figure 43 – Illustration du prélèvement par écouvillonnage à la surface d'objets en bois anciens. (a) Cercueil de Sekhemreherouhermaat Antef (E3020) au LMP (Laboratoire de recherche des musées de France). (b), (c) et (d) Cercueil de Padiimenipet (E13016). *Crédits photos : Patrick Di Martino / Islam Ezzat.*

À partir de cette suspension mère, une série de dilutions décimales a été préparée **(Figure 44)**. Une aliquote de 0,1 mL de la suspension mère a été ajoutée à 0,9 mL d'eau distillée stérile pour obtenir une dilution 10^{-1}. Ce processus a été répété pour obtenir les dilutions 10^{-2} et 10^{-3}. Pour chaque dilution, 100 µL ont été étalés sur des boîtes de Pétri contenant du MEA et du DG18 supplémentés en chloramphénicol. Les boîtes ont été incubées à 25°C pendant 7 jours.

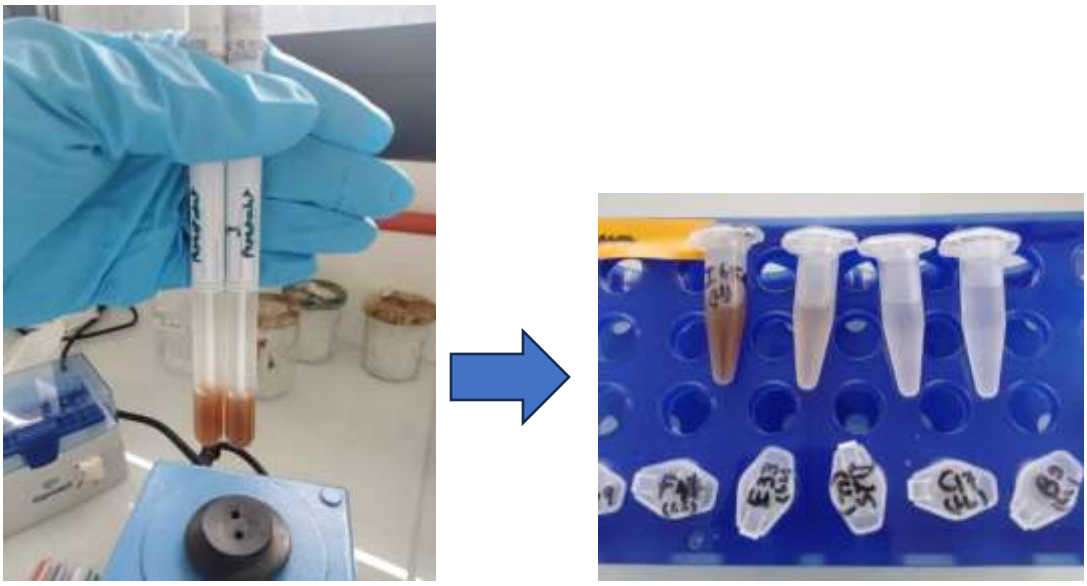


Figure 44 – Représentation du protocole de dilution sériée des échantillons prélevés par écouvillonnage de la surface des objets. *Crédit photo : Islam EZZAT.*

Après incubation, le dénombrement des colonies a été réalisé pour les boîtes présentant entre 10 et 300 colonies. La concentration en UFC/cm² a été calculée selon la formule :

UFC/cm² = (Nombre d'UFC comptées × Facteur de dilution) / (Surface prélevée en cm²)

$$\mathrm{UFC/cm^2} = \frac{N \times D}{S}$$

où :

- N = Nombre d'UFC comptées
- D = Facteur de dilution
- S = Surface prélevée (en cm²)

Par exemple, pour une dilution 10^{-2} (facteur 100) et une surface de 25 cm², si 50 colonies sont comptées, alors UFC/cm² = (50 × 100) / 25 = 200 UFC/cm².

2.3 Analyse de la biodiversité microbienne dans les environnements muséaux sélectionnés

2.3.1 Analyse microbiologique par culture (approche culture-dépendante)

L'identification des champignons isolés a été réalisée par une combinaison d'observations macroscopiques et microscopiques. Les colonies fongiques ont été examinées à l'œil nu et à la loupe binoculaire afin de caractériser leur couleur, leur texture, leur forme, leur diamètre, l'aspect du revers (pigmenté ou non) ainsi que la présence éventuelle d'exsudats. Pour l'observation microscopique, la technique du ruban adhésif (*Scotch tape mount*) a été utilisée afin de préserver l'intégrité des structures fongiques. Un petit morceau de ruban adhésif transparent a été délicatement appliqué sur la surface de la colonie, puis déposé sur une lame de microscope contenant une goutte de colorant au bleu de coton lactophénol (LPCB). Une lamelle a été placée par-dessus. L'observation a été réalisée au microscope optique aux grossissements ×20 et ×40 (à immersion). Les structures observées comprenaient la nature du mycélium (septé ou non, pigmentation), les types de spores (conidies, sporanges, arthrospores), l'agencement des structures de fructification (conidiophores, phialides, métules), ainsi que la forme et la taille des spores. L'identification a été réalisée en se référant aux ouvrages de référence *Moisissures utiles et nuisibles* (Botton et al., 1985) et *Smith's Introduction to Industrial Mycology* (7e édition, Onions et al., 1981).

Afin de préserver les souches fongiques sélectionnées pour leur potentiel de biodégradation du bois, notamment *Trichoderma* sp., *Chaetomium* sp., *Paecilomyces* sp., *Gliocladium* sp., ainsi que les filaments non identifiés isolés des objets en bois provenant du DAE, LMP, du (CCL) et du EMC, nous avons adopté une méthode de conservation par cryotubes en utilisant le glycérol comme cryoprotecteur **(Figure 45).** Cette technique, recommandée pour la conservation à long terme des champignons filamenteux (Rohadi, Ilyas et Ekowati, 2020), permet de maintenir la viabilité et l'intégrité génétique des souches sur le long terme, tout en limitant les risques de mutations et de contaminations croisées.

Le protocole détaillé est le suivant : après avoir confirmé la pureté des cultures par isolement en stries sur milieu gélosé (Gélose maltée et DG18), une suspension fongique est préparée à partir de colonies jeunes (3 à 7 jours de croissance). Sous hotte à flux laminaire, environ 5 à 10 morceaux de mycélium âgé de 5 à 7 jours (contenant des spores et des hyphes) sont prélevés aseptiquement à l'aide d'une anse de platine ou d'un emporte-pièce stérile et transférés dans un cryotube stérile contenant 1 mL d'eau distillée stérile. Ensuite, on ajoute 1 mL d'une solution de glycérol à 20 % (v/v) préparée dans de l'eau distillée stérile, de sorte que le rapport glycérol/milieu de culture soit d'environ 1:1 après mélange (concentration finale en glycérol de 10 %). Le tube est immédiatement vortexé doucement ou agité manuellement afin d'homogénéiser la suspension mycélienne et les spores dans le cryoprotecteur. Les cryotubes sont ensuite placés à 4 °C pendant 30 minutes pour permettre une pénétration progressive du glycérol dans les cellules. Par la suite, ils sont transférés dans un congélateur à -80 °C pour une conservation à long terme. Pour une utilisation ultérieure, la reprise des souches s'effectue par décongélation rapide dans un bain-marie à 37 °C pendant environ 30 à 45 secondes, jusqu'à ce qu'il reste un petit fragment de glace dans le tube. La décongélation complète est évitée afin de limiter le choc thermique sur les cellules. Immédiatement après, le contenu du cryotube est ensemencé sur milieu gélosé frais et incubé à 25 °C. Ce protocole a été systématiquement

appliqué à l'ensemble des isolats fongiques potentiellement bio-dégradeurs, garantissant ainsi la disponibilité d'une collection de travail stable pour les analyses ultérieures de criblage d'agents prophylactiques verts.

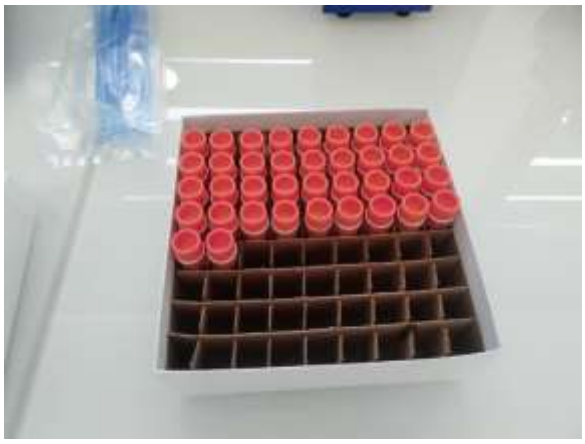


Figure 45 : Souches fongiques isolées, purifiées et cryoconservées provenant des collections du Louvre Musée Paris (LMP), du Centre de Conservation de Liévin (CCL) et du Musée Égyptien du Caire (EMC). Les 138 souches cryoconservées sont codées de ERI 1 à ERI 138. *Crédit photo : Islam EZZAT*.

2.3.2 Analyse moléculaire (approche culturale-indépendante)

Afin de compléter l'approche culturale et de détecter les microorganismes non cultivables ou en faible abondance, une analyse métagénomique ciblant le gène de l'ARNr 18S a été réalisée. Pour chaque objet, les suspensions mères des trois écouvillons (prélevés sur différentes zones) ont été mélangées. L'ADN total a été extrait à l'aide du kit *Quick-DNA™ Fungal/Bacterial Miniprep Kit* (Zymo Research), spécialement conçu pour la lyse efficace de cellules fongiques et bactériennes à paroi épaisse. Le protocole a consisté à ajouter 750 µL de tampon BashingBead™ à 200 µL de suspension fongique, puis à traiter le tube dans un batteur à billes à vitesse maximale pendant 5 minutes. Après centrifugation à 10 000 × g pendant 1 minute, 400 µL de surnageant ont été transférés sur une colonne Zymo-Spin™ III-F et centrifugés à 8 000 × g pendant 1 minute. Au filtrat, 1 200 µL de tampon de lyse génomique ont été ajoutés. Huit cents microlitres du mélange ont été transférés sur une colonne Zymo-Spin™ IICR et centrifugés à 10 000 × g pendant 1 minute (l'opération a été répétée deux fois). Un lavage a été effectué avec 200 µL de tampon de pré-lavage, puis avec 500 µL de tampon de lavage. L'ADN a finalement été élué dans 100 µL de tampon d'élution.

La région V9 du gène de l'ARNr 18S a été amplifiée en utilisant les amorces universelles : l'amorce sens 1391f (5′-GTACACACCGCCCGTC-3′) et l'amorce anti-sens EukBr (5′-TGATCCTTCTGCAGGTTCACCTAC-3′). Ces amorces ont été adaptées pour le séquençage Illumina par l'ajout de séquences adaptatrices. Les conditions de PCR ont été les suivantes : dénaturation initiale à 95°C pendant 3 minutes, suivie de 35 cycles de dénaturation à 95°C pendant 30 secondes, d'hybridation à 55°C pendant 30 secondes et d'élongation à 72°C pendant 45 secondes, avec une élongation finale à 72°C pendant 5

minutes. Les produits de PCR ont été purifiés à l'aide du kit *ChargeSwitch PCR Clean-Up Kit*. Les produits purifiés ont été séquencés sur une plateforme Illumina MiSeq en mode 2×250 paires de bases (paired-end) à la Plateforme Biomics de l'Institut Pasteur (Paris). Les séquences brutes ont été traitées avec le pipeline QIIME2 (version 2023.5). Le débruitage et le clustering des séquences en ASV (*Amplicon Sequence Variants*) ont été réalisés avec DADA2. Les séquences chimériques ont été éliminées. L'assignation taxonomique des ASV a été effectuée en utilisant la base de données UNITE (version 9.0) pour les eucaryotes. Les analyses de diversité alpha (indices de Shannon, Chao1 et Inverse Simpson) et de diversité bêta (analyse en coordonnées principales – PCoA – basée sur la distance de Bray-Curtis, avec un test PERMANOVA à 999 permutations) ont été réalisées avec le package R *vegan* (Li et al., 2021).

2.3.3 Dénombrement des spores fongiques sur la surface du bois ancien par comptage direct à la cellule de Malassez

Parallèlement aux analyses culturales et moléculaires, une méthode de quantification directe des spores fongiques par microscopie optique a été développée.

Pour chaque objet, trois écouvillons ont été prélevés sur la même zone délimitée par un gabarit de 25 cm². Comme pour les analyses culturales, chaque écouvillon a été déchargé individuellement dans 2 mL d'eau distillée stérile contenant 0,05 % (v/v) de Tween 80. Les trois suspensions (soit un volume total de 6 mL) ont ensuite été regroupées dans un même tube. Une aliquote de cette suspension a été prélevée et déposée directement dans la cellule de Malassez pour le comptage.

Cette méthode a été appliquée à trois cercueils en bois conservés au musée du Louvre à Paris (LMP) : Padiimenipet (E 13016), Padiouf (N 2579) et Tamoutnefret (N 2571). Les zones échantillonnées ont été choisies en fonction de leur intérêt diagnostique : pour Padiimenipet et Tamoutnefret, les prélèvements ont été réalisés sur des zones macroscopiquement non dégradées ; pour le cercueil de Padiouf, l'échantillonnage a ciblé une zone recouverte de résine noire.

Une goutte de la suspension a été déposée dans une cellule de Malassez. La cellule de Malassez est une lame de comptage pourvue de deux chambres gravées, chacune contenant un quadrillage. La profondeur de la chambre est de 0,2 mm, et le volume total du quadrillage (25 carreaux) est de 1 µL. La cellule et sa lamelle ont été soigneusement nettoyées à l'éthanol. La suspension a été doucement vortexée pour homogénéiser. Une goutte d'environ 10 µL a été déposée sur le bord de la lamelle, pénétrant par capillarité dans la chambre. La cellule a été observée au microscope à contraste de phase (objectif ×100 à immersion, grossissement total ×1000). Les spores ont été comptées dans 10 carreaux choisis aléatoirement. Seules les spores intactes et non vacuolisées ont été comptées, tandis que les débris et les artefacts ont été ignorés.

Le nombre total de spores par centimètre carré sur l'objet a été calculé selon la formule suivante :

- **Nombre total de spores dans les 10 carreaux comptés** = S

- **Volume total des 10 carreaux comptés** = (10 carreaux / 25 carreaux) × 1 µL = **0,4 µL**
- **Concentration dans la suspension (spores/µL)** = S / 0,4 = **S × 2,5**
- **Concentration dans la suspension (spores/mL)** = (S × 2,5) × 1000 = **S × 2500**
- **Spores/cm² sur l'objet** = (Spores/mL × volume de la suspension (mL)) / (nombre d'écouvillons × surface prélevée par écouvillon (cm²))

Soit, pour un volume de suspension de 2 mL par écouvillon (soit 6 mL au total après regroupement), trois écouvillons et une surface de 25 cm² par écouvillon :

Spores/cm² = (S × 2500 × 2) / (3 × 25)

Spores/cm² = (S × 5000) / 75 = S × 66,67

Cette méthode permet une quantification directe et rapide des spores, indépendante de leur viabilité et de leur culturabilité.

2.4 Évaluation d'alternatives de biocontrôle : Huiles Essentielles

2.4.1 Espèces et souches fongiques, milieux de culture utilisés

Les tests d'activité antifongique ont été réalisés sur trois souches fongiques isolées lors des campagnes de prélèvement.

La première souche, *Trichoderma* sp. (souche ERI 85), a été isolée du prélèvement d'air passif effectué dans la vitrine de l'ensemble funéraire de Tamoutnefret au musée du Louvre (LMP, Paris). *Trichoderma* est un champignon cellulolytique reconnu, capable de dégrader la cellulose, ce qui en fait un agent de bio-détérioration potentiellement dangereux pour les objets en bois.

La deuxième souche, *Paecilomyces* sp. (souche ERI 56), a été isolée du prélèvement d'air passif réalisé à proximité du cercueil de Mehytousekhet au Centre de conservation du Louvre à Liévin (CCL). *Paecilomyces* est également un agent potentiel de bio-détérioration, fréquemment rencontré sur les matériaux organiques dans les environnements muséaux (Isola et al., 2024).

La troisième souche, *Neurospora* sp., a été isolée de l'air actif de la réserve du Musée égyptien du Caire. *Neurospora* (souche ERI 124) est un champignon thermophile et cellulolytique très actif, capable de se développer rapidement à des températures modérément élevées, ce qui en fait un indicateur pertinent pour évaluer l'efficacité des traitements dans des conditions climatiques variées.

Le choix de ces trois souches illustre la diversité fongique dans les environnements muséaux étudiés. Le milieu de culture utilisé pour toutes les expériences a été la gélose à l'extrait de malt (MEA), préparée selon le protocole standard.

2.4.2 Huiles essentielles testées : caractérisation par analyse de chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC-MS)

Trois huiles essentielles (HE) ont été sélectionnées pour leur potentiel antifongique documenté dans la littérature scientifique ainsi que pour leur lien avec l'Égypte ancienne. Leur choix s'appuie principalement sur les travaux de Rageot et al. (2023), qui ont mis en évidence, par analyses biomoléculaires, l'utilisation de substances végétales spécifiques dans les pratiques d'embaumement de l'Égypte ancienne, en particulier au sein de l'atelier de momification de Saqqara (XXVIe dynastie).

La première HE est **la Myrrhe (*Commiphora myrrha*)**, connue pour ses propriétés antiseptiques et antifongiques et utilisée depuis l'Antiquité en Égypte pour l'embaumement ; son intérêt patrimonial pour la conservation des biens culturels est donc particulièrement pertinent. *Idem* et al. (2023) ont d'ailleurs montré que l'*antiu*, un terme jusqu'alors associé à la myrrhe, correspondait en réalité à un mélange d'huiles ou de goudrons de conifères avec de la graisse animale, soulignant l'importance de ces substances dans les préparations utilisées pour les bains rituels d'embaumement.

La deuxième HE est **le Cyprès (*Cupressus sempervirens*),** riche en monoterpènes (α-pinène, δ-3-carène) et reconnue pour son activité fongistatique (Okino et al., 2009) ; cette essence a été choisie pour ses propriétés volatiles et son utilisation potentielle en traitement par fumigation. *Idem* et al. (2023) ont identifié des sous-produits de genévrier/cyprès dans plus de la moitié des vases analysés, confirmant leur rôle central dans les mélanges destinés à l'embaumement de la tête et des bandelettes.

La troisième HE est **la Cannelle (*Cinnamomum cassia*)**, riche en cinnamaldéhyde, un puissant antifongique à large spectre ; elle a été retenue comme référence positive en raison de son efficacité documentée dans la littérature (Antonelli et al., 2020 ; Bahmani et Schmidt, 2018 ; Geweely et al., 2024 ; Ranaldi et al. 2025), bien qu'elle ne soit pas attestée dans les contextes égyptiens anciens.

Les trois huiles essentielles proviennent de la marque AROMA ZONE (Paris). Afin de caractériser leur composition chimique, une analyse par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC-MS) a été réalisée au sein du réseau des laboratoires centraux du National Research Centre (Le Caire, Égypte). Le protocole analytique adopté est le suivant : chaque échantillon a été dissous dans du dichlorométhane puis injecté dans le système GC-MS (Agilent Technologies 7890B/5977A), équipé d'une colonne HP-5MS (15 m × 0,25 mm DI, épaisseur de film 0,25 µm). L'hydrogène a été utilisé comme gaz porteur à un débit de 1,1 ml/min, avec un split de 1:30 et un volume d'injection de 1,0 µl. Le programme de température appliqué a été : 40 °C pendant 1 min ; élévation de 10 °C/min jusqu'à 200 °C, maintien 1 min ; puis 20 °C/min jusqu'à 220 °C, maintien 1 min ; enfin 30 °C/min jusqu'à 300 °C, maintien 3 min. L'injecteur et le détecteur ont été maintenus respectivement à 250 °C et 300 °C. Les spectres de masse ont été obtenus par ionisation électronique à 70 eV, avec une plage de balayage de m/z 33 à 600 et un temps de solvant différé de 1,60 min. La température

de la source et du quadripôle était de 230 °C et 150 °C respectivement. L'identification des composés a été réalisée par comparaison des spectres avec les bibliothèques Wiley et NIST.

Ces trois HE ont été diluées dans de l'éthanol à 10 % (v/v) pour faciliter la volatilisation lors des essais antifongiques. Trois concentrations ont été testées pour chaque HE : 5 %, 1 % et 0,5 % (v/v).

2.4.3 Évaluation de l'activité antifongique *in vitro*

2.4.3.1 Évaluation du potentiel de conservation préventive par diffusion en phase vapeur

Le criblage de l'activité antifongique a été réalisé par une méthode de diffusion en phase vapeur, simulant un traitement par fumigation applicable en conservation préventive. Cette méthode permet d'évaluer l'effet des composés volatils sans contact direct entre l'huile essentielle (HE) et le milieu de culture, évitant ainsi les artéfacts liés à la diffusion différentielle sur gélose.

Protocole détaillé :

1. **Préparation des boîtes :** Des boîtes de Pétri de 60 mm de diamètre contenant 10 mL de gélose à l'extrait de malt (MEA) sont ensemencées au centre par un disque de mycélium de 5,90 mm de diamètre, prélevé sur une culture jeune (7 jours) à l'aide d'un emporte-pièce stérile.
2. **Application de l'HE :** Un micro-tube Eppendorf de 0,2 mL (percé d'un petit trou dans le couvercle pour permettre la diffusion des vapeurs) contenant 50 µL de la dilution d'HE est placé à une distance fixe de 4,5 cm du disque fongique.
3. **Témoins :** Le témoin négatif est constitué d'un micro-tube contenant 50 µL d'eau distillée stérile, et le témoin solvant d'un micro-tube contenant 50 µL d'éthanol à 10 % (v/v).
4. **Scellement et incubation :** Les boîtes sont scellées avec du film étirable (Parafilm® M) pour éviter toute perte des composés volatils et permettre la saturation de l'atmosphère interne. Elles sont incubées à 22-25 °C pendant 15 jours.
5. **Suivi de la croissance :** Des photographies numériques des boîtes sont prises aux jours 3, 7 et 15 post-ensemencement.
6. **Mesure de la croissance :** Le diamètre de la colonie (diamètre de Feret) est mesuré à partir des images à l'aide du logiciel ImageJ (Fiji). Deux mesures perpendiculaires sont réalisées pour chaque colonie, et la moyenne est calculée.
7. **Calcul du pourcentage d'inhibition (I%) :** L'inhibition de la croissance est calculée par rapport au témoin solvant (contrôle éthanol) selon la formule :

$$I\% = \frac{D_{\text{témoin}} - D_{\text{traité}}}{D_{\text{témoin}}} \times 100$$

Une valeur positive indique une inhibition, tandis qu'une valeur négative indique une stimulation (effet hormétique).

8. **Interprétation des résultats :** Pour chaque condition expérimentale (combinaison huile essentielle, concentration, souche fongique et temps d'incubation), le pourcentage d'inhibition a été calculé afin d'évaluer l'efficacité du traitement par fumigation. Les trois concentrations testées (5 %, 1 % et 0,5 % dans l'éthanol à 10 %) ont permis d'identifier les seuils d'efficacité des huiles essentielles, la méthode de diffusion en phase vapeur ne permettant pas une quantification précise de la concentration exacte à laquelle le champignon est exposé.

Toutes les conditions (3 souches × 3 HE × 3 concentrations) ont été testées en trois répétitions biologiques indépendantes, chacune comprenant au moins deux répliques techniques.

Pour l'interprétation des résultats d'inhibition fongique et l'évaluation de la reproductibilité des essais, la méthodologie qualitative proposée par Ranaldi et al. (2025) a été adaptée. Ces auteurs, dans leur étude sur le contrôle des biofilms par les huiles essentielles, ont souligné l'importance de classifier l'effet des traitements non pas uniquement sur la base des valeurs quantitatives brutes, mais selon des catégories fonctionnelles reflétant l'intensité de l'activité biologique. Ainsi, pour chaque condition expérimentale (combinaison huile essentielle, concentration, souche fongique et temps d'incubation), les pourcentages d'inhibition ont été convertis en trois profils qualitatifs :

- le profil « **–** » (inhibition forte), attribué lorsque l'inhibition était supérieure ou égale à 50 % ;
- le profil « **+/-** » (inhibition partielle), pour des valeurs d'inhibition comprises entre 10 % et 49 % ;
- le profil « **+** » (absence d'inhibition ou stimulation), pour une inhibition inférieure à 10 % ou une valeur négative traduisant une stimulation de la croissance.

Cette catégorisation a permis de comparer systématiquement les trois répétitions indépendantes pour chaque condition. La cohérence inter-répétitions a ensuite été qualifiée :

- **d'« élevée »** lorsque les trois répétitions présentaient exactement le même profil ;
- **« partielle »** lorsque deux répétitions sur trois partageaient le même profil ;
- **« faible »** lorsque les trois profils étaient tous différents ou que deux étaient identiques mais avec une variabilité qualitative importante ;

- **« nulle »** en cas de contradiction directe entre un profil d'inhibition forte (–) et un profil de stimulation (+).

Cette approche, inspirée des travaux de Ranaldi et al. (2025), permet de distinguer les effets antifongiques robustes et reproductibles de ceux qui sont liés à la variabilité intrinsèque des tests de diffusion en phase vapeur, orientant ainsi la sélection des conditions les plus prometteuses pour de futures applications en conservation préventive.

CHAPITRE 3 : RESULTATS

3.1 Caractérisation des environnements muséaux sélectionnés

3.1.1 Conditions microclimatiques et environnementales (température, humidité relative, pollution)

Les quatre environnements muséaux étudiés présentent des profils climatiques radicalement différents.

Le musée Auguste Rodin de Meudon (ARM) se caractérise par une forte variabilité saisonnière, avec des températures oscillantes entre 12,1 °C en hiver et 24,7 °C en été, et une humidité relative (HR) variant de 32,9 % à 76,0 % sur la période de suivi (mai 2024 à mai 2025) **(Figure 46)**. L'amplitude annuelle atteint 12,6 °C pour la température et 43,1 % pour l'HR, créant des conditions alternées de forte sécheresse au printemps (HR minimale de 32,9 % en avril 2025) et d'humidité très élevée en été (HR maximale de 76,0 % en août 2024).

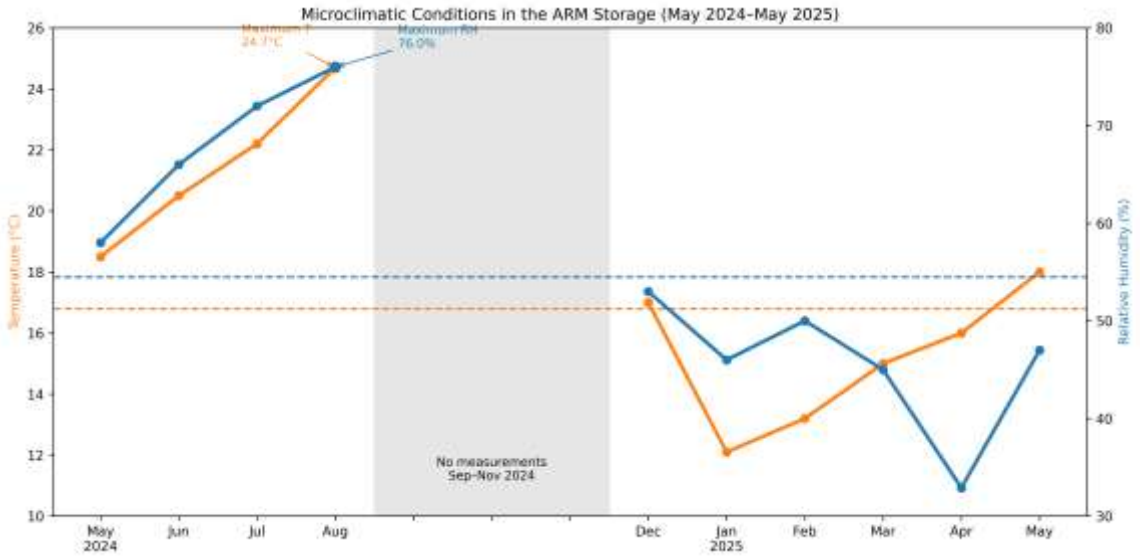


Figure 46 – Conditions microclimatiques enregistrées entre mai 2024 et mai 2025 à l'intérieur d'une vitrine contenant des artefacts égyptiens antiques en bois (INT Vitrine Bois Egyp-JAS2024) au ARM. La température (orange) et l'humidité relative (bleue) sont présentées sous forme de valeurs moyennes par période de mesure, illustrant la variabilité saisonnière de l'environnement de l'enceinte de présentation. L'intervalle entre septembre et novembre 2024 correspond à des périodes non surveillées. Les lignes pointillées indiquent les valeurs moyennes globales.

Le musée du Louvre à Paris (LMP) présente des conditions plus modérées mais non exemptes de fluctuations, avec des températures comprises entre 20 et 28 °C et une HR généralement maintenue dans une fourchette de 50 ± 5 % **(Figure 47)**. Deux périodes en juin et septembre correspondent à des conditions inhabituelles avec une température

élevée et une hygrométrie basse en juin et une température et une hygrométrie basses en septembre 2023

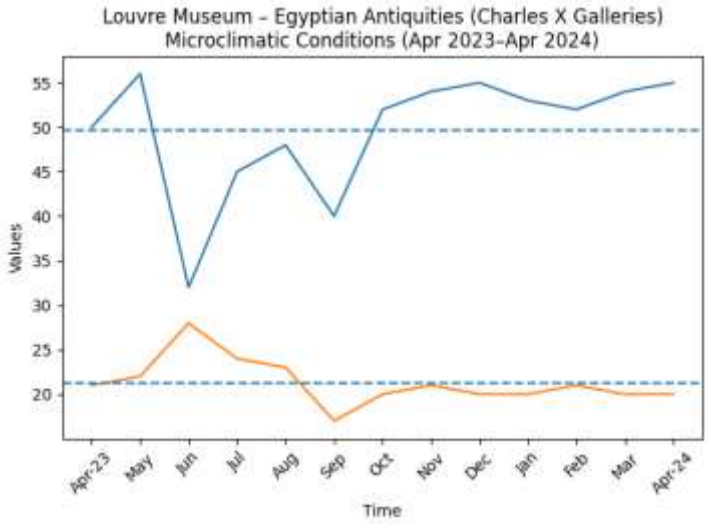


Figure 47 – Conditions microclimatiques enregistrées d'avril 2023 à avril 2024 dans le département des Antiquités égyptiennes du LMP, au sein des galeries Charles X. Les données illustrent les variations temporelles de la température (ligne orange) et de l'humidité relative (ligne bleue) à l'intérieur de vitrines de présentation scellées. Les lignes pointillées représentent les valeurs moyennes globales sur l'ensemble de la période de mesure.

Le Centre de Conservation du Louvre à Liévin (CCL) offre l'environnement le plus stable, avec une température constante de 19,4 °C et une HR oscillante entre 47 % et 52 % (moyenne de 51,1 %), soit une amplitude annuelle inférieure à 5 % **(Figure 48).**

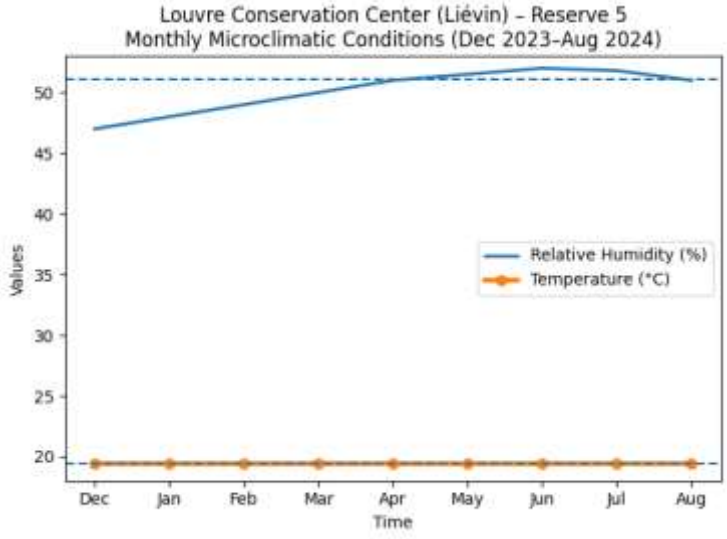


Figure 48 – Conditions microclimatiques moyennes mensuelles enregistrées dans la Réserve 5 du CCL de décembre 2023 à août 2024. Température (ligne orange). Humidité relative (ligne bleue).

Enfin, le Musée égyptien du Caire (EMC) présente les conditions les plus préoccupantes. Aucun système d'enregistrement continu (datalogger) n'étant installé dans le musée, la température et l'humidité relative ont été mesurées ponctuellement à l'aide d'un thermohygromètre portatif lors de la campagne de prélèvement (juillet 2025), à différents moments de la journée et dans différentes zones. Dans les salles d'exposition, la température mesurée variait de [T min] à [T max] °C (moyenne : 28,5 °C) et l'humidité relative de [HR min] à [HR max] % (moyenne : 62,5 %), avec des pics dépassant 70 % dans certaines zones peu ventilées. Ces observations sont cohérentes avec les mesures aléatoires rapportées par le *Masterplan for the Sustainable Development of the Egyptian Museum of Cairo* (projet de l'Union européenne, 2022), qui avait enregistré dans cinq galeries du musée des valeurs similaires, avec des humidités relatives élevées dépassant fréquemment 65 %. La réserve (sous-sol) présentait des valeurs encore plus critiques, avec une température moyenne de 28 °C et une humidité relative moyenne de 63,5 % (extrêmes : [HR min réserve] – [HR max réserve] %), sans ventilation adéquate. Ces mesures ponctuelles ne permettent pas de connaître les variations journalières ni la durée des pics d'humidité, paramètres pourtant essentiels pour évaluer le risque de germination fongique (Bastholm et al., 2024). Les résultats sont présentés en figure 49.



Figure 49 – Mesures de la température et de l'humidité relative relevées dans la réserve du EMC durant la procédure de prélèvement effectuée en juillet 2025, mettant en évidence un pourcentage d'humidité relative élevé ainsi que des valeurs élevées de température. *Photo Crédit : Islam EZZAT*

Tableau 3 : Récapitulatif des conditions environnementales par musée

Paramètre	ARM	LMP	CCL	EMC (salles)	EMC (réserve)
Température moyenne*	13,8-22,4 °C	22 °C	19,4 °C	28,5 °C	>28 °C
Amplitude thermique	12,6 °C	12 °C	<2 °C	Non contrôlée	Non contrôlée
HR moyenne	46-60,6 %	50 %	51,1 %	62,5 %	>65 %
Contrôle climatique	Aucun	Partiel	Strict	Aucun	Aucun

* Les valeurs pour le musée EMC sont des valeurs ponctuelles relevées lors des campagnes de prélèvements d'air et sur les objets.

3.1.2 Structure et typologie des vitrines

La typologie des vitrines et des systèmes de stockage varie considérablement entre les quatre institutions.

À l'ARM, les objets sont répartis entre des armoires métalliques fermées (ouchebtis CO.2349, CO.2389) (Figure 19), une vitrine métallique scellée (couvercle de cercueil de Nana CO.00871) (Figure 12) et des étagères ouvertes (base de statue CO.6554) (Figures 9-10), ces dernières étant directement exposées aux dépôts de poussière et aux fluctuations environnementales.

Au LMP, les objets se trouvent soit dans l'atelier du Carrousel sur des paillasses ou des tables de travail (conditions de laboratoire contrôlées) (Figure 22), soit dans des vitrines scellées au sein des galeries Sully 321 (Figure 24) et de la Crypte d'Osiris (Figure 23).

Au CCL (Figure 29 pour la Réserve 5), tous les objets sont stockés dans des compactus métalliques au sein de la Réserve 5, un espace à climat rigoureusement contrôlé équipé de systèmes de filtration HEPA.

À l'EMC (Figures 36-40 pour les vitrines en bois et la réserve), les vitrines sont d'anciennes structures en bois non étanches et dépourvues de tout système de régulation climatique, avec une accumulation importante de poussière noire visible à l'intérieur. La réserve présente une architecture de type shed, c'est-à-dire un toit en dents de scie composé de pans de toiture inclinés asymétriquement, comportant des parties vitrées orientées au nord pour laisser entrer la lumière naturelle sans rayonnement solaire direct ; cette conception, typique des bâtiments industriels du XIXe et du début du XXe siècle, favorise la stagnation de l'air chaud et humide (Lukiantchuki et al., 2023).

3.2 Analyse de la biodiversité microbienne dans les environnements muséaux sélectionnés

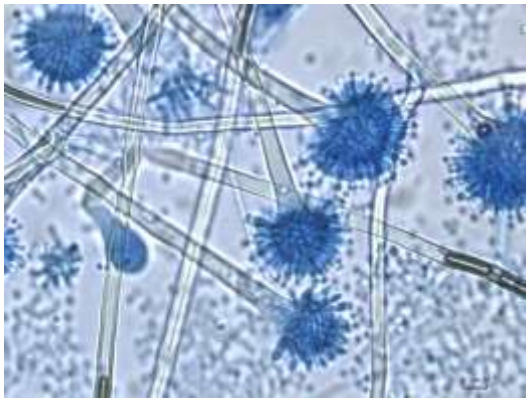
3.2.1 Résultats des prélèvements d'air

3.2.1.1 Échantillonnage actif

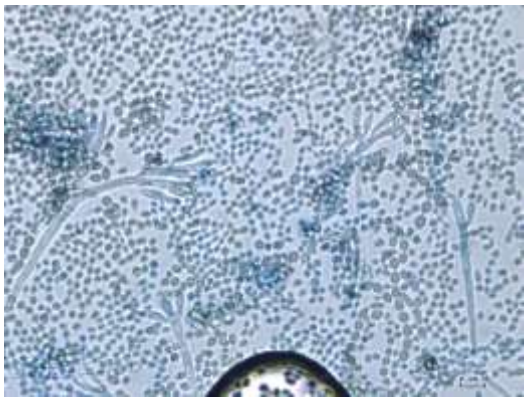
L'ensemble des résultats détaillés de l'analyse de l'air par prélèvement actif est présenté dans le Tableau 4.

Musée Auguste Rodin (ARM) : Au sein de la réserve de la Villa des Brillants à Meudon, un point de prélèvement unique a été sélectionné. Les résultats ont montré des valeurs moyennes de 60 UFC/m³ sur MEA et de 97 UFC/m³ sur DG18. Les genres fongiques identifiés
incluaient *Aspergillus* sp., *Penicillium* sp., *Cladosporium* sp., *Neosartorya* sp., *Chaetomium* sp., *Gliocladium* sp., *Geotrichum* sp., *Ulocladium* sp., ainsi que des basidiomycètes probables (identifiés sur la base de la présence de boucles de clamp et d'hyphes à parois épaisses, en l'absence de sporulation) et des filaments stériles (hyphes non identifiables). La présence de *Chaetomium* (champignon de pourriture molle) et de basidiomycètes probables (pouvant inclure des champignons de pourriture brune ou blanche) est particulièrement notable.

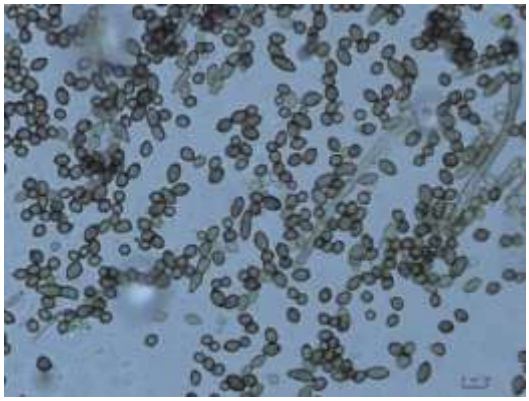
a



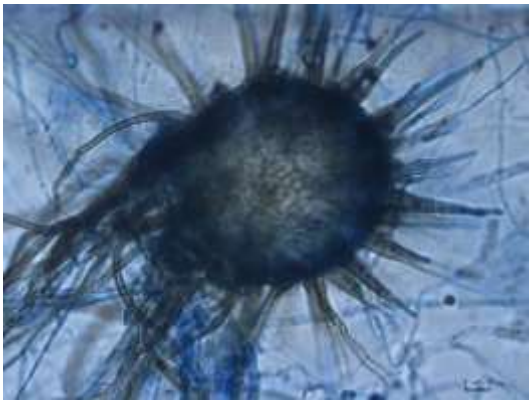
b



c



d



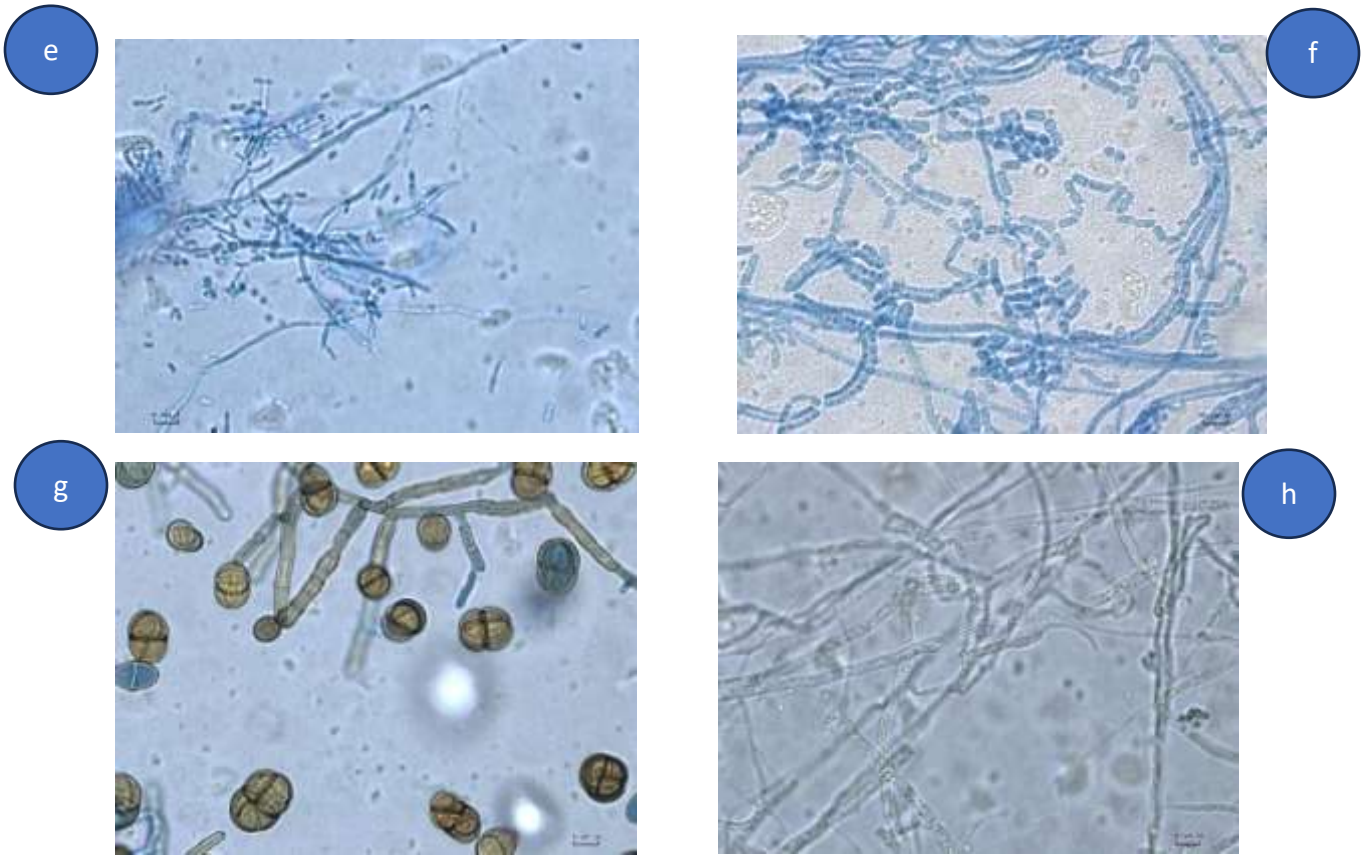
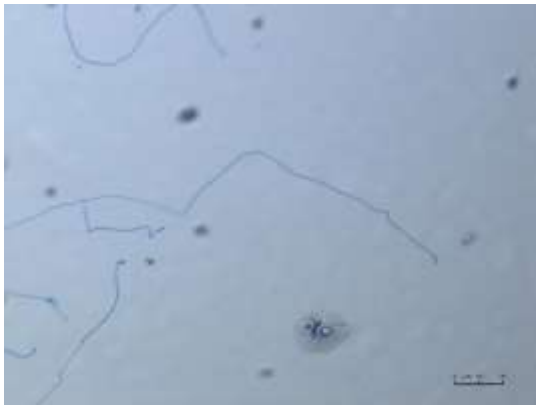


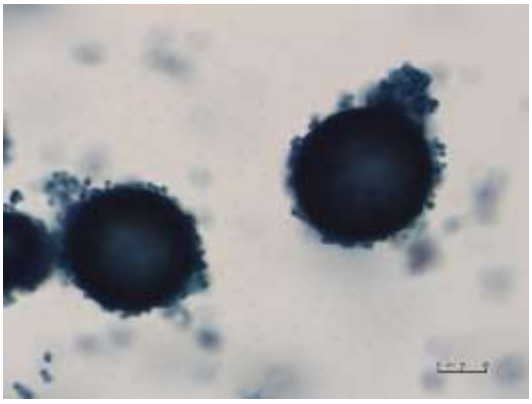
Figure 50– Genres fongiques obtenus par prélèvement actif d'air réalisé dans la réserve de l'ARM à Meudon. Les résultats ont mis en évidence la présence de : (a) *Aspergillus* (200x), (b) *Penicillium* (x 200), (c) *Cladosporium* (x 400), (d) *Chaetomium* (x 400*)*, (e) *Gliocladium* (200x), (f) *Geotrichum* (400 x), (g) *Ulocladium* (x 400), (h) basidiomycètes probables (x 400). *Crédit des photos : Faisl BOUSTA/ Islam EZZAT*

Musée du Louvre (LMP) : Quatre points de prélèvement ont été étudiés. Dans la Réserve du Carrousel, le point 1 (cercueil de Padiimenipet E13016) a montré des concentrations moyennes faibles, avec 20 ± 10 UFC/m³ sur MEA et 7 ± 6 UFC/m³ sur DG18, tandis que le point 2 (cercueil de Padiouf N2579) a présenté des moyennes de 37 ± 6 UFC/m³ sur MEA et 33 ± 6 UFC/m³ sur DG18. Dans la Crypte d'Osiris (point 3, cercueil du roi Antef E3020), les concentrations étaient modérées (43 ± 6 UFC/m³ sur MEA et 20 ± 0 UFC/m³ sur DG18), avec une diversité fongique accrue incluant *Cladosporium*, *Aspergillus*, *Penicillium* et *Gliocladium*. La galerie Sully 321 (point 4, cercueil de Tamoutnefret N2571) a présenté les valeurs les plus élevées du LMP, avec des moyennes de 380 ± 46 UFC/m³ sur MEA et 260 ± 17 UFC/m³ sur DG18, et une diversité fongique maximale incluant des genres lignivores potentiels tels que *Chaetomium*, *Trichoderma* et des basidiomycètes probables.

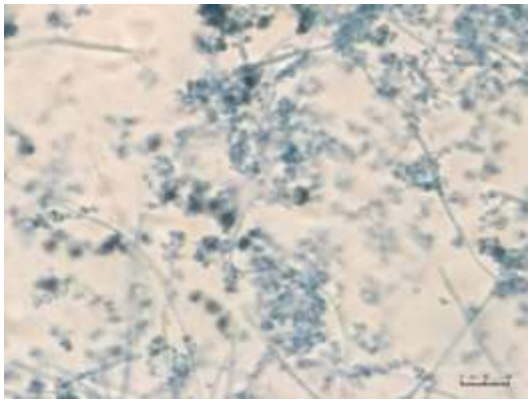
a



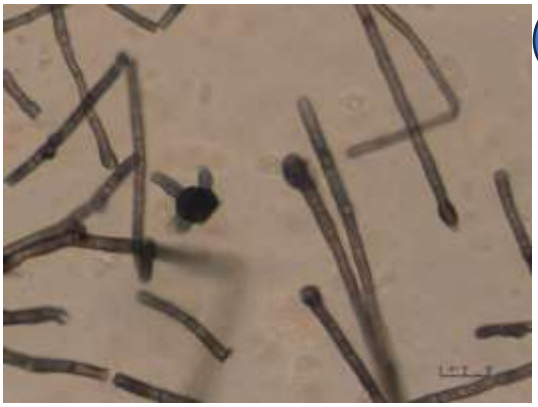
b



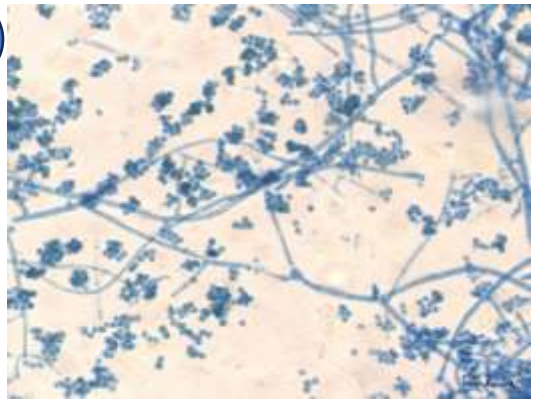
c



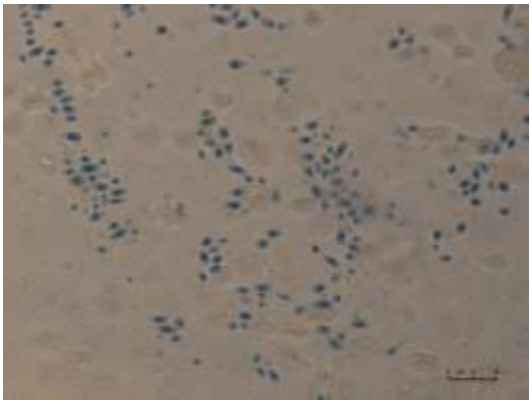
d



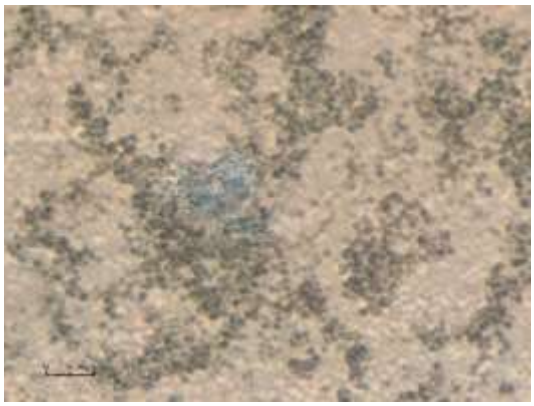
e



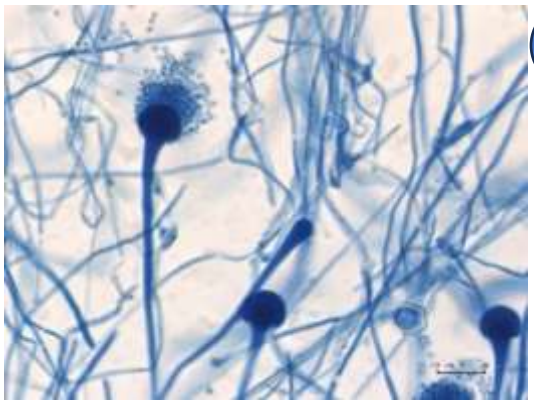
f



g



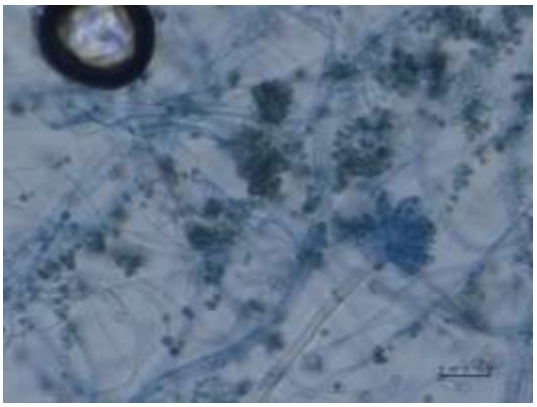
h



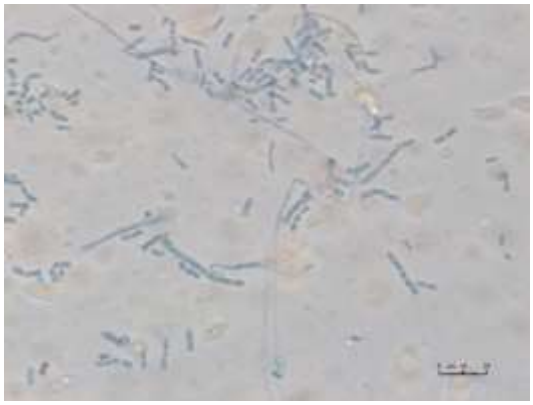
i



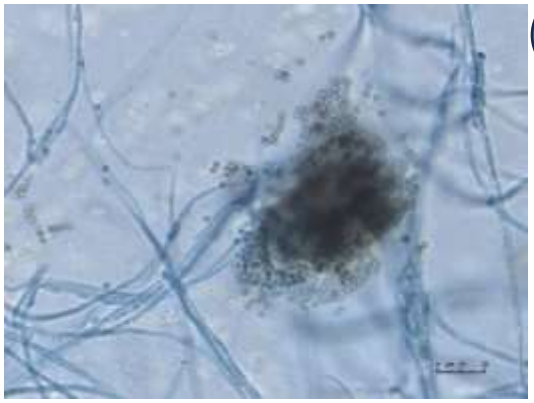
j



k



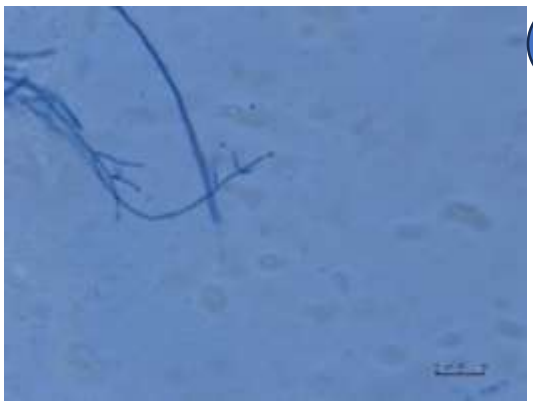
l



m



n



o

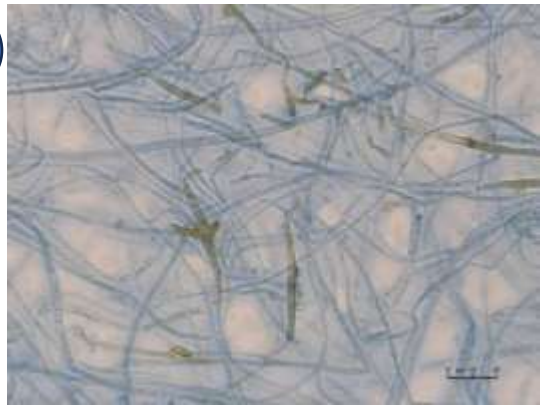
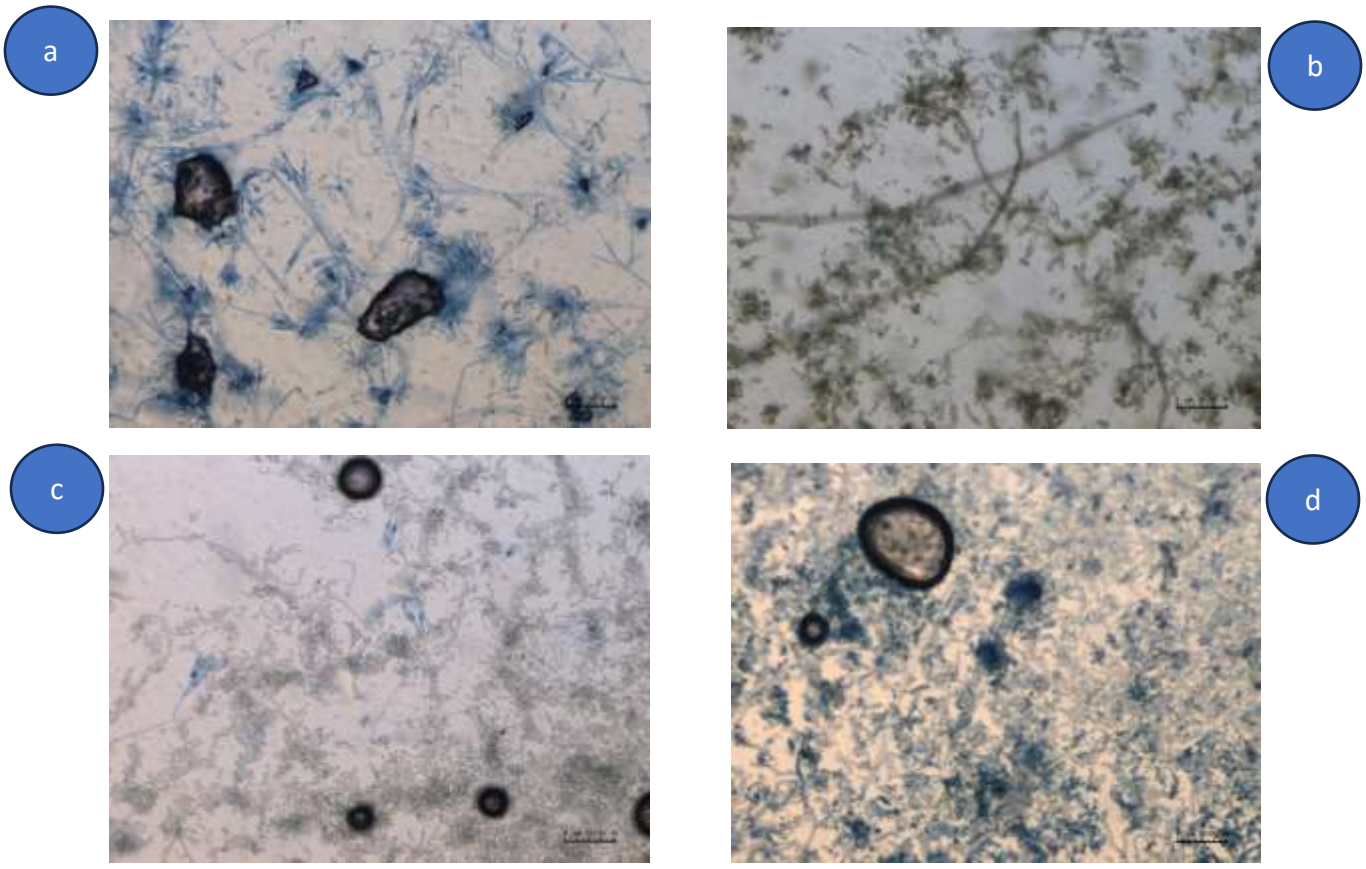
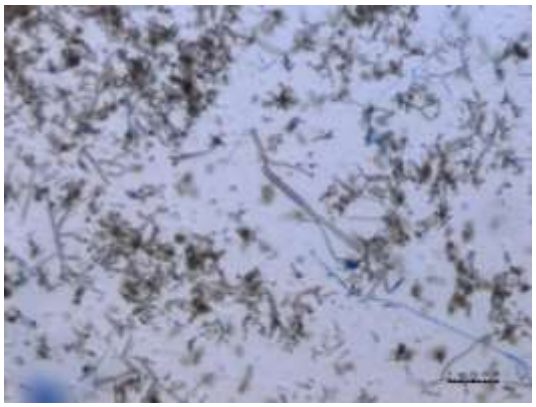


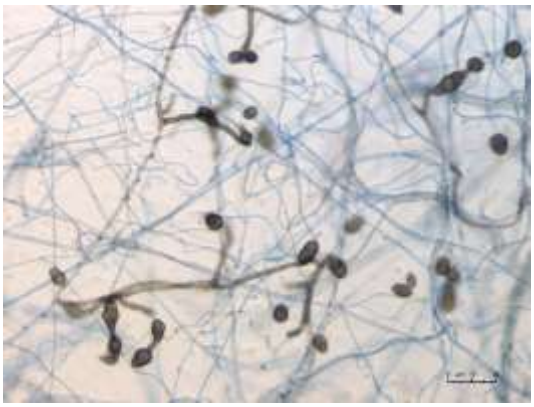
Figure 51 – Genres fongiques obtenus par prélèvement actif d'air réalisé en différents points au sein du musée du Louvre (LMP), dans la DAE (Département des Antiquités Égyptiennes), (a) *Parengydorithum* (x 200) – Point 1, laboratoire Carrousel, où est préservé le cercueil de Padiimenipet (E13016). (b) *Monascus* (x 400) – Point 2, laboratoire Carrousel, où est exposé le cercueil de Padiouf (N2579). (c) *Trichoderma* (x 200) – Point 4 (salle 321, aile Sully), où est exposé le cercueil de Tamoutnefret (N2571). (d) *Alternaria* (x 200) – Point 4 (salle 321, aile Sully), où est exposé le cercueil de Tamoutnefret (N2571). (e) *Botrytis* (x 200) – Point 4 (salle 321, aile Sully), où est exposé le cercueil de Tamoutnefret (N2571). (f) *Trichothecium* (x 200) – Point 4 (salle 321, aile Sully), où est exposé le cercueil de Tamoutnefret (N2571). (g) *Penicillium* (x 200) – Point 2, laboratoire Carrousel (cercueil de Padiouf, N2579). (h) *Aspergillus* (x 200) – Point 2, laboratoire Carrousel (cercueil de Padiouf, N2579). (i) *Cladosporium* (x 200) – Point 3 (crypte Osiris, où est exposé le cercueil du roi Antef, E3020). (j) *Aspergillus* (x 200) – Point 4 Salle 321, aile Sully (cercueil de Tamoutnefret, N2571). (k) *Geotrichum* (x 200) – Salle 321, aile Sully (cercueil de Tamoutnefret, N2571). (l) *Chaetomium* (x 200) – Point 4 Salle 321, aile Sully (cercueil de Tamoutnefret, N2571). (m) *Pythium* (x 200) – Point 4 Salle 321, aile Sully (cercueil de Tamoutnefret, N2571). (n) *Gliocladium* (x 200) – Point 4 Salle 321, aile Sully (cercueil de Tamoutnefret, N2571). (o) Basidiomycètes probables (x 200) – Point 4 Salle 321, aile Sully (cercueil de Tamoutnefret, N2571). *Crédit des photos : Islam EZZAT.*

Centre de Conservation du Louvre (CCL) : Trois points de prélèvement ont été étudiés au sein de la Réserve 5. Les valeurs étaient très faibles, avec des moyennes ne dépassant pas 43 UFC/m³. Seules des moisissures ubiquitaires (*Penicillium*, *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Alternaria*, *Gliocladium*) ont été détectées. Aucun agent lignivore majeur n'a été observé dans l'air du CCL.



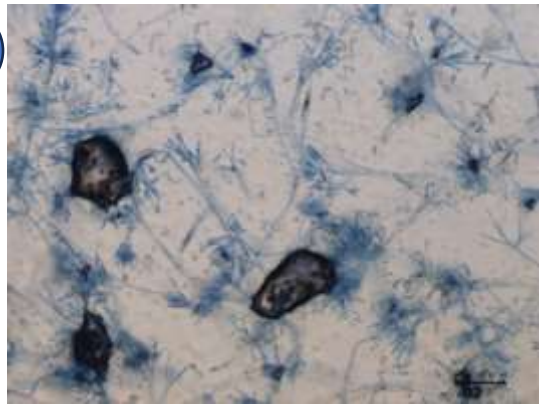
e

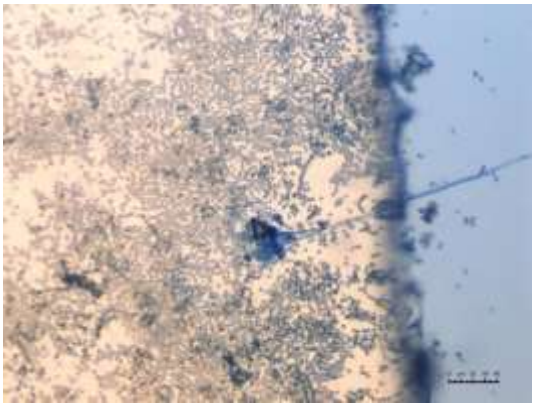




f

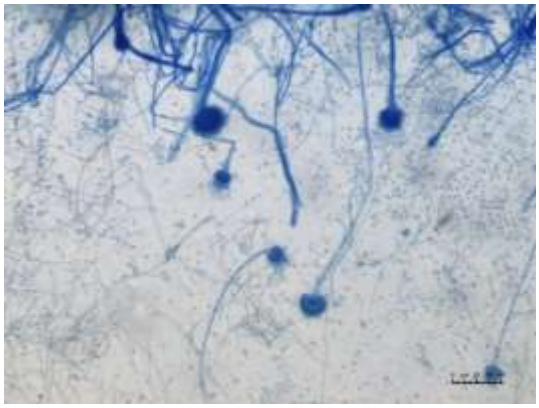
g

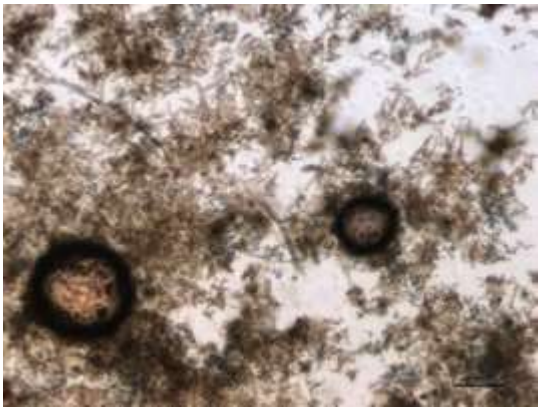




h

i





j

k

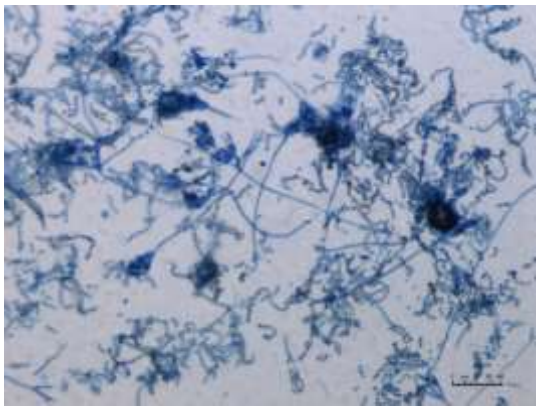
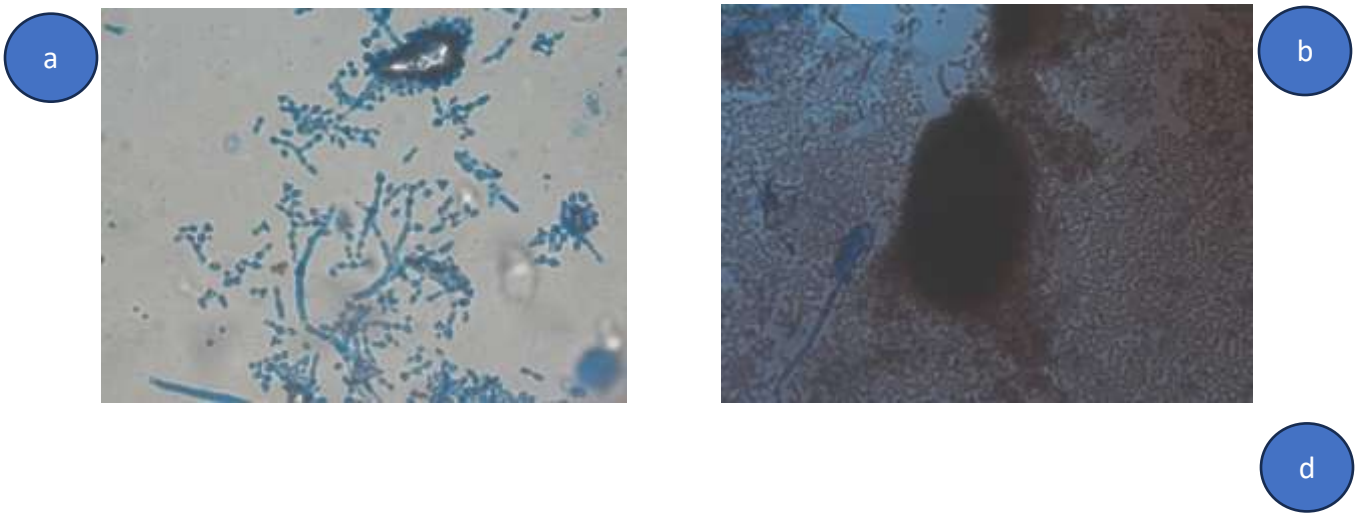
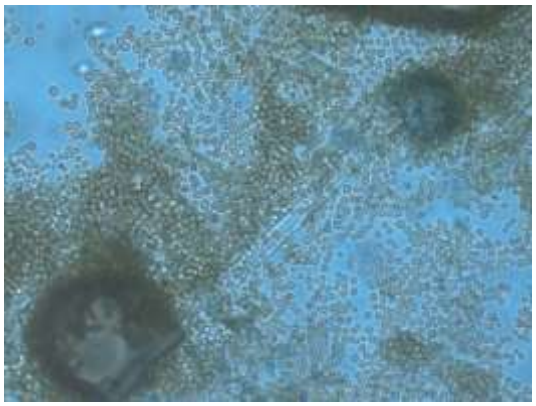


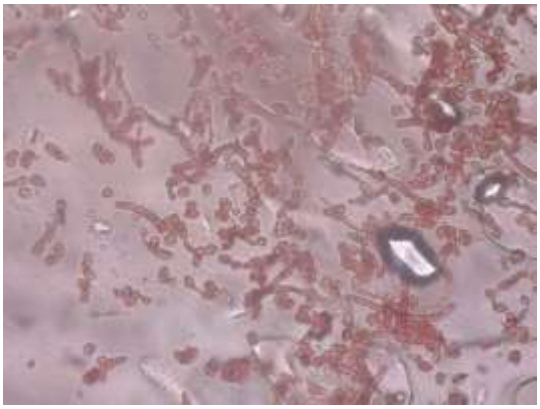
Figure 52 – Genres fongiques identifiés par prélèvement actif d'air en différents points de la Réserve 5 du CCL (Centre de conservation du Louvre à Liévin). (a) *Gliocladium* (x 200) – Point 2, où sont conservés les cercueils de Pakhetemhat, Mehytousekhet et Ouhpare. (b) *Cladosporium* (x 200) – Point 3, où sont conservées les statues des serviteurs de Qenimen (TT93). (c) *Penicillium* (x 200) – Point 1, où est conservé le cercueil de Iahmes (E18842). (d) *Aspergillus* (x 200) – Point 1, où est conservé le cercueil de Iahmes (E18842). (e) *Cladosporium* (x 200) – Point 1, où est conservé le cercueil de Iahmes (E18842). (f) *Alternaria* (x 200) – Point 1, où est conservé le cercueil de Iahmes (E18842). (g) *Gliocladium* (x 200) – Point 2, où sont exposés les cercueils de Pakhetemhat, Mehytousekhet et Ouahparê. (h) *Penicillium* (x 200) – Point 2, où sont exposés les cercueils de Pakhetemhat, Mehytousekhet et Ouahparê. (i) *Aspergillus* (x 200) – Point 2, où sont exposés les cercueils de Pakhetemhat, Mehytousekhet et Ouahparê. (j) *Cladosporium* (x 200) – Point 2, où sont exposés les cercueils de Pakhetemhat, Mehytousekhet et Ouahparê. (k) *Penicillium* (x 200) – Point 3, où sont conservées les statues des serviteurs de Qenimen (TT93). *Crédit des photos : Islam EZZAT.*

Musée égyptien du Caire (EMC) : Trois points de prélèvement ont été étudiés. Le point 1 (salle 44, couvercle de cercueil romain TR 26.12.24.1) a montré des valeurs faibles, avec des moyennes de 30 ± 0 UFC/m³ sur MEA et 43 ± 6 UFC/m³ sur DG18. Le point 2 (salle 56, cercueils JE 44970 et JE 39068) a présenté des valeurs plus élevées, avec des moyennes de 107 ± 65 UFC/m³ sur MEA et 140 ± 135 UFC/m³ sur DG18 (pic à 290 UFC/m³). Le point 3 (réserve, cercueil TR 17.10.17.3) a montré des valeurs également élevées, avec des moyennes de 127 ± 92 UFC/m³ sur MEA et 137 ± 123 UFC/m³ sur DG18 (pic à 280 UFC/m³). La présence de *Neurospora* (champignon cellulolytique thermophile) et de *Chaetomium* dans l'air de la réserve indique un environnement hautement propice à la biodégradation du bois. Dans certains cas, l'identification morphologique n'a pas permis de conclure formellement au genre (ex. "*Trichoderma* probable" : hyphes hyalins septés, conidiophores ramifiés évoquant *Trichoderma* mais sans sporulation ; "basidiomycètes probables" : présence de boucles de clamp caractéristiques sans structures de fructification).

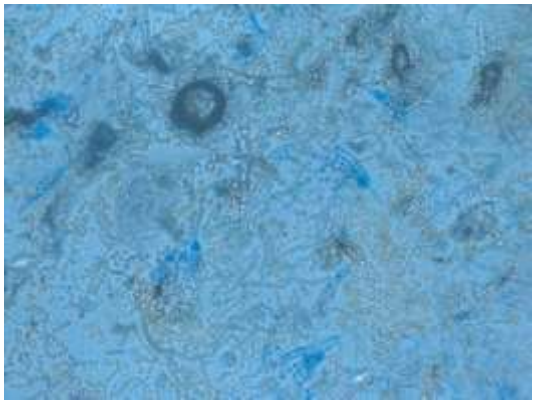


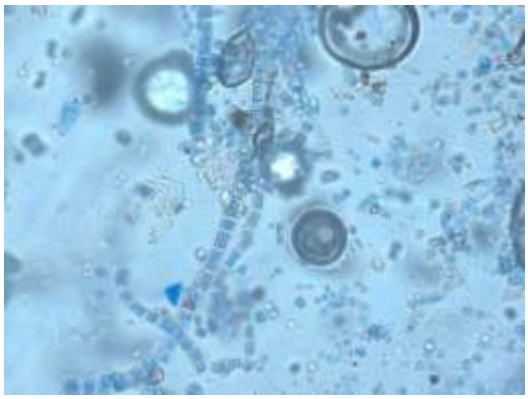
c





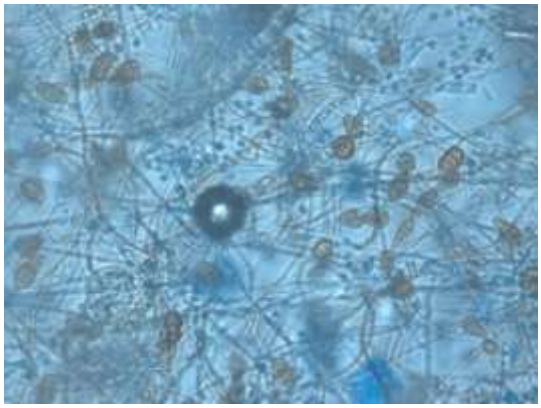
e

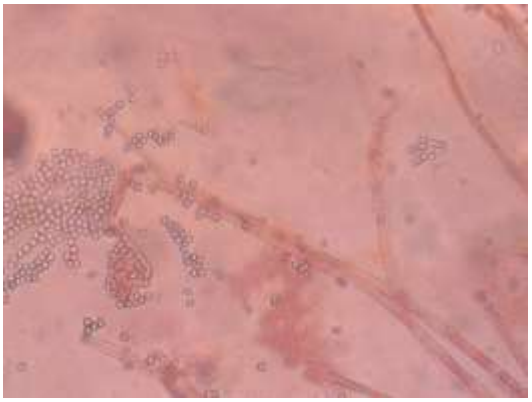




f

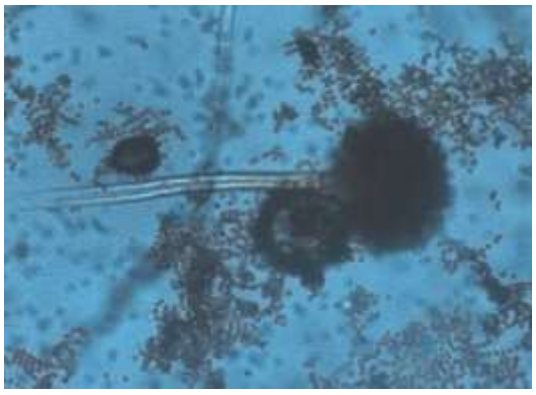
g

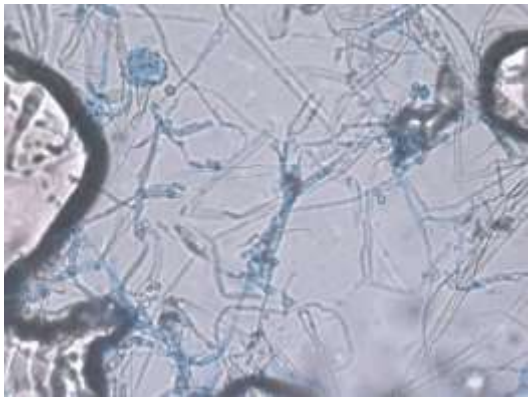




h

i





j

k

l

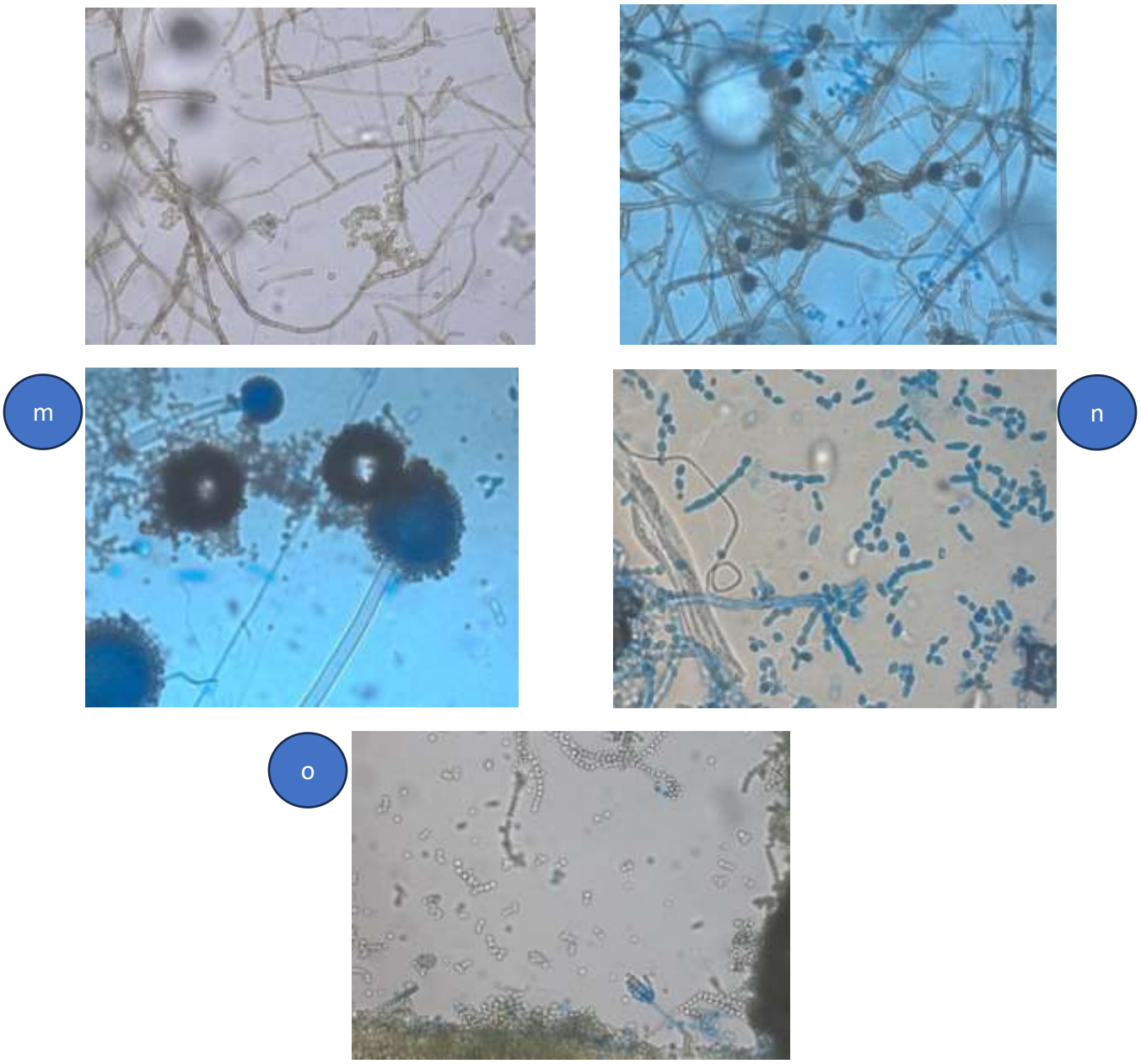


Figure 53 – Genres fongiques obtenus par prélèvement actif d'air réalisé en différents points au sein du Musée égyptien du Caire (EMC). (a) *Neusospora* (× 400) – Point 2, où sont exposés les cercueils JE 44970 et JE 39068. (b) *Chaetomium* (× 400) – Point 3, dans la réserve du Musée égyptien, où est conservé le cercueil TR 17.10.17.3. (c) *Aspergillus* (× 400) – Point 1 « Salle 44, EMC », où est exposé le couvercle du cercueil TR26.12.24.1.(d) *Cladosporium* (× 400) – Point 1 « Salle 44, EMC », où est exposé le couvercle du cercueil TR26.12.24.1. (e) *Penicillium* (× 400) – Point 1 « Salle 44, EMC », où est exposé le couvercle du cercueil TR26.12.24.1. (f) *Geotrichum* (× 400) – Point 1 « Salle 44, EMC », où est exposé le couvercle du cercueil TR26.12.24.1. (g) *Trichoderma* probable (× 400) – Point 1 « Salle 44, EMC », où est exposé le couvercle du cercueil TR26.12.24.1. (h) *Aspergillus* (× 400) – Point 2 « Salle 55, EMC », où sont exposés les cercueils JE 44970 et JE 39068. (i) *Alternaria* (× 400) – Point 2 « Salle 55, EMC », où sont exposés les cercueils JE 44970 et JE 39068.

(j) *Gliocladium* (× 400) – Point 2 « Salle 55, EMC », où sont exposés les cercueils JE 44970 et JE 39068. (k) *Trichoderma* (× 400) – Point 2 « Salle 55, EMC », où sont exposés les cercueils JE 44970 et JE 39068. (l) *Humicola* (× 400) – Point 2 « Salle 55, EMC », où sont exposés les cercueils JE 44970 et JE 39068. (m) *Aspergillus* (× 400) – Point 3, dans la réserve du Musée égyptien, où est conservé le cercueil TR 17.10.17.3. (n) *Neurospora* (× 400) – Point 3, dans la réserve du Musée égyptien, où est conservé le cercueil TR 17.10.17.3. (o) *Penicillium* (× 400) – Point 3, dans la réserve du Musée égyptien, où est conservé le cercueil TR 17.10.17.3. *Crédit des photos : Islam EZZAT*

Tableau 4 : Synthèse des résultats de l'échantillonnage d'air actif

Musée	**Objet (n° inventaire)**	**Milieu**	**Échantillon**	**UFC/m³**	**Genre identifié**	**Nb colonies**
ARM	Réserve unique	MEA	AA1	40	*Gliocladium*, *Neosartorya*, *Geotrichum*, Filaments stériles	1 chacune
			AA2	30	Filaments stériles (2), *Aspergillus* (1)	3
			AA3	30	*Chaetomium*, *Neosartorya*, Filaments stériles	1 chacune
		DG18	AA4	30	*Penicillium*, *Aspergillus*, *Ulocladium*	1 chacune
			AA5	40	*Penicillium*, *Aspergillus*, *Cladosporium*, Basidiomycètes probables	1 chacune
			AA6	20	*Penicillium*, *Aspergillus*	1 chacune
			Moyenne ARM (tous milieux confondus)	**32 ± 8**		
LMP	Cercueil Padiimenipet (E13016)	MEA	AA1	30	*Parengydontium*	3
			AA2	20	*Parengydontium*	2
			AA3	10	*Parengydontium*	1
		DG18	AA1	10	*Parengydontium*	1

			AA2	10	*Parengydontium*	1
			AA3	0	Aucune colonie	0
	Cercueil Padiouf (N2579)	MEA	AA1	40	*Penicillium*	4
			AA2	30	*Penicillium*	3
			AA3	40	*Penicillium*	4
		DG18	AA1	40	*Penicillium*	4
			AA2	30	*Penicillium*	3
			AA3	30	*Penicillium*	3
	Cercueil Roi Antef (E3020)	MEA	AA1	40	*Cladosporium* (3), *Penicillium* (1)	4
			AA2	50	*Aspergillus* (3), *Penicillium* (1)	4
			AA3	40	*Cladosporium* (3), *Gliocladium* (1)	4
		DG18	AA1	20	*Cladosporium*	2
			AA2	20	*Cladosporium*	2
			AA3	20	*Aspergillus*	2
	Cercueil Tamoutn efret (N2571)	MEA	AA1	450	*Penicillium* (9), *Cladosporium* (6), *Trichoderma* (5), *Aspergillus* (4), *Geotrichum* (3), *Chaetomium* (2), *Alternaria* (2), *Monascus* (4), *Botrytis* (1), *Pythium* (1), *Trichothecium* (1), *Gliocladium* (1), Basidiomycètes probables (4), Filaments stériles (2)	45
			AA2	360	*Penicillium* (8), *Cladosporium* (5), *Trichoderma* (4), *Aspergillus* (3), *Geotrichum* (2), *Chaetomium* (1), *Alternaria* (1), *Monascus* (3), *Botrytis* (1), *Pythium* (1), *Trichothecium* (1), *Gliocladium* (1), Basidiomycètes probables (3), Filaments stériles (2)	36
			AA3	310	*Penicillium* (7), *Cladosporium* (4), *Trichoderma* (3), *Aspergillus* (3), *Geotrichum* (2), *Chaetomium* (1), *Alternaria* (1), *Monascus* (3), *Botrytis* (1), *Pythium* (1), *Trichothecium* (1), *Gliocladium* (1), Basidiomycètes probables (2), Filaments stériles (1)	31

		DG18	AA1	170	*Penicillium* (8), *Aspergillus* (3), *Cladosporium* (3), *Geotrichum* (2), *Alternaria* (1)	17
			AA2	150	*Penicillium* (7), *Aspergillus* (3), *Cladosporium* (2), *Geotrichum* (2), *Alternaria* (1)	15
			AA3	140	*Penicillium* (7), *Aspergillus* (2), *Cladosporium* (2), *Geotrichum* (2), *Alternaria* (1)	14
			Moyenne LMP (tous milieux confondus)	**130 ± 142**		
CCL	Cercueil Iâhmes (E18842)	MEA	AA1	20	*Penicillium*	2
			AA2	10	*Penicillium*	1
			AA3	20	*Penicillium*	2
		DG18	AA1	20	*Penicillium*	2
			AA2	20	*Penicillium*	2
			AA3	20	*Penicillium*	2
	Cercueils Pakhetemhat, Mehytousekhet, Ouahparê (E30901, E7821, E12059A)	MEA	AA1	20	*Penicillium*	2
			AA2	10	*Penicillium*	1
			AA3	20	*Penicillium*	2
		DG18	AA1	40	*Penicillium*	4
			AA2	40	*Penicillium*	4
			AA3	50	*Penicillium*	5

	Statues Qenimen (E11597, E11598)	MEA	AA1	10	*Penicillium*	1
			AA2	20	*Penicillium*	2
			AA3	10	*Penicillium*	1
		DG18	AA1	20	*Penicillium*	2
			AA2	20	*Penicillium*	2
			AA3	10	*Penicillium*	1
			Moyenne CCL (tous milieux confondus)	**22 ± 12**		
EMC	Couvercle cercueil romain (TR 26.12.24.1)	MEA	AA1	30	*Aspergillus*, *Cladosporium*, *Penicillium*	1 chacune
			AA2	30	*Aspergillus*, *Geotrichum*, *Trichoderma* probable	1 chacune
			AA3	30	*Aspergillus*, *Cladosporium*, Basidiomycètes probables	1 chacune
		DG18	AA1	30	*Aspergillus* (2), *Cladosporium* (1)	3
			AA2	30	*Aspergillus* (2), *Penicillium* (1)	3
			AA3	40	*Aspergillus* (3), Basidiomycètes probables (1)	4
	Cercueils romain et Assiout (JE 44970, JE 39068)	MEA	AA1	220	*Aspergillus* (10), *Alternaria* (2), *Gliocladium* (2), *Trichoderma* (2), *Neurospora* (1), *Humicola* (1), Basidiomycètes probables (1), Filaments stériles (3)	22
			AA2	40	*Aspergillus* (3), *Penicillium* (1)	4

			AA3	100	*Aspergillus* (8), *Cladosporium* (2)	10
		DG18	AA1	80	*Aspergillus* (6), *Alternaria* (1), *Neurospora* (1)	8
			AA2	30	*Aspergillus*	3
			AA3	170	*Aspergillus* (15), *Neurospora* (2)	17
	Cercueil avec momie (TR 17.10.17.3)	MEA	AA1	50	*Aspergillus*	5
			AA2	100	*Aspergillus*	10
			AA3	220	*Aspergillus* (15), *Neurospora* (5), *Chaetomium* (1), *Penicillium* (1)	22
		DG18	AA1	140	*Aspergillus* (12), *Neurospora* (2)	14
			AA2	60	*Aspergillus*	6
			AA3	70	*Aspergillus*	7
			Moyenne EMC (tous milieux confondus)	**90 ± 72**		

MEA = gélose à l'extrait de malt ; DG18 = gélose dichloran-glycérol ; σ = écart-type ; * = champignon lignivore potentiel (d'après la littérature : *Chaetomium*, *Trichoderma*, *Neurospora*, *Gliocladium*, Basidiomycètes).

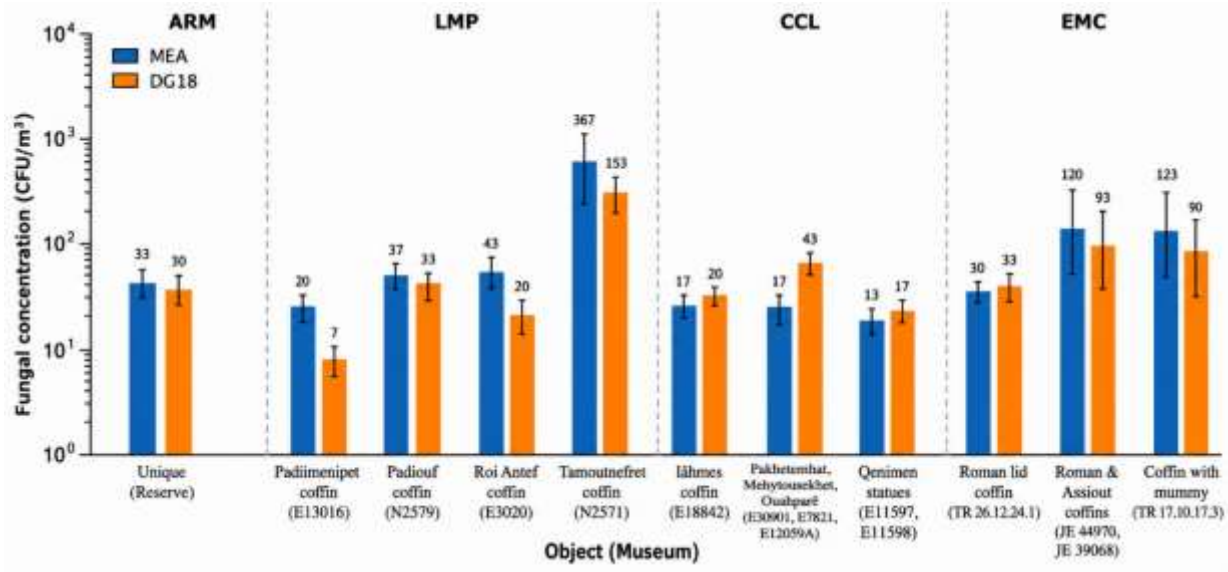


Figure 54 – Concentrations fongiques moyennes (UFC/m³) dans l'air des quatre musées étudiés, mesurées sur gélose MEA (a) et DG18 (b). Les barres d'erreur représentent l'écart-type (n = 3 prélèvements). ARM : réserve unique ; LMP : 4 points (E13016, N2579, E3020, N2571) ; CCL : 3 points (E18842, E7821/E30901/E12059A, E11597/E11598) ; EMC : 3 points (TR26.12.24.1, JE44970/JE39068, TR17.10.17.3).

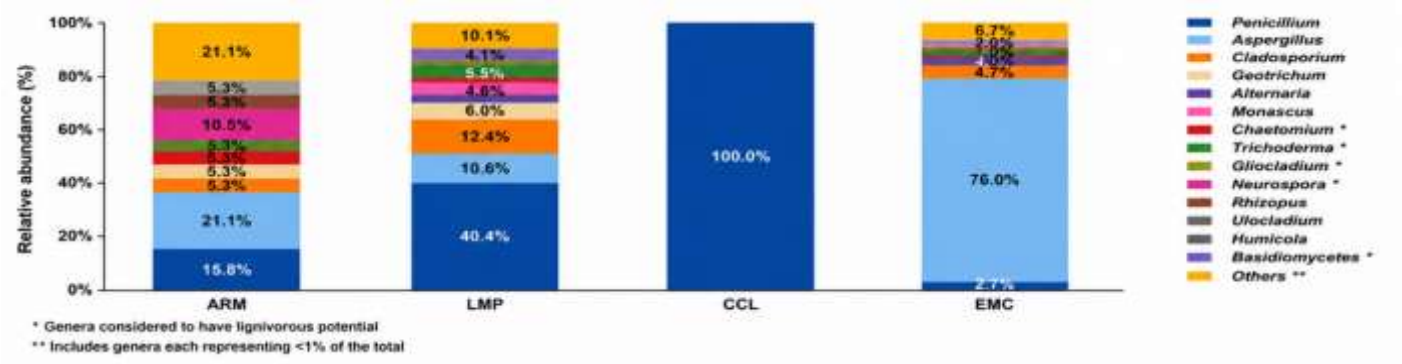


Figure 55. Structure des communautés fongiques aériennes dans les quatre musées étudiés, exprimée en abondance relative des genres identifiés. Les genres dominants diffèrent selon les musées, avec une prédominance de *Penicillium* au CCL (100%) et de *Aspergillus* (76%) à l'EMC. Les genres marqués d'un astérisque (*) regroupent des taxons potentiellement impliqués dans la bio-détérioration des matériaux lignocellulosiques.

3.2.1.2 Échantillonnage passif

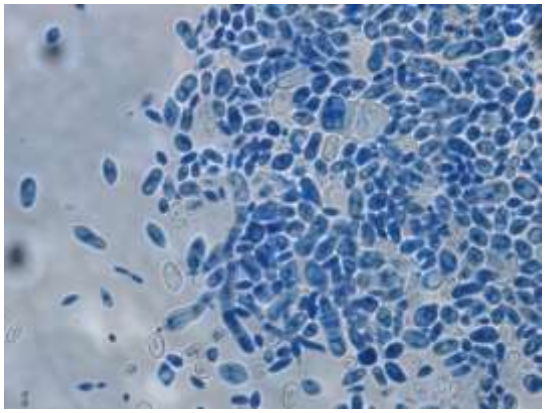
L'échantillonnage passif a été réalisé par exposition de boîtes de Pétri ouvertes pendant une heure, permettant d'évaluer le dépôt naturel des spores fongiques sur les surfaces. Les résultats sont exprimés en unités formant colonie par décimètre carré par heure (UFC/dm²/h). L'ensemble des résultats détaillés est présenté dans le Tableau 5.

Musée Auguste Rodin (ARM) : Les valeurs étaient faibles, avec des moyennes de l'ordre de 2 à 6 UFC/dm²/h. Les genres identifiés incluaient *Cladosporium* sp., *Monascus* sp., *Wallemia* sp., *Geotrichum* sp., *Penicillium* s p., *Drechslera* sp., *Aspergillus* sp., des basidiomycètes probables et des filaments stériles. La présence de *Drechslera* sp., un genre associé aux moisissures dans les espaces de stockage des musées, est notable (Nigam, Dhawan et Nair, 1994).

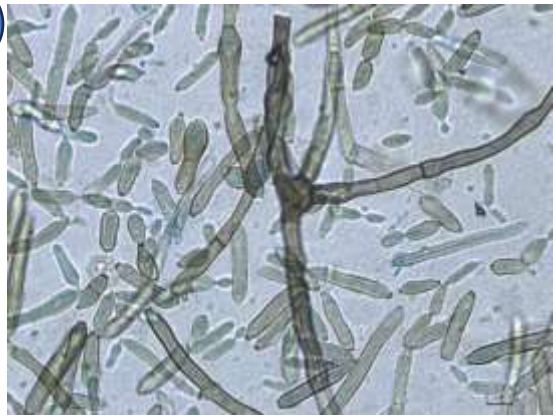
a



b



c



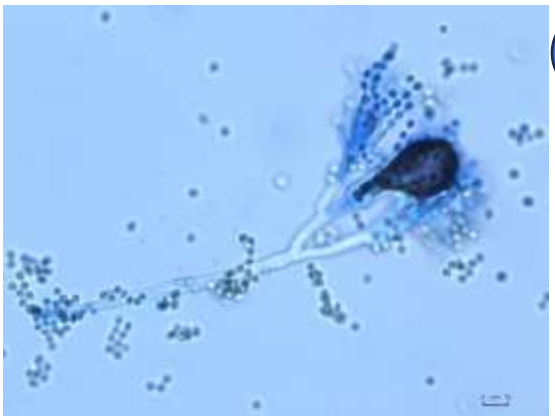
d



e



f



g

h

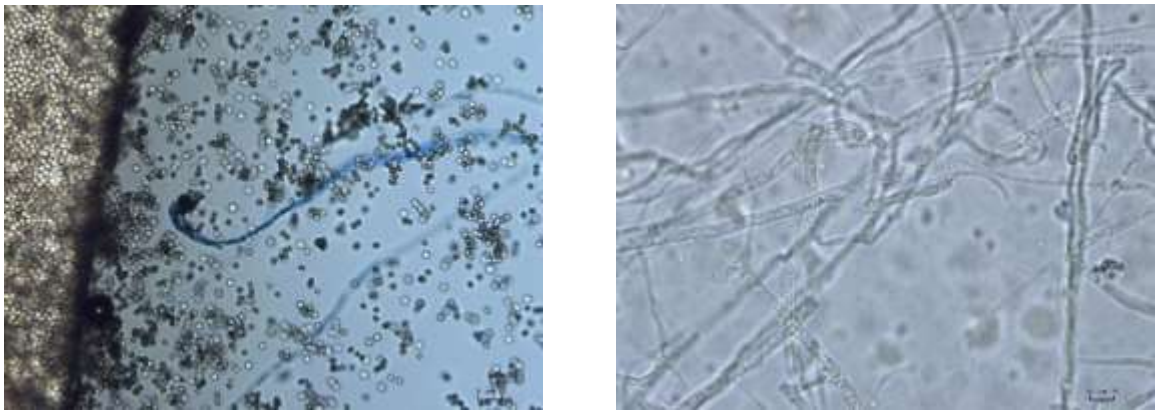
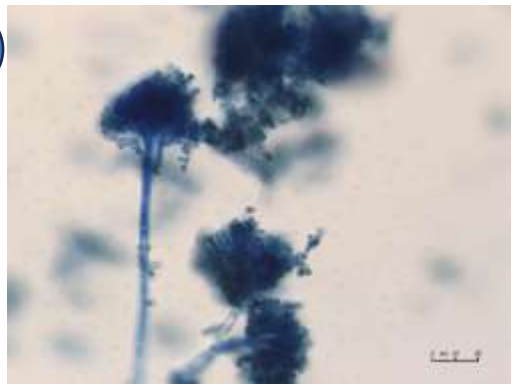
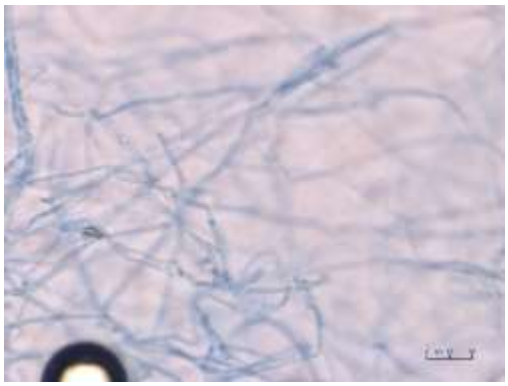


Figure 56 – Genres fongiques obtenus par prélèvement passif d'air réalisé en un point unique dans la réserve du musée Auguste Rodin (ARM). (a) *Wallemia* (× 400) ; (b) *Drechslera* (× 400) ; (c) *Cladosporium* (× 400) ; (d) *Monascus* (× 400) ; (e) *Geotrichum* (× 400) ; (f) *Penicillium* (× 400) ; (g) *Aspergillus* (× 200) ; (h) Basidiomycètes probables (× 400). *Crédits photos : Islam EZZAT.*

Musée du Louvre (LMP) : Quatre points de prélèvement ont été étudiés. Dans la Réserve du Carrousel (points 1 et 2), les valeurs étaient faibles (moyennes inférieures à 5 UFC/dm²/h). Dans la Crypte d'Osiris (point 3), les valeurs à l'intérieur de la vitrine étaient faibles (moyennes de 3 UFC/dm²/h), tandis qu'à l'extérieur de la vitrine, les valeurs étaient nettement plus élevées (moyennes de 20 à 35 UFC/dm²/h). La diversité à l'extérieur incluait des genres lignivores potentiels tels que *Trichoderma*, *Phoma* et des basidiomycètes probables. Dans la galerie Sully 321 (point 4), les valeurs à l'intérieur de la vitrine étaient élevées (moyennes de 22 UFC/dm²/h sur MEA), avec présence de *Paecilomyces*, *Phoma* et des basidiomycètes probables. À l'extérieur, les valeurs étaient également élevées, avec détection de *Trichoderma*, *Fusarium*, *Phoma* et des basidiomycètes probables.

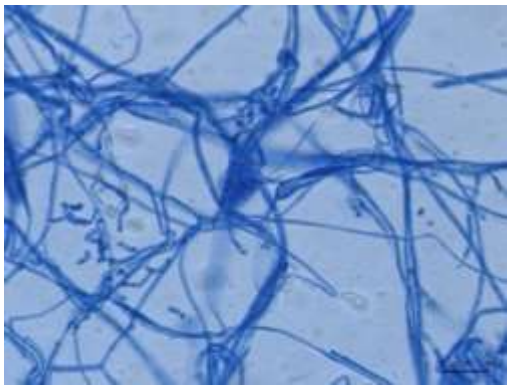
a



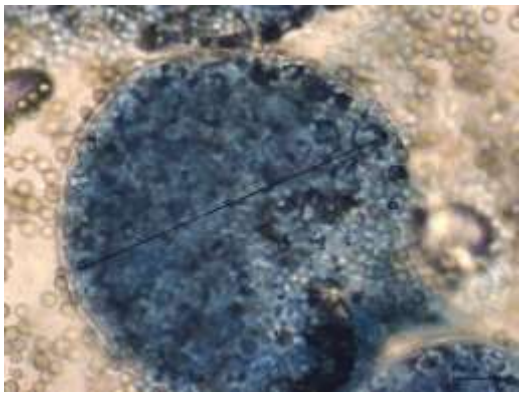


b

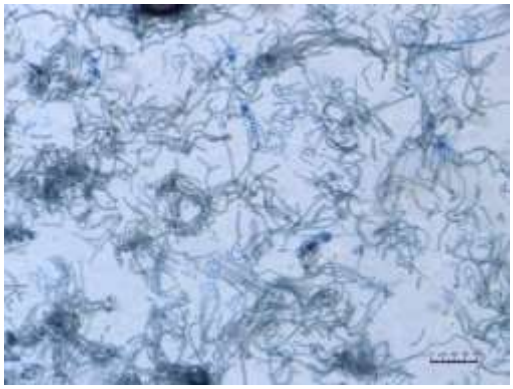
c



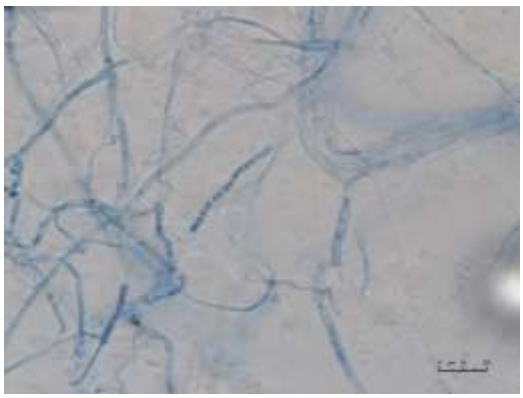
d



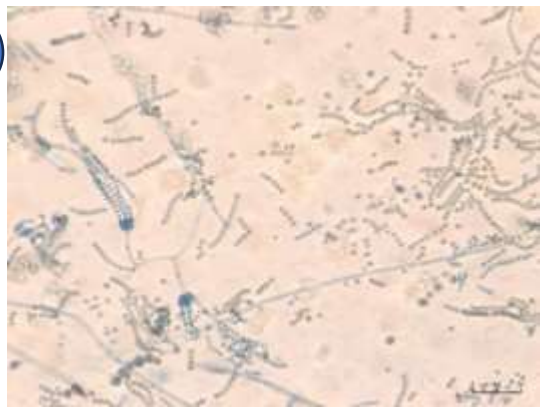
e



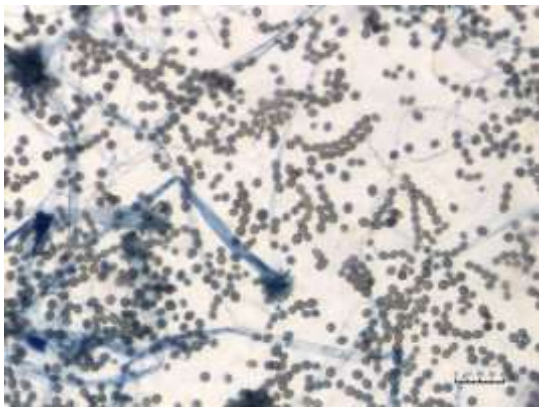
f



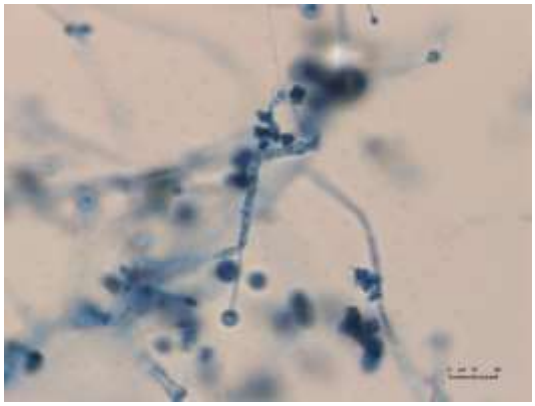
g



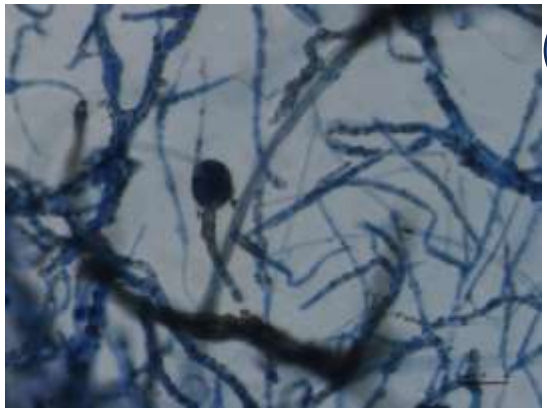
h



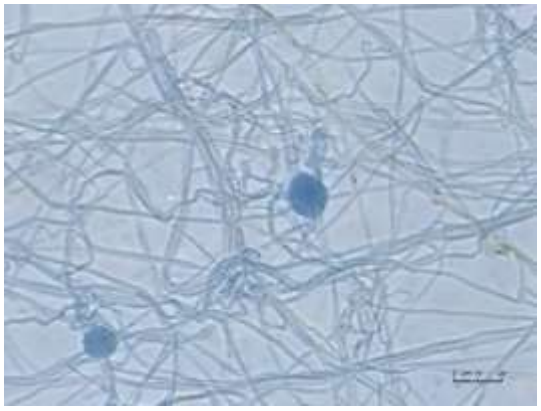
i



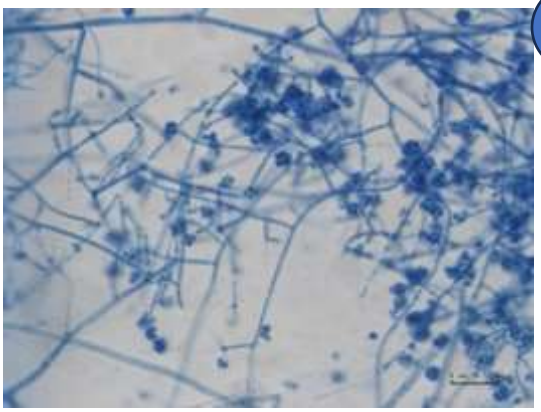
j



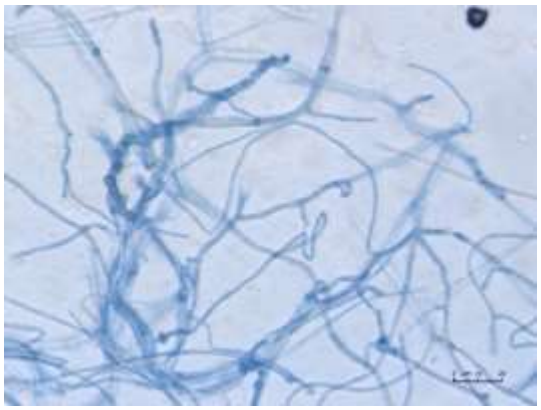
k



l



m



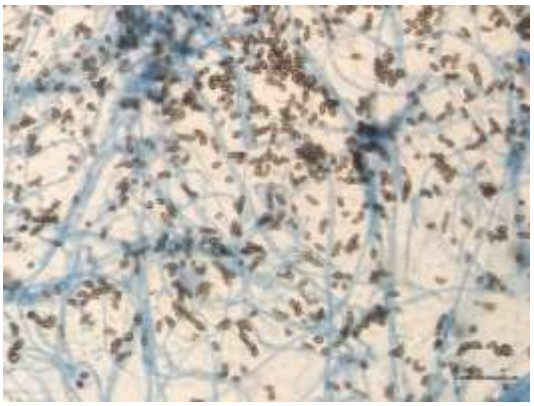
n



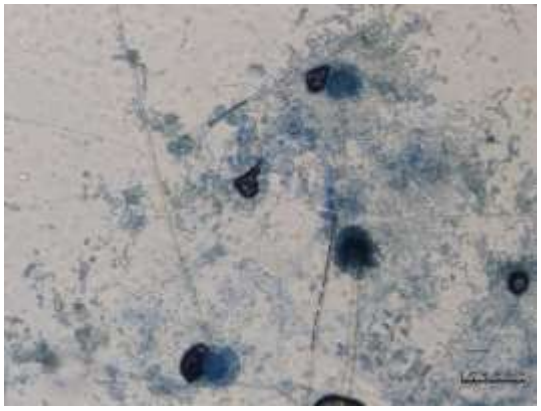
o



p



q



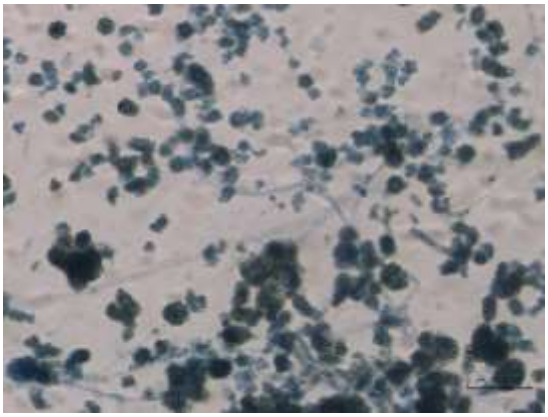
r



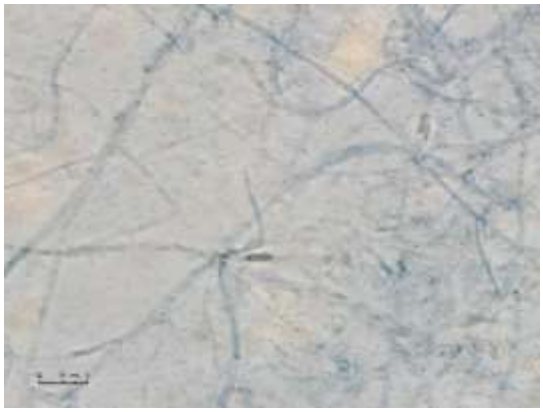
s



t



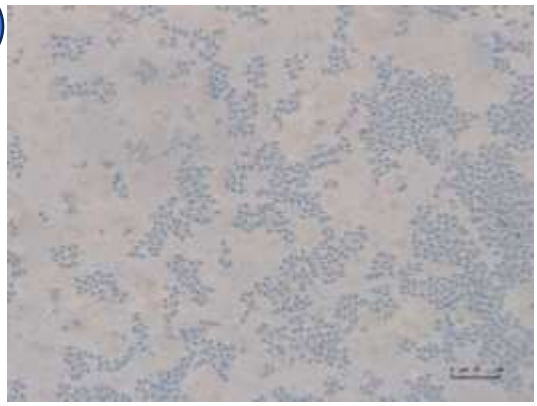
u



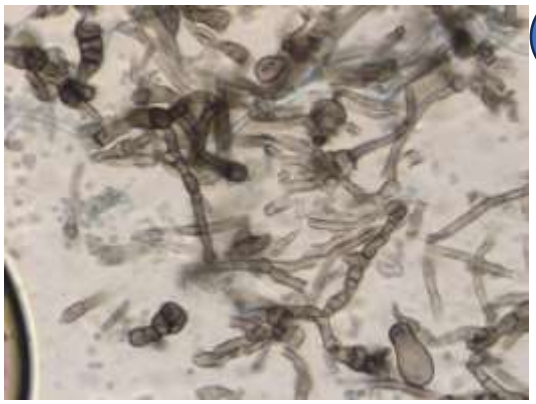
v



w



x



y

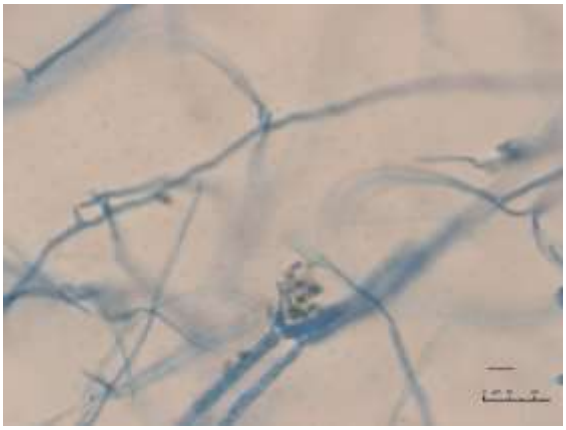
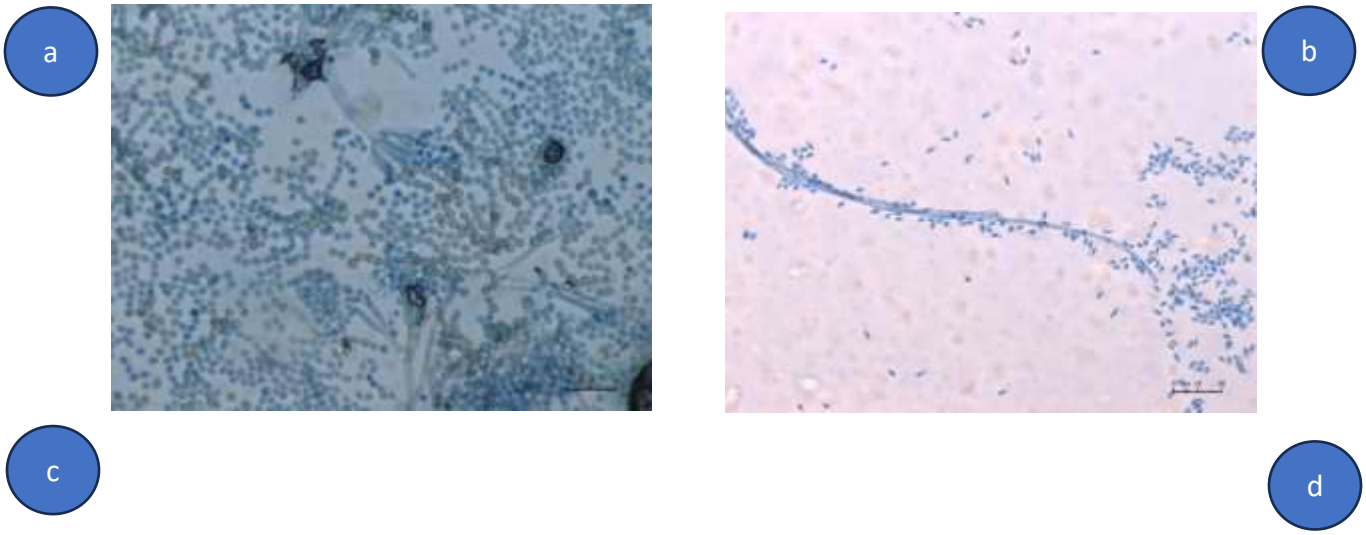


Figure 57 – Genres fongiques obtenus par prélèvement passif de l'air réalisé en différents points au sein du LMP. (a) *Penicillium* (× 400) – Point 1 : laboratoire Carrousel, 1er étage, où est conservé le cercueil de Padiimenipet (E13016). (b) Filaments stériles (× 400) – Point 2 : laboratoire Carrousel, 2e étage, où est conservé le cercueil de Padiouf (N2579) en cours de restauration. (c) *Geotrichum* (× 200) – Point 3 : « Crypte d'Osiris », intérieur de la vitrine exposant le cercueil de Sékhemrê-Hérouhermaât Antef (E3020). (d) *Aspergillus* (× 400) – Point 3 : intérieur de la vitrine « Crypte d'Osiris » (cercueil E3020). (e) *Penicillium* (× 200) – Point 3 : intérieur de la vitrine « Crypte d'Osiris » (cercueil E3020). (f) *Geotrichum* (× 200) – Point 3 : intérieur de la vitrine « Crypte d'Osiris » (cercueil E3020). (g) *Penicillium* (× 200) – Point 3 : intérieur de la vitrine « Crypte d'Osiris » (cercueil E3020). (h) *Aspergillus* (× 200) – Point 3 : intérieur de la vitrine « Crypte d'Osiris » (cercueil E3020). (i) *Trichoderma* (× 400) – Point 3 : intérieur de la vitrine « Crypte d'Osiris » (cercueil E3020). (j) *Phoma* (× 400) – Point 3 : intérieur de la vitrine « Crypte d'Osiris » (cercueil E3020). (k) *Neosartorya* (× 400) – Point 3 : intérieur de la vitrine « Crypte d'Osiris » (cercueil E3020). (l) *Geomyces* (× 200) – Point 3 : intérieur de la vitrine « Crypte d'Osiris » (cercueil E3020). (m) Basidiomycètes probables (× 200) – Point 3 : intérieur de la vitrine « Crypte d'Osiris » (cercueil E3020). (n) Filaments stériles (× 200) – Point 3 : intérieur de la vitrine « Crypte d'Osiris » (cercueil E3020). (o) *Geotrichum* (× 200) – Point 4 : intérieur de la vitrine de la galerie Sully 321 (cercueil de Tamoutnefret, N2571). (p) *Cladosporium* (× 200) – Point 4 : intérieur de la vitrine de la galerie Sully 321 (cercueil N2571). (q) *Aspergillus* (× 200) – Point 4 : intérieur de la vitrine de la galerie Sully 321 (cercueil N2571). (r) *Phoma* (× 400) – Point 4 : intérieur de la vitrine de la galerie Sully 321 (cercueil N2571). (s) Basidiomycètes probables (× 400) – Point 4 : intérieur de la vitrine de la galerie Sully 321 (cercueil N2571). (t) *Trichoderma* (× 200) – Point 4 : extérieur de la vitrine de la galerie Sully 321 (cercueil N2571). (u) *Fusarium* (× 200) – Point 4 : extérieur de la vitrine de la galerie Sully 321 (cercueil N2571). (v) *Phoma* (× 400) – Point 4 : extérieur de la vitrine de la galerie Sully 321 (cercueil N2571). (w) *Trichothecium* (× 200) – Point 4 : extérieur de la vitrine de la galerie Sully 321 (cercueil N2571). (x) *Alternaria* (× 400) – Point 4 : extérieur de la vitrine de la galerie Sully 321 (cercueil N2571). (y) *Aureobasidium* (× 200) – Point 4 : extérieur de la vitrine de la galerie Sully 321 (cercueil N2571). *Crédit des photos : Islam EZZAT*

Centre de Conservation du Louvre (CCL) : Les valeurs étaient faibles (moyennes inférieures à 5 UFC/dm²/h). Seules des moisissures ubiquitaires (*Penicillium*, *Aureobasidium*, *Aspergillus*, *Gliocladium*) ont été détectées. Aucun agent lignivore majeur n'a été observé.



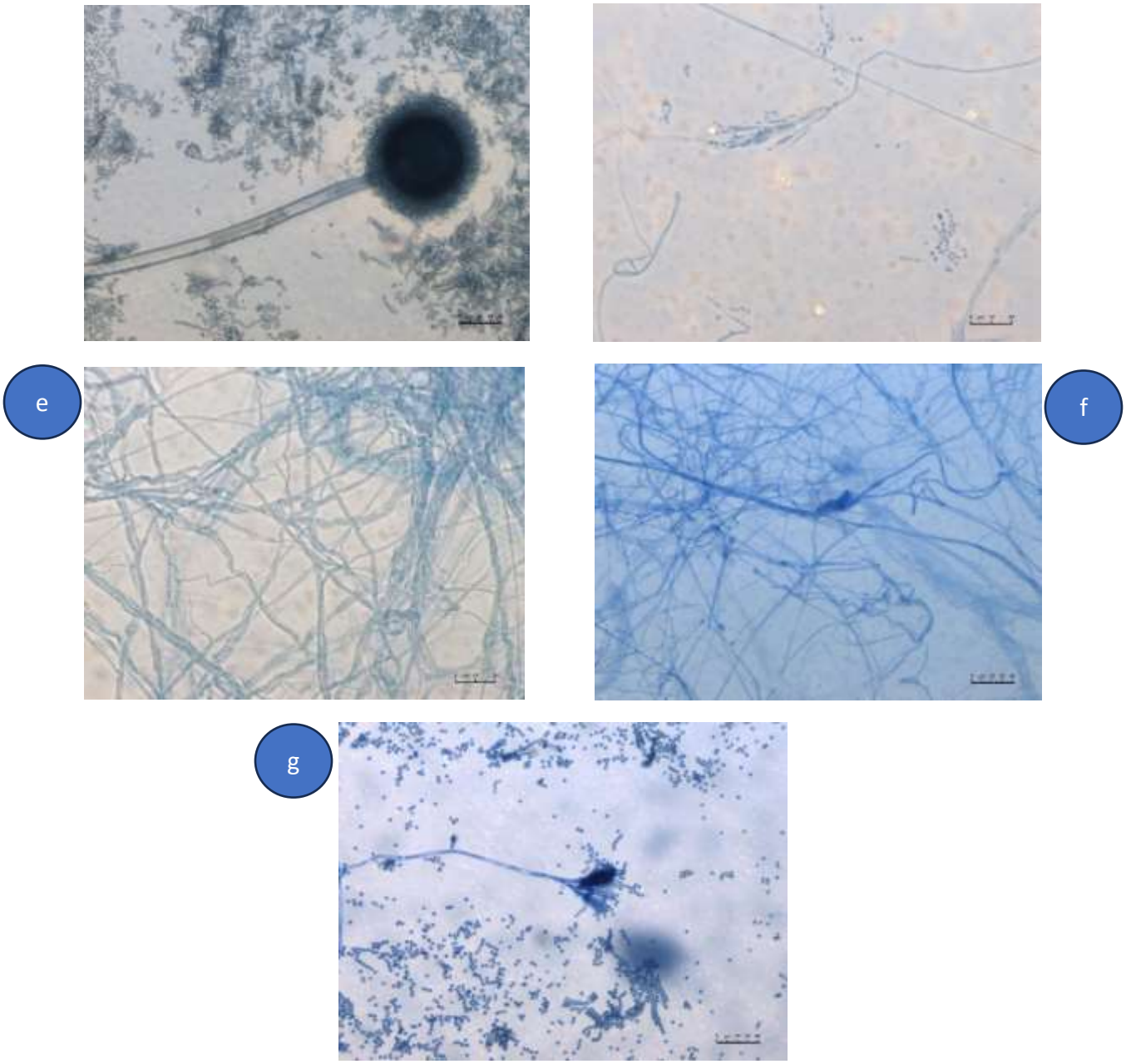
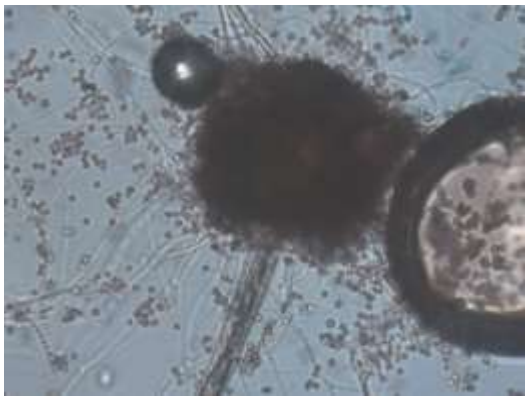


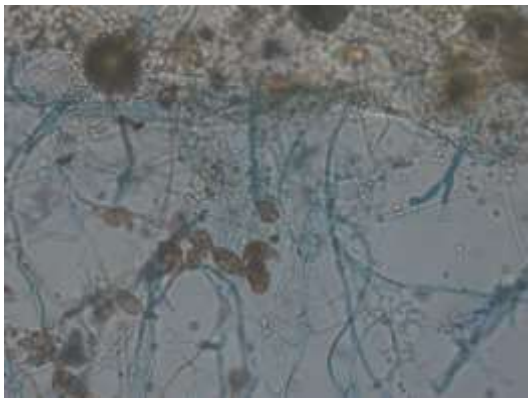
Figure 58 – Genres fongiques obtenus par prélèvement passif de l'aireffectués à la Réserve 5 du CCL (Centre de conservation du Louvre à Liévin). (a) *Penicillium* (× 200) – Point 1 : zone de stockage du cercueil d'Iâhmes (E 18842). (b) *Aureobasidium* (× 200) – Point 1 : zone de stockage du cercueil d'Iâhmes (E 18842). (c) *Aspergillus* (× 400) – Point 2 : zone de stockage des cercueils de Mehytousekhet (E 7821), Pakhetemhat (E 30901) et Ouahparê (E 12059 A). (d) *Gliocladium* (× 200) – Point 2 : zone de stockage des cercueils de Mehytousekhet (E 7821), Pakhetemhat (E 30901) et Ouahparê (E 12059 A). (e) Basidiomycètes probables (× 200) – Point 2 : zone de conservation des cercueils de Mehytousekhet (E 7821), Pakhetemhat (E 30901) et Ouahparê (E 12059 A). (f) Filaments stériles (× 200) – Point 2 : zone de conservation des cercueils de Mehytousekhet (E 7821), Pakhetemhat (E 30901) et Ouahparê (E 12059 A). (g) *Penicillium* (× 200) – Point 3 : zone de stockage des serviteurs funéraires de Qenimen (TT93). *Crédits photos : Islam Ezzat*.

Musée égyptien du Caire (EMC) : Les valeurs étaient les plus élevées de toute l'étude. Au point 1 (couvercle TR 26.12.24.1), les moyennes atteignaient 33 UFC/dm²/h à l'extérieur sur DG18, avec détection de *Chaetomium* (lignivore). Au point 2 (cercueils JE 44970 et JE 39068), les valeurs moyennes atteignaient 89 UFC/dm²/h à l'extérieur sur DG18. Au point 3 (réserve, cercueil TR 17.10.17.3), des genres lignivores (*Neurospora*, *Chaetomium*) ont été détectés, confirmant que des spores de champignons lignivores sont déposées sur les surfaces des objets dans cet environnement.

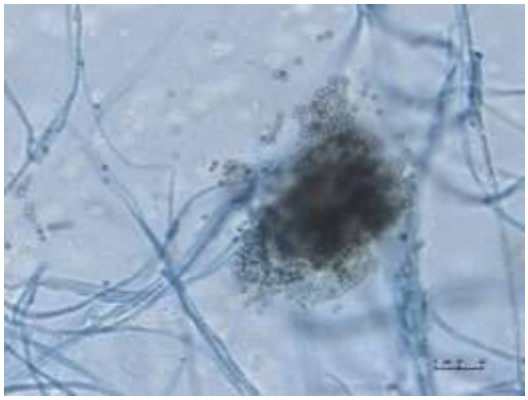
a



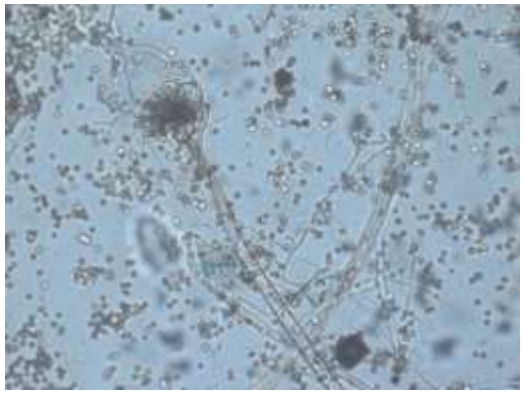
b



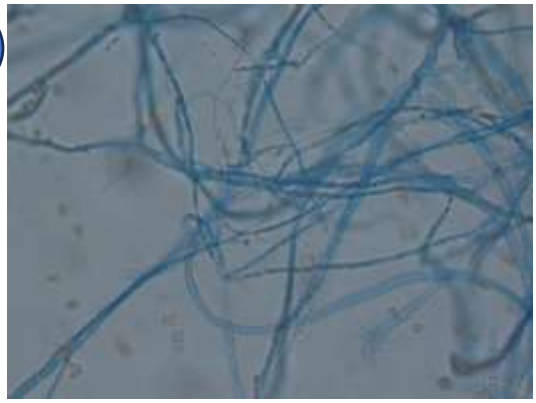
c



d



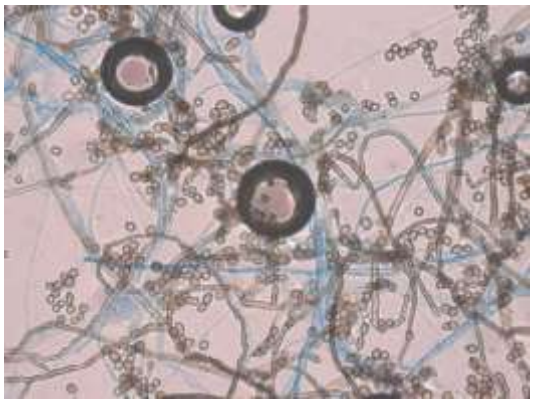
e



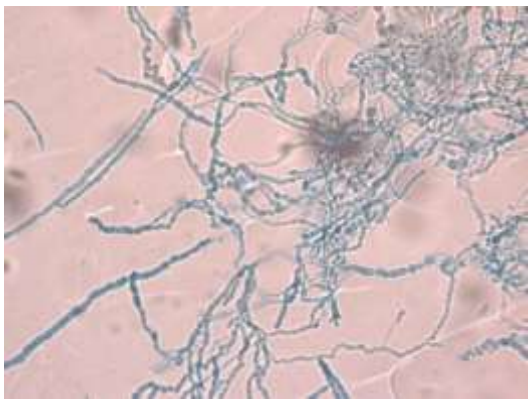
f



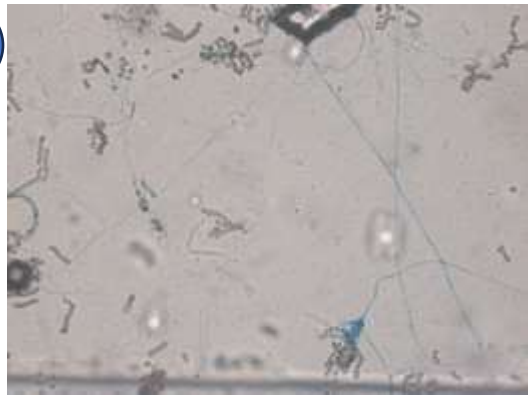
g



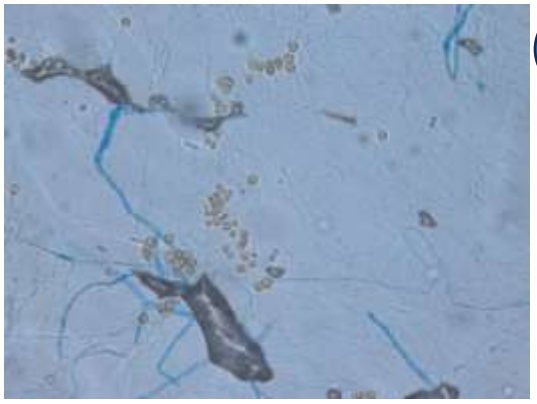
h



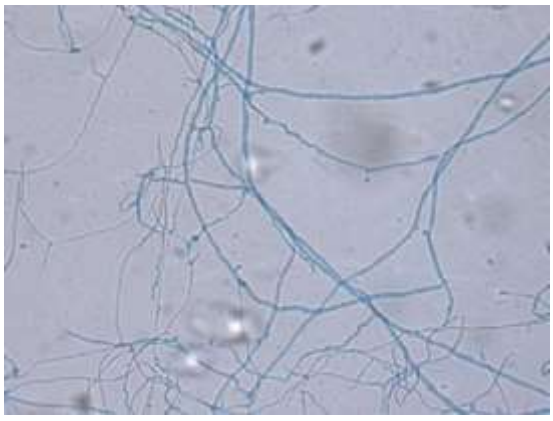
i



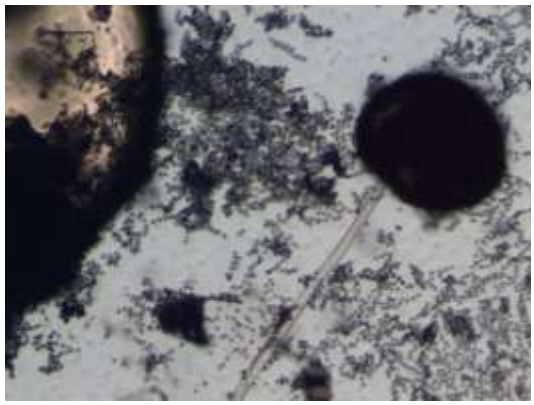
j



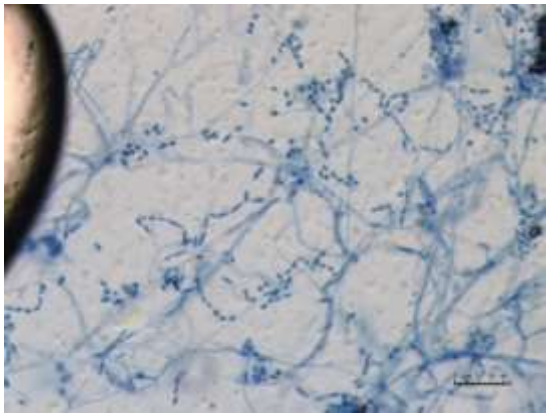
k



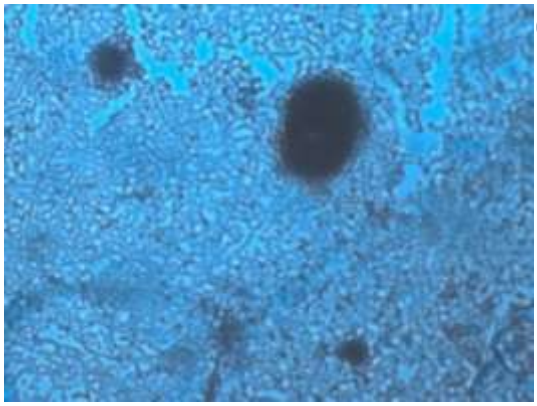
l



m



n



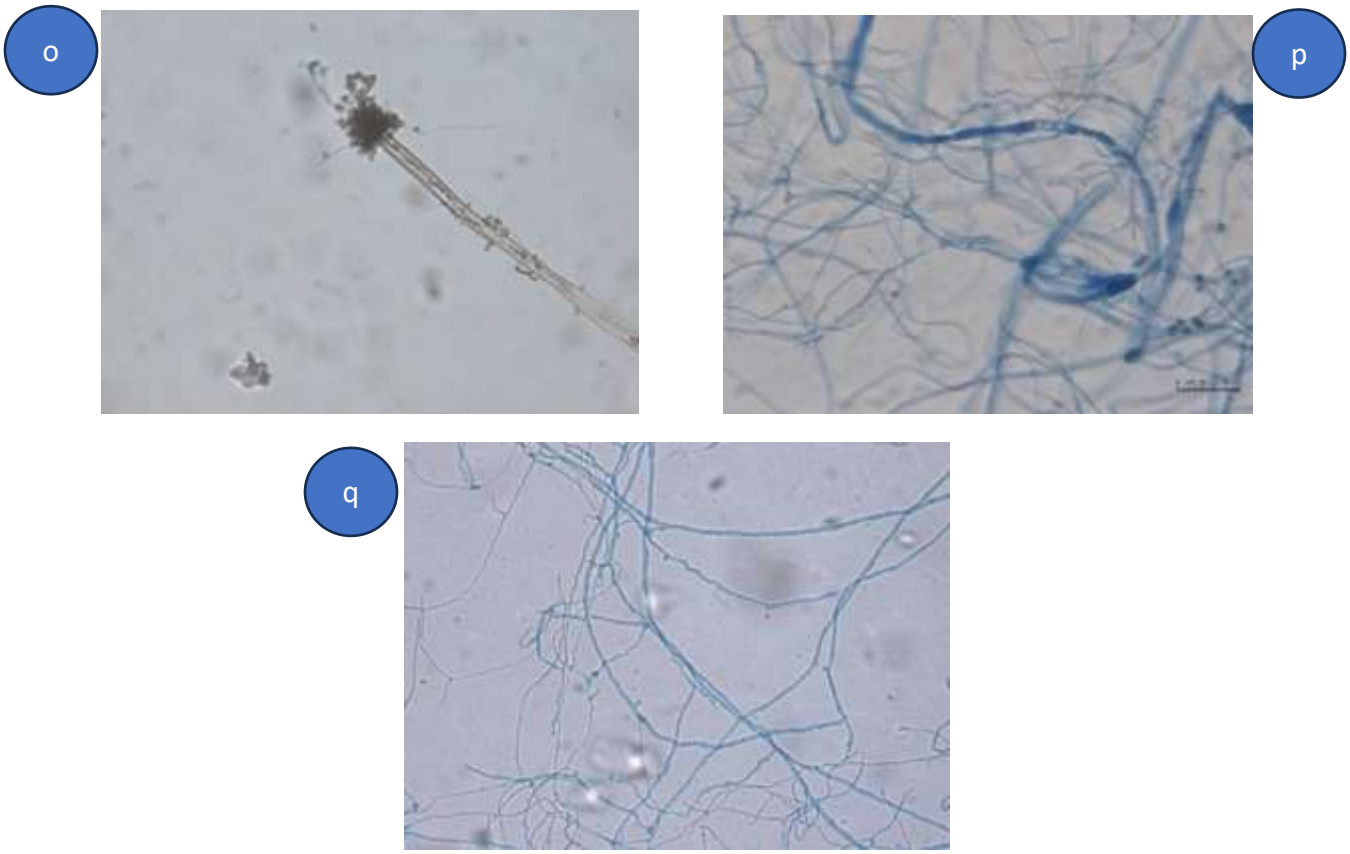


Figure 59 – Genres fongiques identifiés par prélèvement passif d'air à différents points du Musée égyptien du Caire (EMC). (a) *Aspergillus* (× 400) – Point 1 « Salle 55 », où est exposé le cercueil TR26.12.24.1. (b) *Alternaria* (× 400) – Point 1 « Salle 55 », où est exposé le cercueil TR26.12.24.1. (c) *Chaetomium* (× 400) – Point 1 « Salle 55 », où est exposé le cercueil TR26.12.24.1. (d) *Rhizopus* (× 400) – Point 1 « Salle 55 », où est exposé le cercueil TR26.12.24.1. (e) Filaments stériles (× 400) – Point 1 « Salle 55 », où est exposé le cercueil TR26.12.24.1. (f) *Aspergillus* (× 400) – Point 2, où sont présentés les cercueils JE 39068 et JE 44970. (g) *Cladosporium* (× 200) – Point 2, où sont présentés les cercueils JE 39068 et JE 44970. (h) *Neurospora* (× 400) – Point 2, où sont présentés les cercueils JE 39068 et JE 44970. (i) *Penicillium* (× 200) – Point 2, où sont présentés les cercueils JE 39068 et JE 44970. (j) Basidiomycètes probables (× 400) – Point 2, où sont présentés les cercueils JE 39068 et JE 44970. (k) Filaments stériles (× 200) – Point 2, où sont exposés les cercueils JE 39068 et JE 44970. (l) *Aspergillus* (× 400) – Point 3, réserve de l'EMC. (m) *Neurospora* (× 200) – Point 3, réserve de l'EMC. (n) *Chaetomium* (× 400) – Point 3, réserve de l'EMC. (o) *Rhizopus* (× 400) – Point 3, réserve de l'EMC. (p) Basidiomycètes probables (× 400) – Point 3, réserve de l'EMC. (q) Filaments stériles (× 400) – Point 3, réserve de l'EMC. *Crédits photos : Islam Ezzat.*

Tableau 5 : Synthèse des résultats de l'échantillonnage d'air passif

Musée	Objet (n° inventaire)	Position	Milieu	Échantillon	UFC/dm²/h	Genre identifié	Nb colonies

ARM	Réserve unique	Intérieur vitrine	MEA	AP5	1.6	*Cladosporium*	1
				AP6	3.1	*Monascus*	1
						Wallemia	1
				AP7	1.6	*Geotrichum*	1
				Moyenne ± σ	2.1 ± 0.9		
			DG18	AP9	3.1	Basidiomycètes anastomosés *	2
				AP13	4.7	Filaments stériles	2
						Penicillium	1
				AP14	4.7	*Geotrichum*	1
						Drechslera	1
						Penicillium	1
				AP15	6.3	Filaments stériles	2
						Basidiomycètes *	1
						Drechslera	1
				AP17	3.1	*Cladosporium*	1
						Aspergillus	1
				Moyenne ± σ	4.4 ± 1.3		
LMP	Cercueil Padiimenipet (E130116)	Extérieur	MEA	AP7	0	Aucune colonie	0
				AP8	0	Aucune colonie	0
				AP9	0	Aucune colonie	0
				Moyenne ± σ	0 ± 0		
			DG18	AP10	1.6	*Penicillium*	1
				AP11	0	Aucune colonie	0

				AP12	0	Aucune colonie	0
				Moyenne ± σ	0.5 ± 0.9		
	Cercueil Padiouf (N2579)	Extérieur	MEA	AP13	1.6	*Penicillium*	1
				AP14	9.4	*Penicillium* (4), filaments stériles (2)	6
				AP15	3.1	*Penicillium* (1), filaments stériles (1)	2
				Moyenne ± σ	4.7 ± 4.2		
			DG 18	AP16	1.6	*Penicillium*	1
				AP17	0	Aucune colonie	0
				AP18	0	Aucune colonie	0
				Moyenne ± σ	0.5 ± 0.9		
	Cercueil Roi Antef (E3020)	Intérieur vitrine	MEA	AP43	1.6	Filaments stériles	1
				AP44	3.1	*Geotrichum* (2)	2
				AP45	3.1	Filaments stériles (2)	2
				Moyenne ± σ	2.6 ± 0.9		
			DG 18	AP46	3.1	*Aspergillus*	2
				AP47	3.1	*Penicillium*	2
				AP48	0	Aucune colonie	0
				Moyenne ± σ	2.1 ± 1.8		
		Extérieur	MEA	AP49	15.7	*Penicillium* (1), *Neosartorya* (1), *Geotrichum* (1), *Geomyces* (1), filaments stériles (6)	10
				AP50	6.3	*Trichoderma* * (4)	4

				AP51	12.6	*Geotrichum* (2), *Penicillium* (1), Basidiomycètes * (1), filaments stériles (4)	8
				Moyenne ± σ	11.5 ± 4.8		
			DG 18	AP52	6.3	*Aspergillus* (1), *Penicillium* (1), filaments stériles (2)	4
				AP53	4.7	*Aspergillus* (1), *Penicillium* (1), *Phoma* (1)	3
				AP54	3.1	*Aspergillus* (1), *Penicillium* (1)	2
				Moyenne ± σ	4.7 ± 1.6		
	Cercueil Tamoutnefret (N2571)	Intérieur vitrine	MEA	AP55	6.3	*Penicillium* (4)	4
				AP56	17.3	*Penicillium* (3), *Geotrichum* (3), *Paecilomyces* * (1), Basidiomycètes * (2), filaments stériles (2)	11
				AP57	14.2	*Penicillium* (3), *Geotrichum* (1), *Cladosporium* (1), Basidiomycètes * (2), filaments stériles (2)	9
				Moyenne ± σ	12.6 ± 5.8		
			DG 18	AP58	4.7	*Penicillium* (1), *Cladosporium* (1), *Phoma* (1)	3
				AP59	7.9	*Aspergillus* (4), *Cladosporium* (1)	5
				AP60	1.6	*Penicillium*	1
				Moyenne ± σ	4.7 ± 3.2		
		Extérieur	MEA	AP61	6.3	*Trichoderma* * (4)	4
				AP62	9.4	*Penicillium* (1), *Geotrichum* (3), *Fusarium* (1), Basidiomycètes * (1)	6
				AP63	1.6	*Trichoderma* * (1)	1
				Moyenne ± σ	5.8 ± 3.9		

			DG 18	AP64	6.3	*Penicillium* (2), *Cladosporium* (1), Basidiomycètes * (1)	4
				AP65	7.9	*Penicillium* (1), *Trichoderma* * (2), *Phoma* (1), filaments stériles (1)	5
				AP66	11.0	*Penicillium* (1), *Cladosporium* (1), *Alternaria* (1), *Aureobasidium* (1), *Trichoderma* * (1), filaments stériles (2)	7
				Moyenne ± σ	8.4 ± 2.4		
CCL	Cercueil âhmes (E18842)	Extérieur	MEA	AP1	1.6	*Penicillium*	1
				AP2	1.6	*Penicillium*	1
				AP3	6.3	*Penicillium* (2), *Aureobasidium* (1), *Aspergillus* (1)	4
				Moyenne ± σ	3.1 ± 2.7		
			DG 18	AP4	1.6	*Penicillium*	1
				AP5	0	Aucune colonie	0
				AP6	0	Aucune colonie	0
				Moyenne ± σ	0.5 ± 0.9		
	Cercueils Pakhetemhat, Mehytousekhet, Ouahparê (E30901, E7821, E12059A)	Extérieur	MEA	AP13	1.6	Basidiomycètes probables *	1
				AP14	1.6	*Aspergillus*	1

				AP15	4.7	*Gliocladium* (1), Basidiomycètes probables * (1), filaments stériles (1)	3
				Moyenne ± σ	2.6 ± 1.8		
			DG 18	AP16	1.6	*Penicillium*	1
				AP17	0	Aucune colonie	0
				AP18	0	Aucune colonie	0
				Moyenne ± σ	0.5 ± 0.9		
	Statues Qenimen (E11597, E11598)	Extérieur	MEA	AP25	0	Aucune colonie	0
				AP26	0	Aucune colonie	0
				AP27	0	Aucune colonie	0
				Moyenne ± σ	0 ± 0		
			DG 18	AP28	1.6	*Penicillium*	1
				AP29	0	Aucune colonie	0
				AP30	0	Aucune colonie	0
				Moyenne ± σ	0.5 ± 0.9		
EMC	Couvercle cercueil romain (TR 26.12.24.1)	Intérieur vitrine	MEA	AP1	7.9	*Aspergillus* (4), filaments stériles (1)	5
				AP2	4.7	*Aspergillus* (3)	3
				AP3	7.9	*Aspergillus* (4), *Alternaria* (1)	5

				Moyenne ± σ	6.8 ± 1.8		
			DG 18	AP4	3.1	*Aspergillus* (1), *Chaetomium* * (1)	2
				AP5	4.7	*Aspergillus* (3)	3
				AP6	1.6	*Aspergillus* (1)	1
				Moyenne ± σ	3.1 ± 1.6		
		Extérieur	MEA	AP7	9.4	*Aspergillus* (6)	6
				AP8	11.0	*Aspergillus* (5), *Alternaria* (2)	7
				AP9	4.7	*Aspergillus* (2), *Rhizopus* (1)	3
				Moyenne ± σ	8.4 ± 3.3		
			DG 18	AP10	3.1	*Chaetomium* * (2)	2
				AP11	3.1	*Aspergillus* (2)	2
				AP12	3.1	*Aspergillus* (2)	2
				Moyenne ± σ	3.1 ± 0		
	Cercueils romain et Assiout (JE 44970, JE 39068)	Intérieur vitrine	MEA	AP25	3.1	*Aspergillus* (2)	2
				AP26	3.1	*Aspergillus* (2)	2
				AP27	4.7	*Aspergillus* (3)	3
				Moyenne ± σ	3.6 ± 0.9		
			DG 18	AP28	3.1	*Aspergillus* (2)	2

				AP29	7.9	*Aspergillus* (2), *Geotrichum* (1), *Cladosporium* (2)	5
				AP30	4.7	*Aspergillus* (2), *Cladosporium* (1)	3
				Moyenne ± σ	5.2 ± 2.4		
		Extérieur	MEA	AP19	3.1	*Aspergillus* (2)	2
				AP20	3.1	*Aspergillus* (2)	2
				AP21	3.1	*Aspergillus* (2)	2
				Moyenne ± σ	3.1 ± 0		
			DG18	AP22	7.9	*Aspergillus* (2), Basidiomycètes probables * (2), filaments stériles (1)	5
				AP23	1.6	*Aspergillus* (1)	1
				AP24	1.6	*Aspergillus* (1)	1
				Moyenne ± σ	3.7 ± 3.6		
	Cercueil avec momie (TR 17.10.17.3)	Extérieur	MEA	AP31	3.1	*Aspergillus* (2)	2
				AP32	7.9	*Aspergillus* (3), *Rhizopus* (1), *Aureobasidium* (1)	5
				AP33	12.6	*Aspergillus* (5), *Neurospora* * (2), filaments stériles (1)	8
				Moyenne ± σ	7.9 ± 4.8		
			DG18	AP34	17.3	*Aspergillus* (6), filaments stériles (4), Basidiomycètes probables * (1)	11
				AP35	7.9	*Aspergillus* (3), filaments stériles (2)	5
				AP36	11.0	*Aspergillus* (3), *Chaetomium* * (1), filaments stériles (3)	7
				Moyenne ± σ	12.1 ± 4.7		

MEA = gélose à l'extrait de malt ; DG18 = gélose dichloran-glycérol ; σ = écart-type ; * = champignon lignivore potentiel (d'après la littérature
: *Chaetomium*, *Trichoderma*, *Neurospora*, *Paecilomyces*, *Phoma*, *Fusarium*, *Gliocladium*, Basidiomycètes). Les nombres entre parenthèses dans la colonne "Genre identifié" indiquent le nombre de colonies pour ce genre dans l'échantillon.

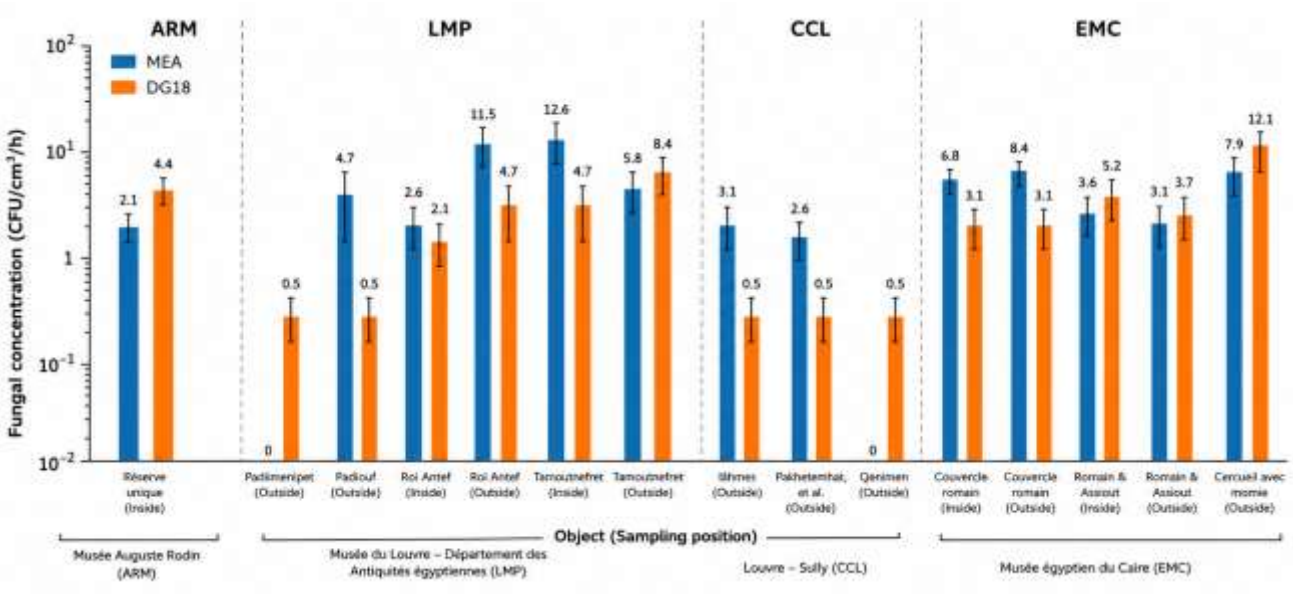


Figure 60 – Concentrations fongiques moyennes (UFC/dm²/h) mesurées dans l'air des quatre musées étudiés par échantillonnage passif, sur gélose MEA (bleu) et DG18 (orange). Les barres d'erreur représentent l'écart-type (n = 3 prélèvements). Pour chaque point, les valeurs distinguent les prélèvements effectués à l'intérieur des vitrines (Int) et à l'extérieur (Ext). Les points de prélèvement sont : **ARM** : réserve unique (Int) ; **LMP** : E13016 (Ext), N2579 (Ext), E3020 (Int et Ext), N2571 (Int et Ext) ; **CCL :** E18842 (Ext), E7821/E30901/E12059A (Ext), E11597/E11598 (Ext) ; **EMC** : TR26.12.24.1 (Int et Ext), JE44970/JE39068 (Int et Ext), TR17.10.17.3 (Ext).

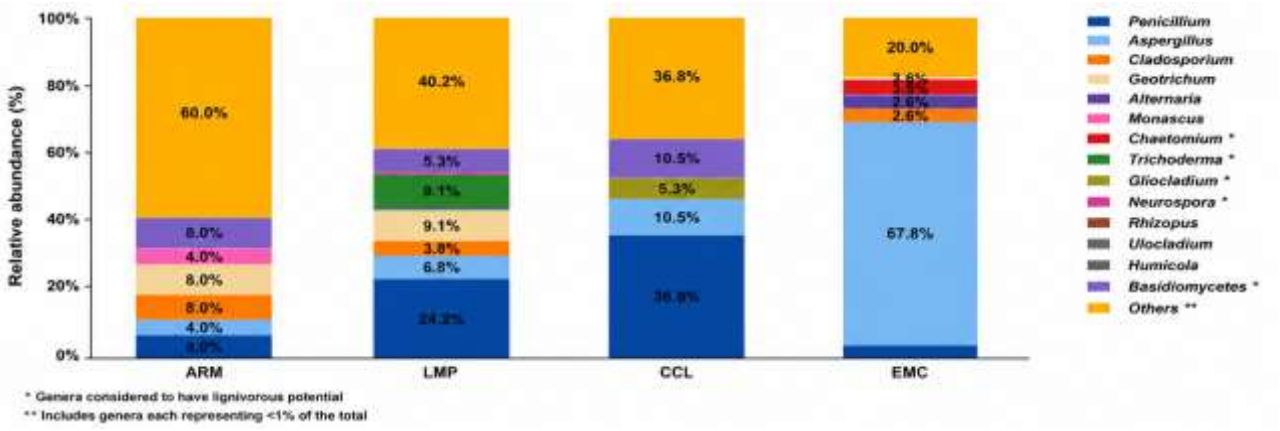


Figure 61 – Abondance relative (%) des principaux genres fongiques détectés dans l'air des quatre musées étudiés par échantillonnage passif. L'astérisque (*) *indique les genres lignivores potentiels*

*(*Chaetomium*, *Trichoderma*, *Neurospora*, *Paecilomyces*, *Phoma*, *Fusarium*, *Gliocladium*, Basidiomycètes). Les pourcentages sont calculés sur l'ensemble des colonies identifiées pour chaque musée (données détaillées dans le Tableau 5).

3.2.2 Résultats des prélèvements de surface (écouvillonnage)

3.2.2.1 Résultats de l'analyse microbiologique par culture

Les prélèvements de surface ont été réalisés à l'aide d'écouvillons stériles sur trois types de zones présentes sur les objets : zones macroscopiquement non dégradées (MUZ), zones dégradées (MDZ) et zones recouvertes de résine noire (BRZ). Après ensemencement sur milieux MA et DG18 et incubation à 25 °C pendant 7 jours, les colonies ont été dénombrées et identifiées. L'ensemble des résultats détaillés est présenté dans le Tableau 6. Afin d'en faciliter la lecture et la comparaison entre musées, les concentrations fongiques maximales par objet sont illustrées dans la Figure 87, et l'abondance relative des principaux genres fongiques détectés dans chaque musée est présentée dans la Figure 88.

Musée Auguste Rodin (ARM) : Les quatre objets analysés ont montré une diversité fongique cultivable faible et des concentrations globalement faibles, très variables selon les zones. Le couvercle de cercueil de Nana (CO.00871) n'a révélé aucun agent fongique à la surface de la zone non dégradée analysée. Les deux autres surfaces ont révélé la présence de *Cladosporium*, *Aspergillus* étant également présent sur la surface recouverte de résine noire et *Penicillium* sur la zone dégradée. La zone dégradée de cet objet présente une concentration élevée d'agents fongiques à sa surface. La base de statue CO.6554 a présenté *Penicillium* sur les deux surfaces analysées mais également un basidiomycète probable et *Chaetomium* sp. ou *Neosartorya* sp. sur la zone non dégradée. Les zones dégradée et non dégradée ont présenté la même concentration fongique de 40 UFC/cm². Les deux ouchebtis (CO.2349 et CO.2389) ont montré une présence fongique nulle ou très faible (moins de 4 UFC/cm²), selon la zone analysée (il s'agit d'une contamination sporale sans développement actif). Une croissance de filaments stériles ont été observés pour les échantillons provenant de la zone non dégradée d'un ouchebti et la zone dégradée de l'autre. *Aspergillus* a également été mis en évidence pour la zone non dégradée d'un des deux objets. Aucune colonisation fongique active (mycélium visible, altération de la surface) n'a été observée sur ces objets.

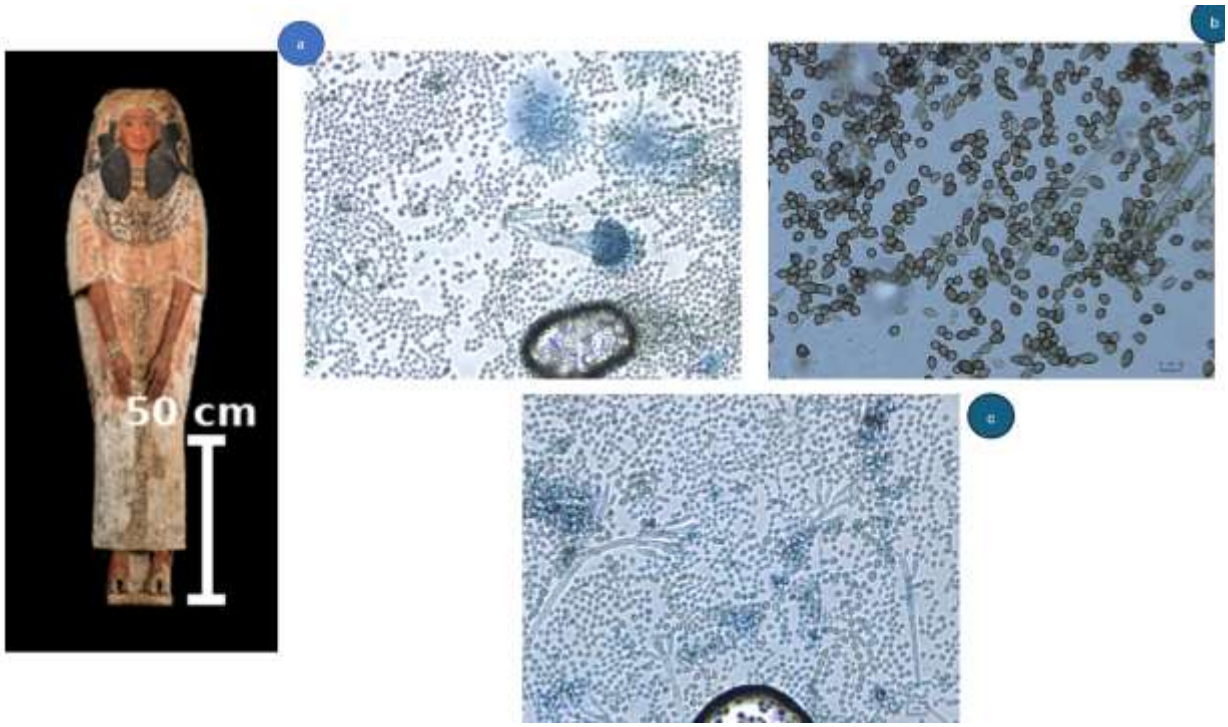


Figure 62 – Genres fongiques identifiés par prélèvement de surface sur le couvercle du cercueil du scribe du temple « Nana » (CO.00871) conservé au sein de la réserve du musée Auguste Rodin (ARM). (a) *Aspergillus* (× 400) – zones BRZ et MDZ ; (b) *Cladosporium* (× 400) – zones BRZ et MDZ ; (c) *Penicillium* (× 400) – zone MUZ. *Crédit photo: Islam EZZAT*

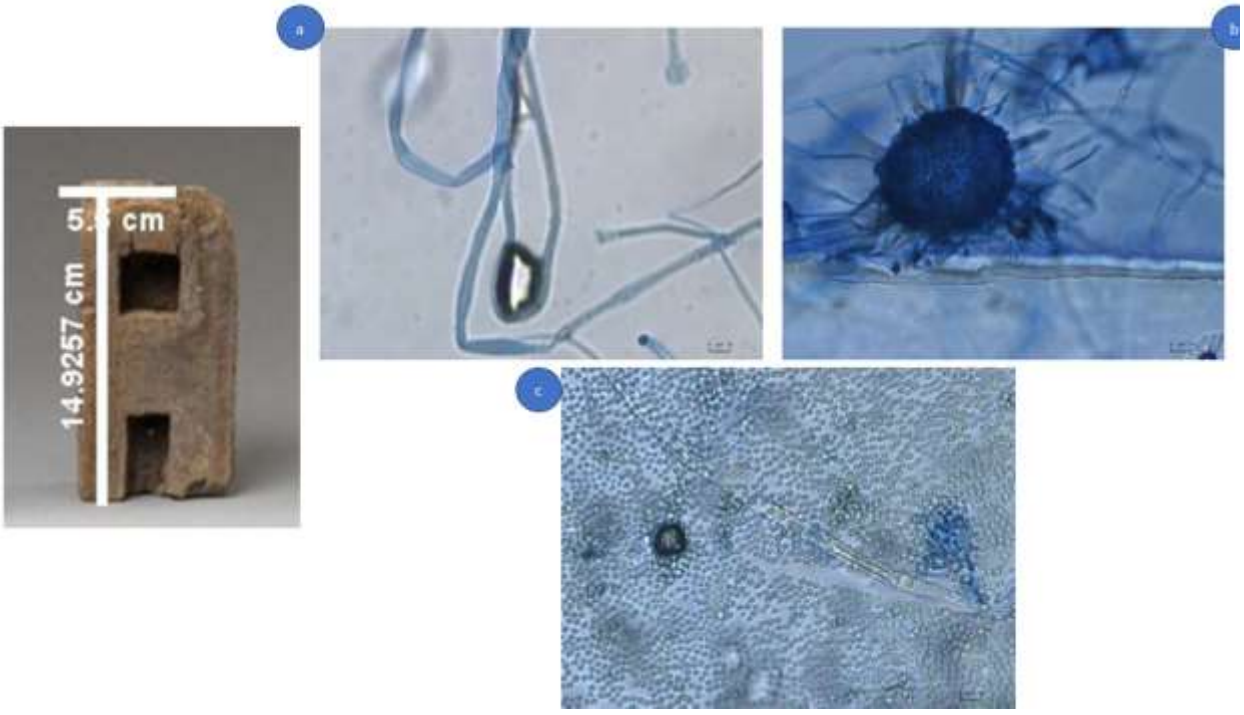


Figure 63 – Genres fongiques identifiés par prélèvement de surface sur le socle de la statue (CO.06554) conservé au sein de la réserve du musée Auguste Rodin (ARM). (a) Basidiomycètes

probables (× 400) – zone MUZ ; (b) Chaetomium (× 400) – zone MUZ ; (c) Penicillium (× 400) – zones MUZ et MDZ. *Crédit photo: Faisl BOUSTA*

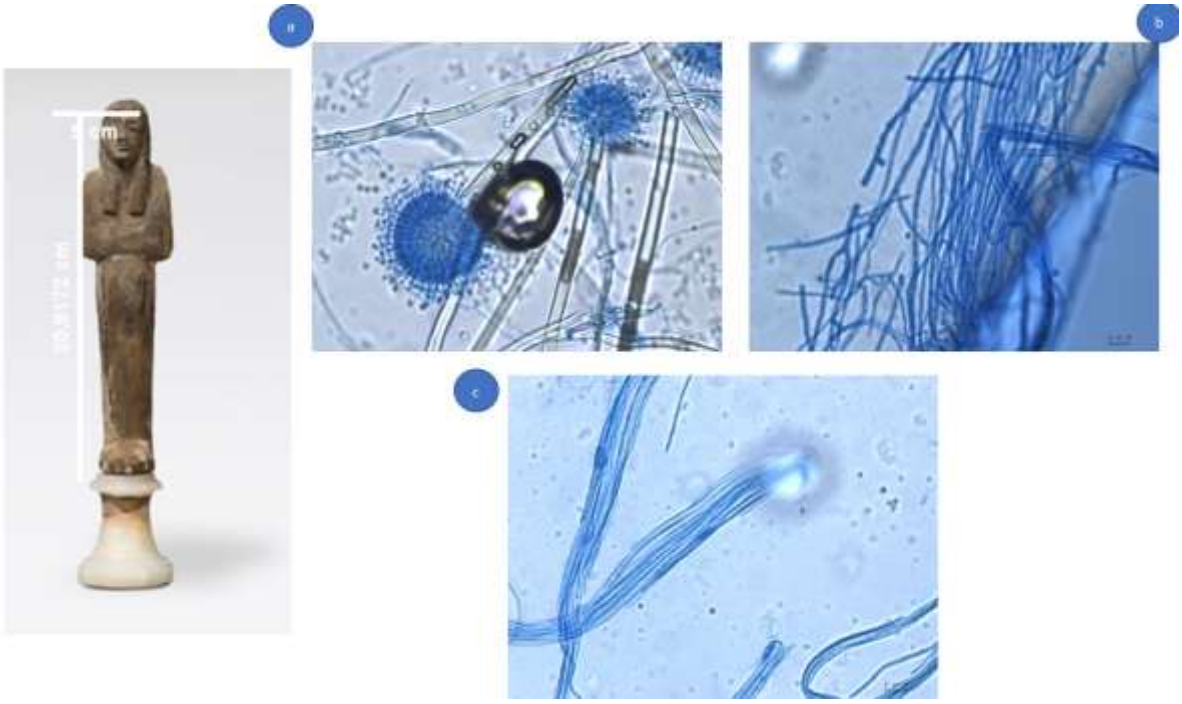


Figure 64 – Genres fongiques identifiés par prélèvement de surface sur l'ouchebti momie-forme (CO.02349) conservé au sein de la réserve du musée Auguste Rodin (ARM). (a) *Aspergillus* (× 400) – zone MUZ ; (b) Filaments stériles (× 400) – zone MUZ ; (c) Filaments stériles (× 400) – zone MUZ. *Crédit photo: Faisl BOUSTA*

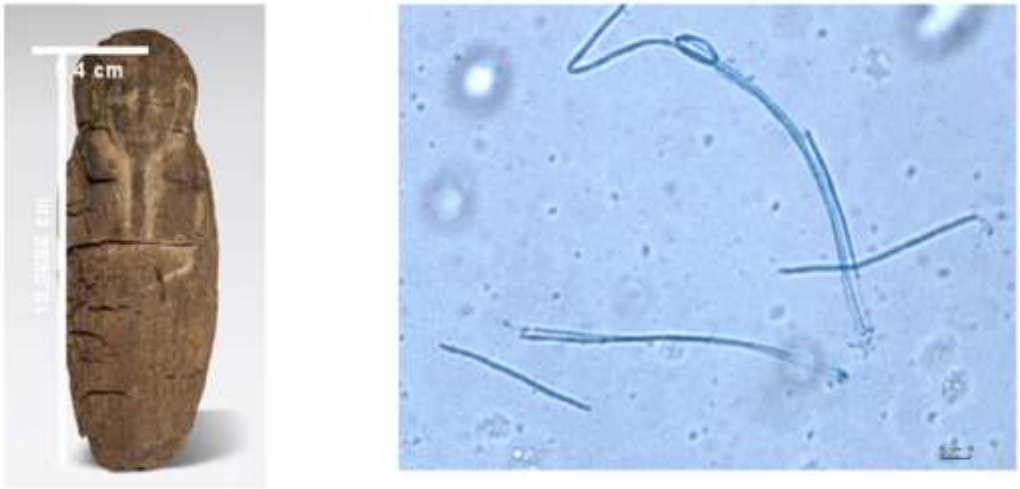


Figure 65– Filaments stériles (× 400) identifiés par écouvillonnage de surface sur la zone macroscopiquement dégradée de la momieforme CO.02389, conservée dans la réserve du musée Auguste Rodin (ARM). *Crédit photo : Islam EZZAT*

Musée du Louvre (LMP) : Aucune concentration fongique de surface ne sera présentée pour le LMP car les prélèvements ont été réalisés sans gabarit. Les quatre cercueils analysés ont montré une diversité fongique cultivable faible à modérée, avec 3 à 5 genres différents par objet, comparable à celle observée à l'ARM. Le cercueil de Padiimenipet (E13016) a révélé *Penicillium* sur les deux zones analysées, ainsi que *Phoma* et *Paecilomyces* sur la zone dégradée. Le cercueil de Padiouf (N2579) n'a présenté aucune croissance à partir du prélèvement sur zone dégradée ; *Penicillium* a été observé sur la zone non dégradée et sur la résine noire, avec les genres *Aspergillus*, *Gliocladium* et des filaments stériles également mis en évidence. Le cercueil de Sékhemrê-Hérouhermaât Antef (E3020) a montré *Penicillium* et *Aspergillus* sur les trois zones analysées, tandis que *Trichoderma* et un basidiomycète probable ont été mis en évidence à partir de la zone dégradée.

Le cercueil de Tamoutnefret (N2571) a présenté une diversité légèrement plus élevée, avec *Aspergillus* et *Penicillium* sur les trois zones analysées, *Gliocladium*, *Paecilomyces* et *Humicola* sur la zone non dégradée, *Cladosporium* sur la résine noire et la zone dégradée, ainsi que des filaments stériles sur la zone dégradée. Des agents de biodégradation potentiels (*Trichoderma*, *Paecilomyces*, *Phoma*) ont été isolés sur plusieurs objets du LMP, mais aucune colonisation active (mycélium visible, altération de la surface) n'était visible à l'œil nu.

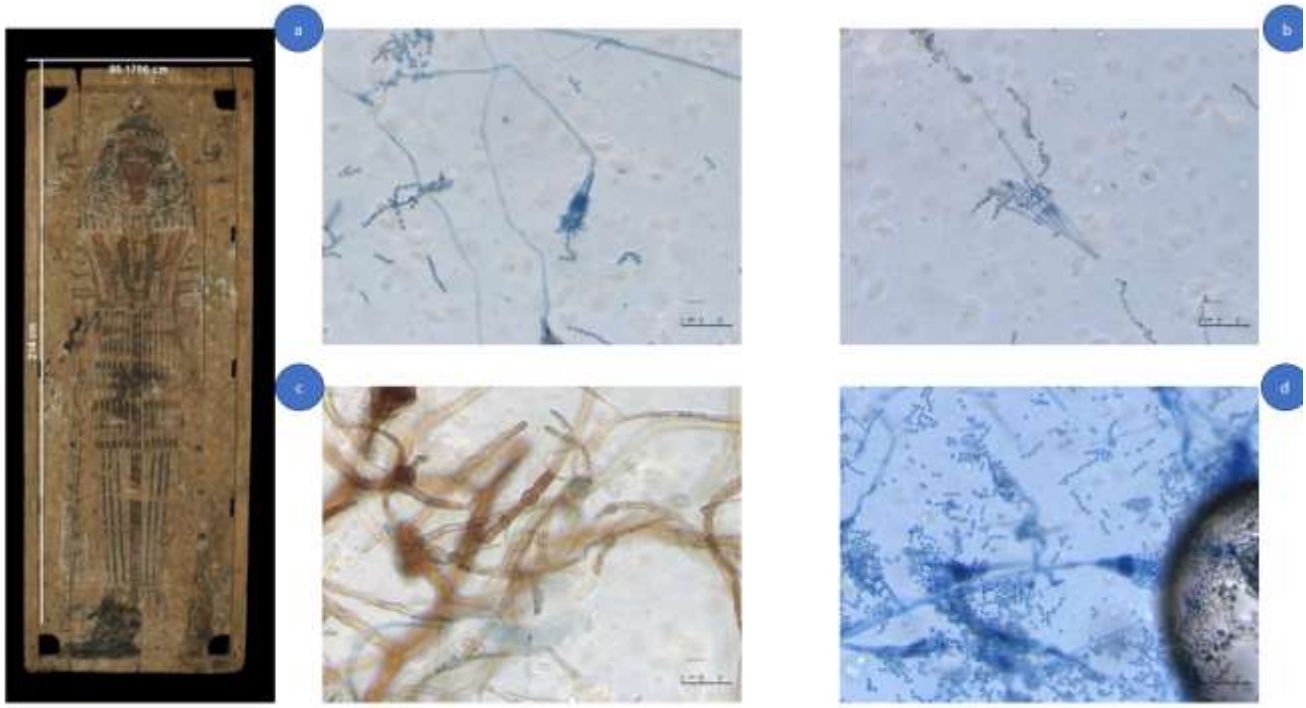
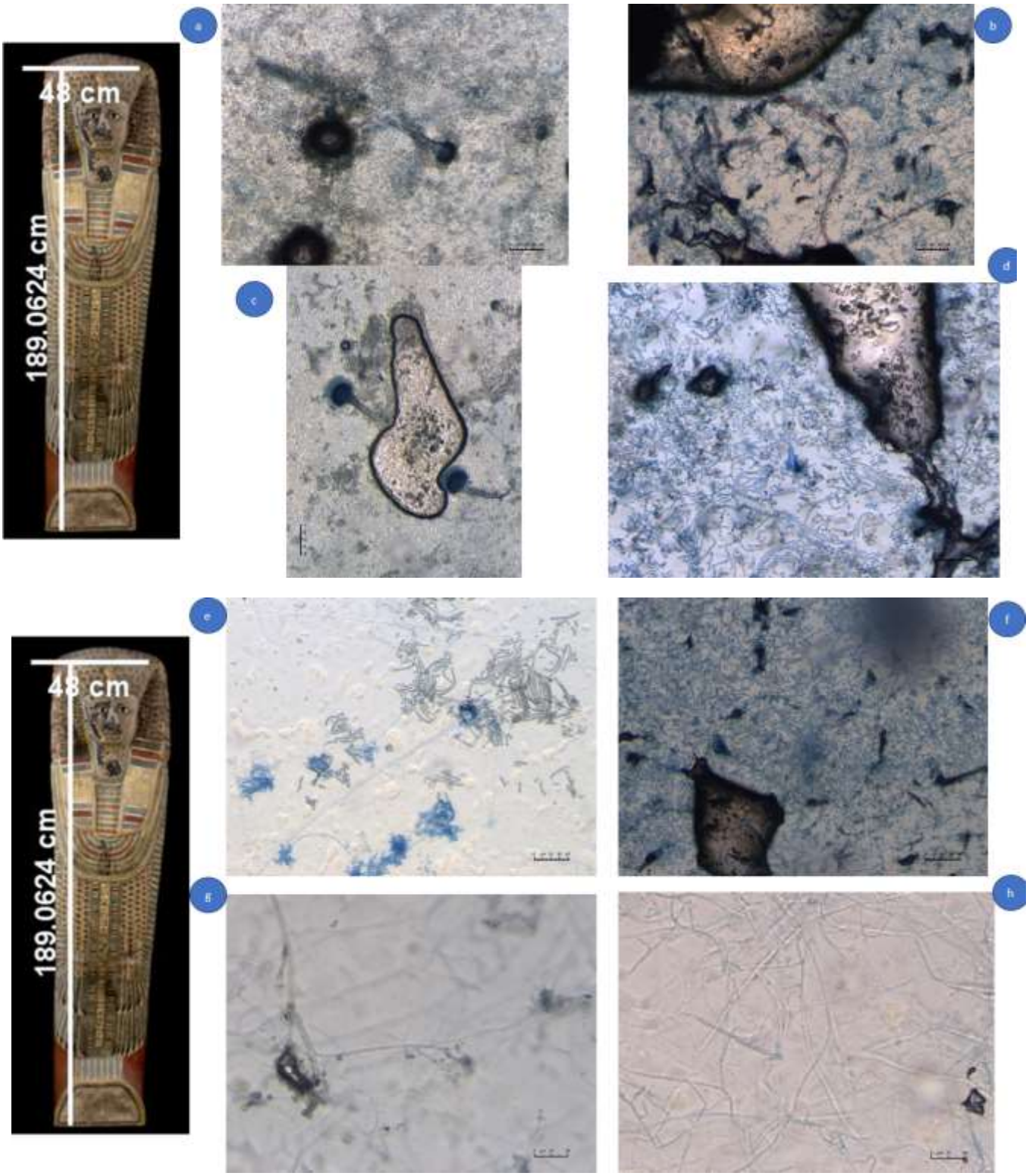


Figure 66 – Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le cercueil de Padiimenipet (E13016) au LMP. (a) *Penicillium* (× 200) – zone macroscopiquement non dégradée (MUZ) ; (b) *Penicillium* (× 200) – zone macroscopiquement dégradée (MDZ) ; (c) *Phoma* (× 200) – zone macroscopiquement dégradée (MDZ) ; (d) *Paecilomyces* (× 200) – zone macroscopiquement dégradée (MDZ). *Crédit photo: Islam EZZAT.*

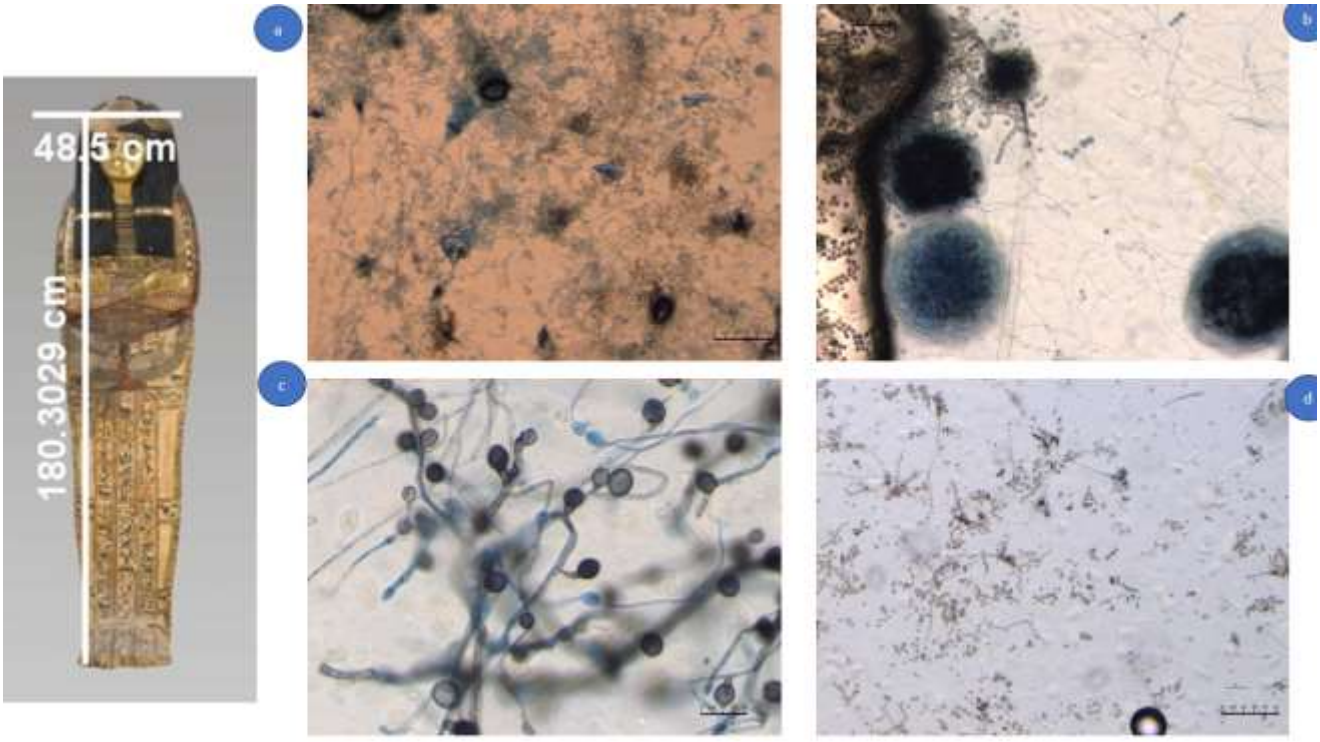


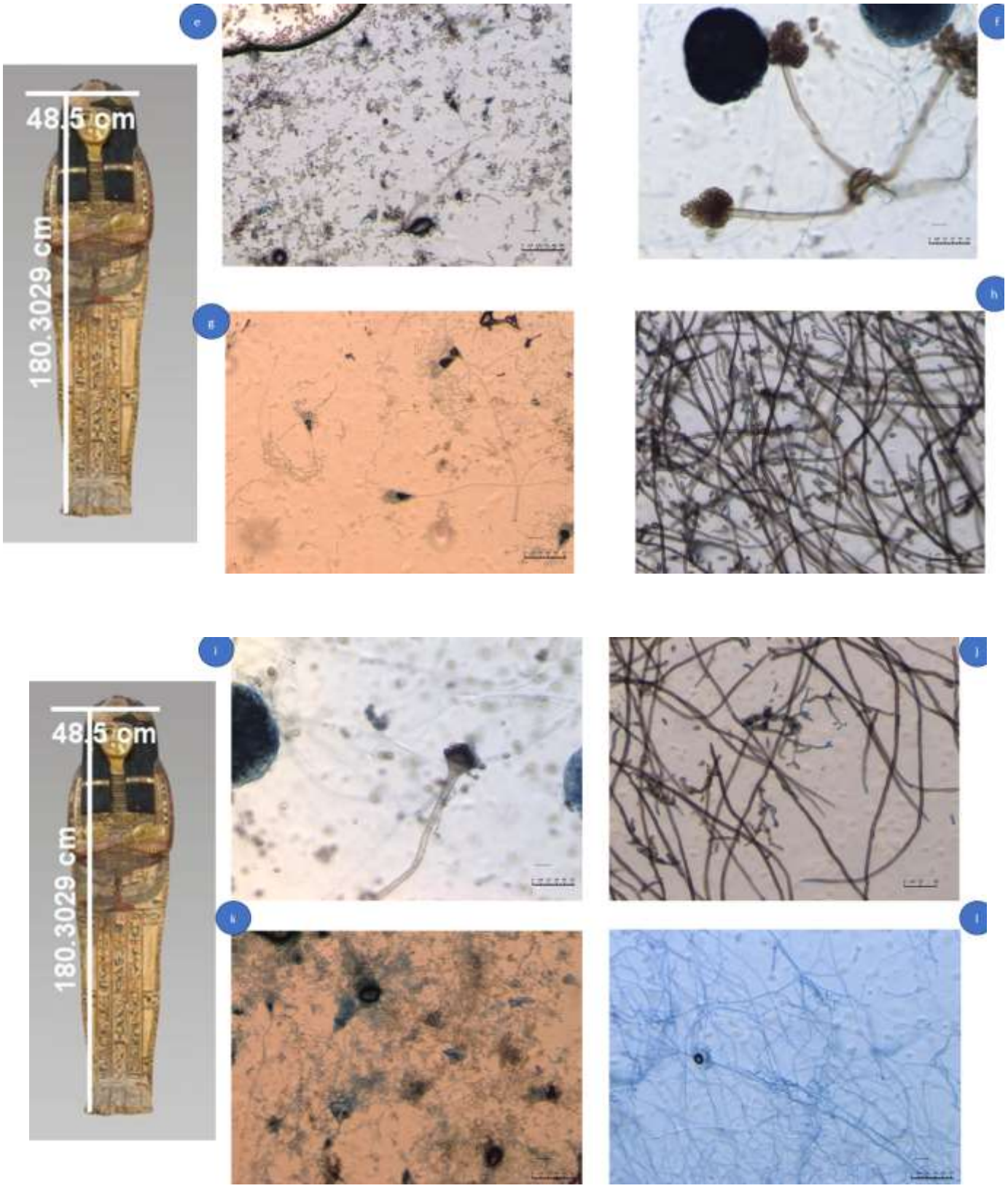
Figure 67 – Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le cercueil en bois de Padiouf (N2579) au LMP. (a) *Penicillium* (× 200) – zone MUZ ; (b) *Geotrichum* (× 200) – zone MUZ ; (c) Filaments stériles (× 200) – zone MUZ. *Crédit photo : Islam Ezzat.*

Figure 68 – Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le cercueil en bois de Padiouf (N2579) au LMP. (e) *Aspergillus* (× 200) – zone BRZ ; (f) *Penicillium* (× 200) – zone BRZ ; (g) *Gliocladium* (× 200) – zone BRZ. *Crédit photo: Islam Ezzat.*



Figures 69 et 70 – Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le cercueil en bois de Sekhemreherouhermaat Antef (E3020) au LMP. (a) *Aspergillus* (× 200) – zone MUZ ; (b) *Penicillium* (× 200) – zone MUZ ; (c) *Aspergillus* (× 200) – zone BRZ ; (d) *Penicillium* (× 200) – zone BRZ ; (e) *Aspergillus* (× 200) – zone MDZ ; (f) *Penicillium* (× 200) – zone MDZ ; (g) *Trichoderma* (× 200) – zone MDZ ; (h) Basidiomycètes probables (× 200) – zone MDZ. *Crédit photo: Islam EZZAT*

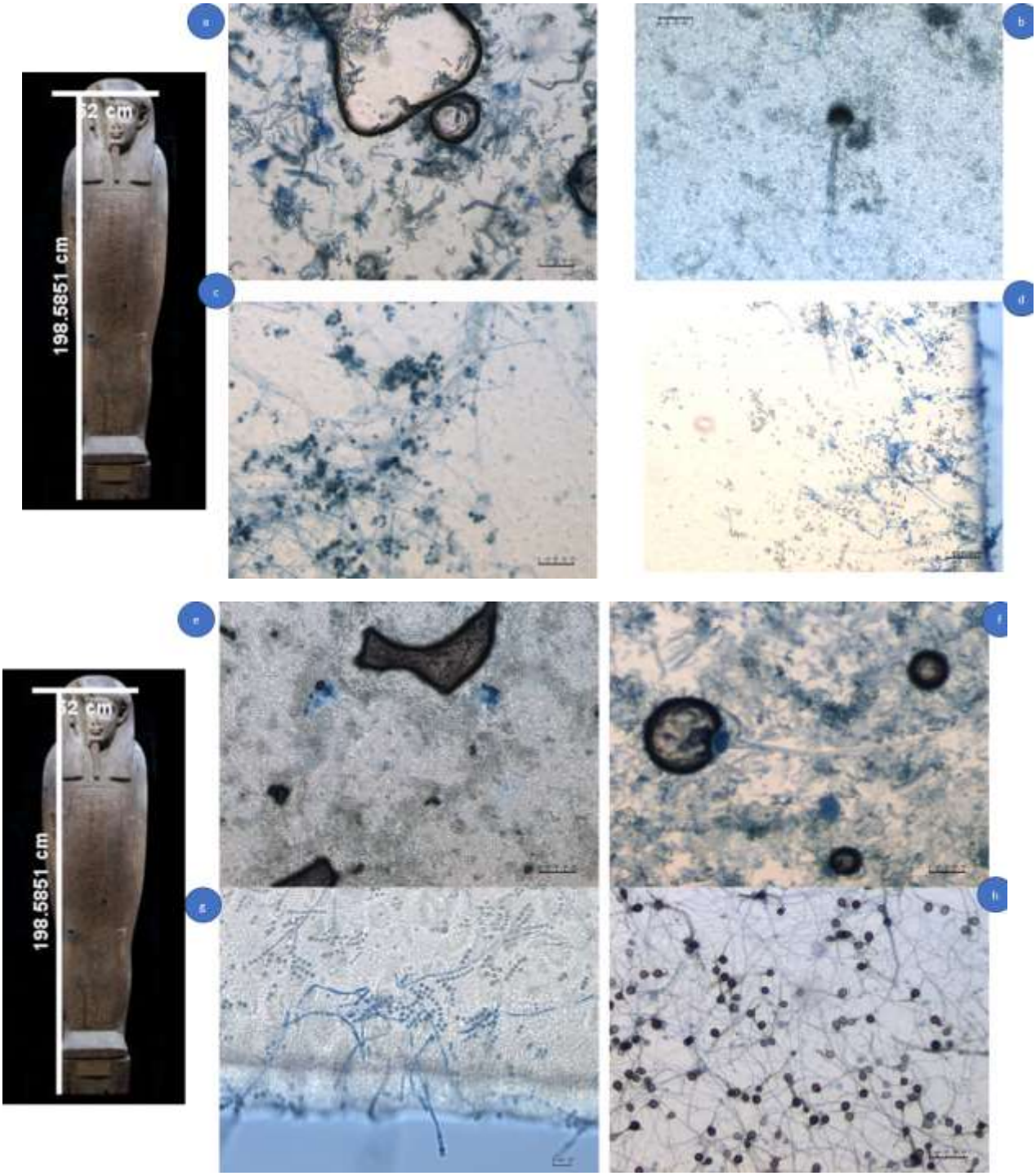




Figures 71, 72 et 73 – Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le cercueil en bois de Tamoutnefret (N2571) au LMP (a) *Penicillium* (× 200) – zone MUZ ; (b) *Aspergillus* (×

400) – zone MUZ ; (c) *Humicola* (× 400) – zone MUZ ; (d) *Gliocladium* (× 200) – zone MUZ ; (e) *Paecilomyces* (× 200) – zone MUZ ; (f) *Aspergillus* (× 200) – zone BRZ ; (g) *Penicillium* (× 200) – zone BRZ ; (h) *Cladosporium* (× 200) – zone BRZ ; (i) *Aspergillus* (× 200) – zone MDZ ; (j) *Cladosporium* (× 200) – zone MDZ ; (k) *Penicillium* (× 200) – zone MDZ ; (l) Filaments stériles (× 200) – zone MDZ. *Crédit photo : Islam Ezzat.*

Centre de Conservation du Louvre (CCL) : Les six objets analysés ont montré une diversité fongique faible mais parfois un peu plus importante que celle des objets d'autres musées français avec des concentrations de surface très variables d'un objet à l'autre ou entre différentes zones d'un même objet. Le cercueil de Iâhmes (E18842) a présenté 6 genres différents (*Penicillium*, *Aspergillus*, *Trichoderma*, *Paecilomyces*, *Wallemia*, *Humicola*) et un champignon se présentant sous la forme de filaments stériles. Le cercueil de Ouahparê (E12059 A) a montré *Penicillium* et *Aspergillus*, avec des concentrations plus élevées sur zone dégradée. Le cercueil de Mehytousekhet (E7821) a présenté *Penicillium*, *Aspergillus*, *Trichoderma*, et *Gliocladium* sur les trois zones analysées avec en plus *Geomyces* sur la zone non dégradée. Là encore, la concentration de spores à la surface de l'objet est plus importante sur la surface dégradée par rapport aux deux autres surfaces. Le cercueil de Pakhetemhat (E30901) a montré *Paecilomyces* sur les deux zones analysées, avec également *Penicillium*, *Aspergillus*, *Gliocladium*, des filaments stériles et des levures sur la zone non dégradée. Sur cet objet, la zone non dégradée présente une concentration de spores très faible. Les deux statues de Qenimen (E11597 et E11598) ont présenté une base commune de diversité fongique avec *Penicillium*, *Aspergillus*, et *Trichoderma*. La statue 1 possède en plus *Gliocladium* alors que la statue 2 présente des Basidiomycètes. Les concentrations fongiques de surface sont plus élevées sur la statue 1 que sur la statue 2.



Figures 74 et 75 – Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le cercueil en bois d'Iahmes (E18842) au CCL (Centre de conservation du Louvre à Liévin). (a) *Penicillium* (× 200) – zone MDZ ; (b) *Aspergillus* (× 200) – zone MDZ ; (c) *Trichoderma* (× 200) – zone MDZ ; (d) *Paecilomyces* (× 200) – zone MDZ ; (e) *Penicillium* (× 200) – zone MUZ ; (f) *Aspergillus* (× 200) – zone MUZ ; (g) *Wallemia* (× 200) – zone MUZ ; (h) *Humicola* (× 200) – zone MUZ. *Crédit photo: Islam EZZAT.*

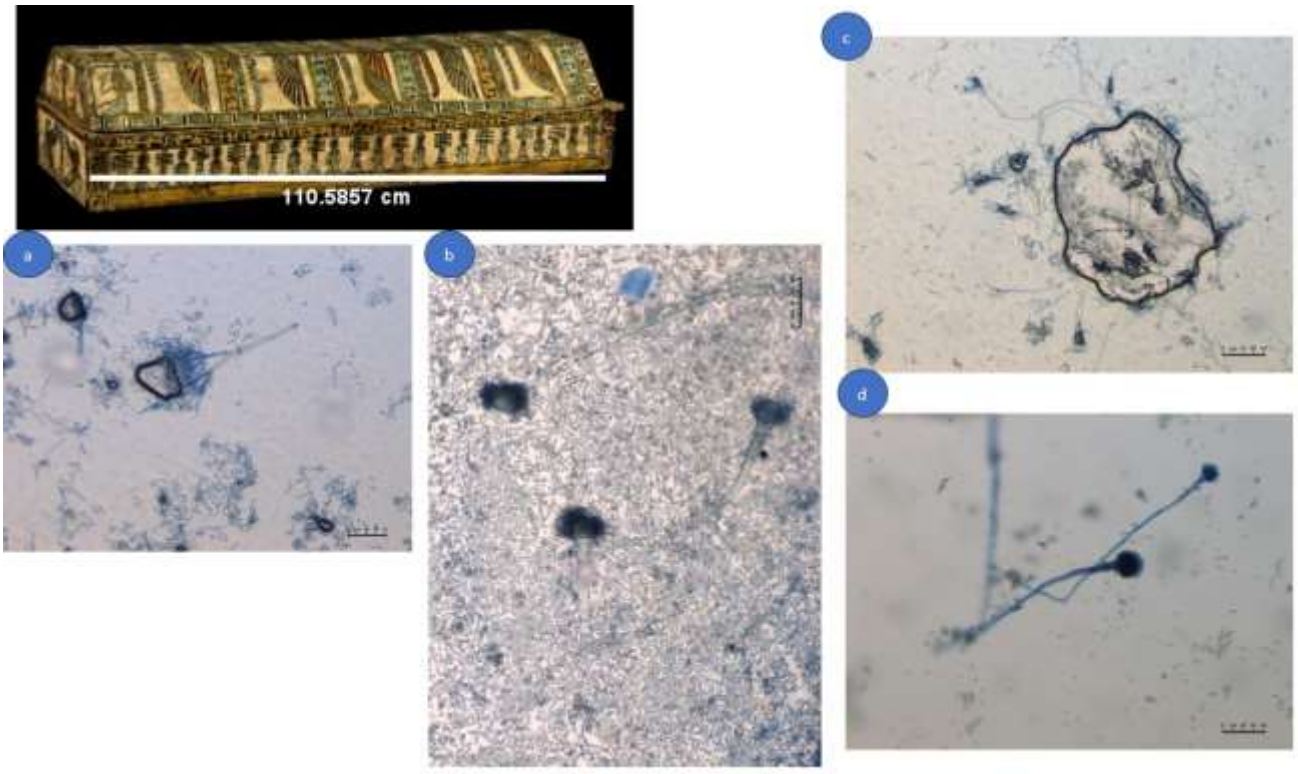
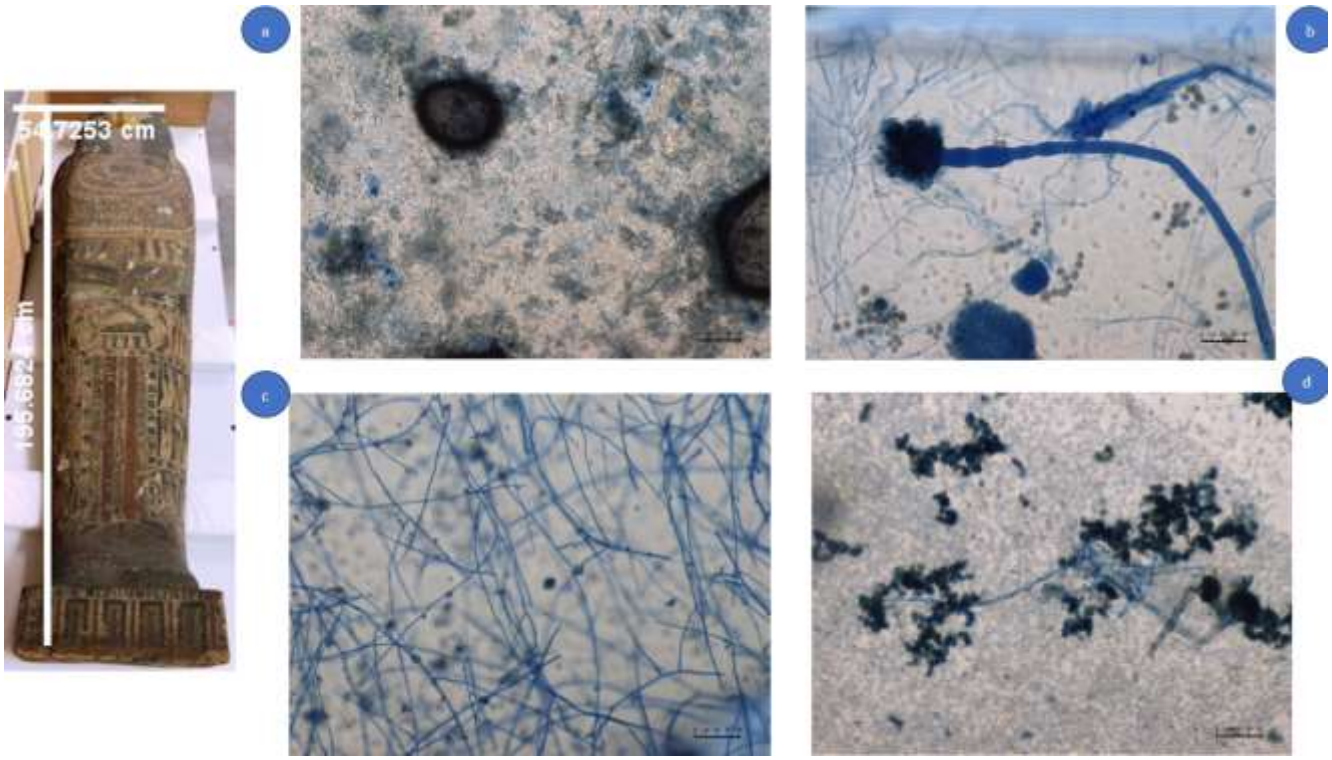
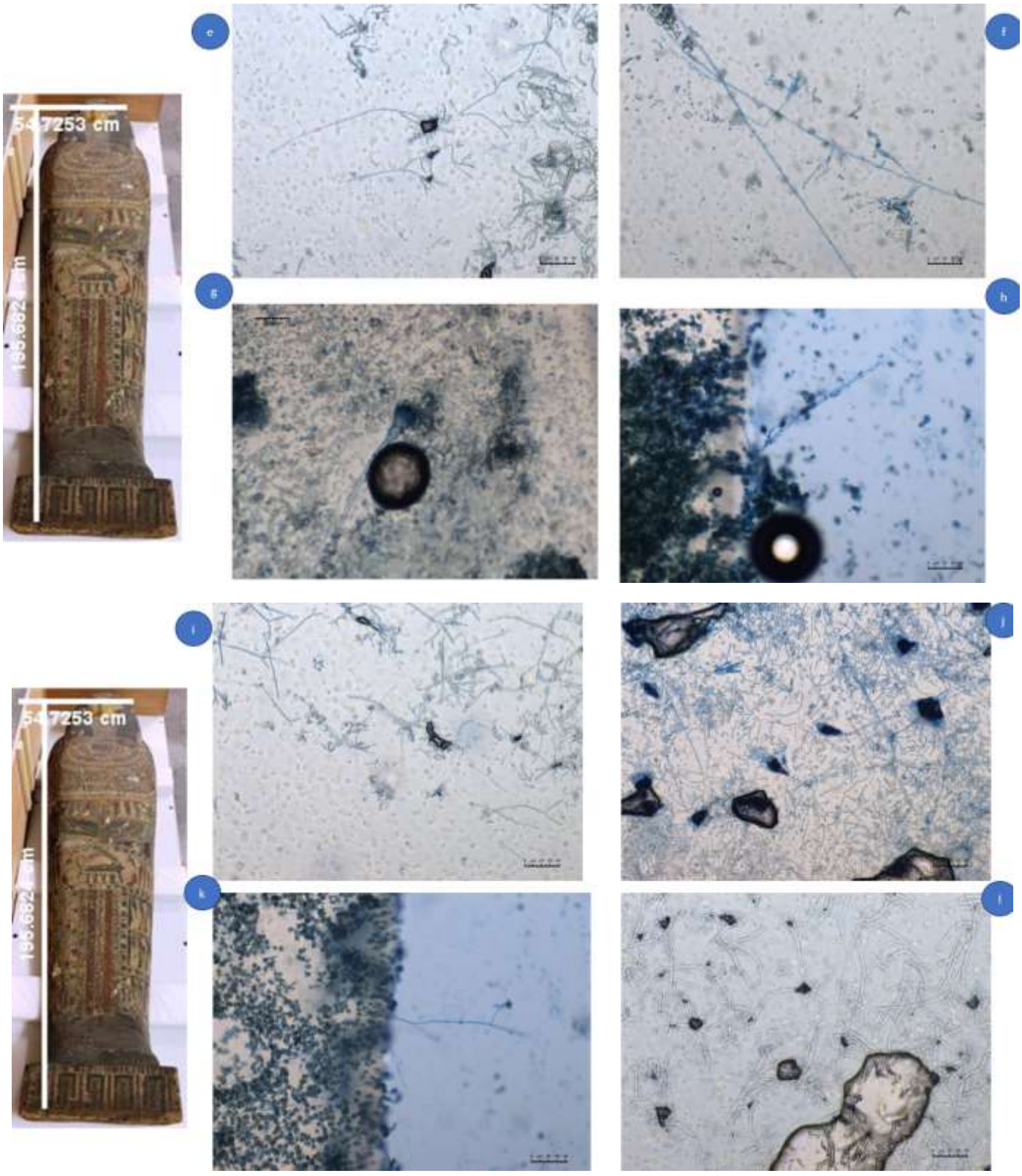


Figure 76 – Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le cercueil en bois d'Ouahpare (E12059 A) au CCL (Centre de conservation du Louvre à Liévin). (a) *Penicillium* (× 200) – zone MUZ ; (b) *Aspergillus* (× 200) – zone MUZ ; (c) *Penicillium* (× 200) – zone MDZ ; (d) *Aspergillus* (× 200) – zone MDZ. *Crédit photo: Islam EZZAT*





Figures 77, 78 et 79 – Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le cercueil de Mehytousekhet (E 7821) au CCL (Centre de conservation du Louvre à Liévin). (a) *Penicillium* (× 200) – zone MUZ ; (b) *Aspergillus* (× 200) – zone MUZ ; (c) *Geomyces* (× 200) – zone MUZ ;

(d) *Trichoderma* (× 200) – zone MUZ ; (e) *Gliocladium* (× 200) – zone MUZ ; (f) *Penicillium* (× 200) – zone BRZ ; (g) *Aspergillus* (× 200) – zone BRZ ; (h) *Trichoderma* (× 200) – zone BRZ ; (i) *Gliocladium* (× 200) – zone BRZ ; (j) *Penicillium* (× 200) – zone MDZ ; (k) *Trichoderma* (× 200) – zone MDZ ; (l) *Gliocladium* (× 200) – zone MDZ*. Crédit photo: Islam Ezzat.*

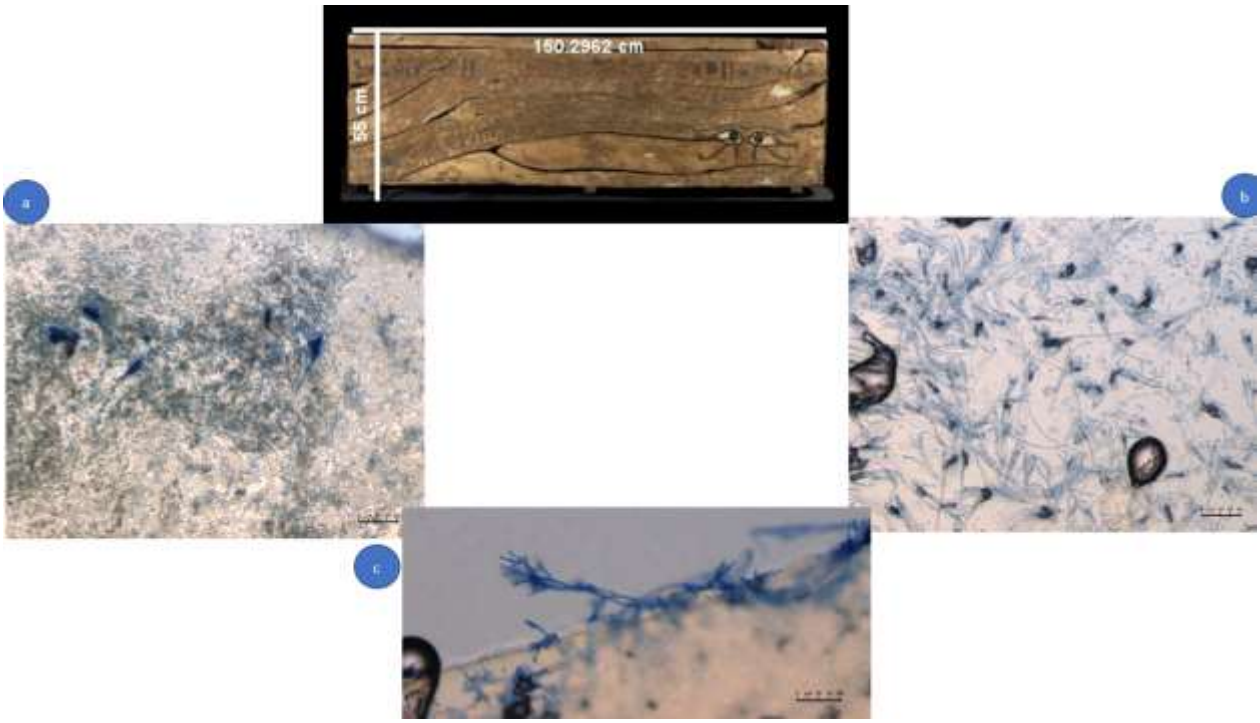


Figure 80 – Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le cercueil de Pakhetemhat (E 30901) au CCL (Centre de conservation du Louvre à Liévin). (a) *Penicillium* (× 200) – zone MUZ ; (b) *Paecilomyces* (× 200) – zones MUZ et MDZ ; (c) *Gliocladium* (× 200) – zone MDZ. *Crédit photo: Islam Ezzat.*

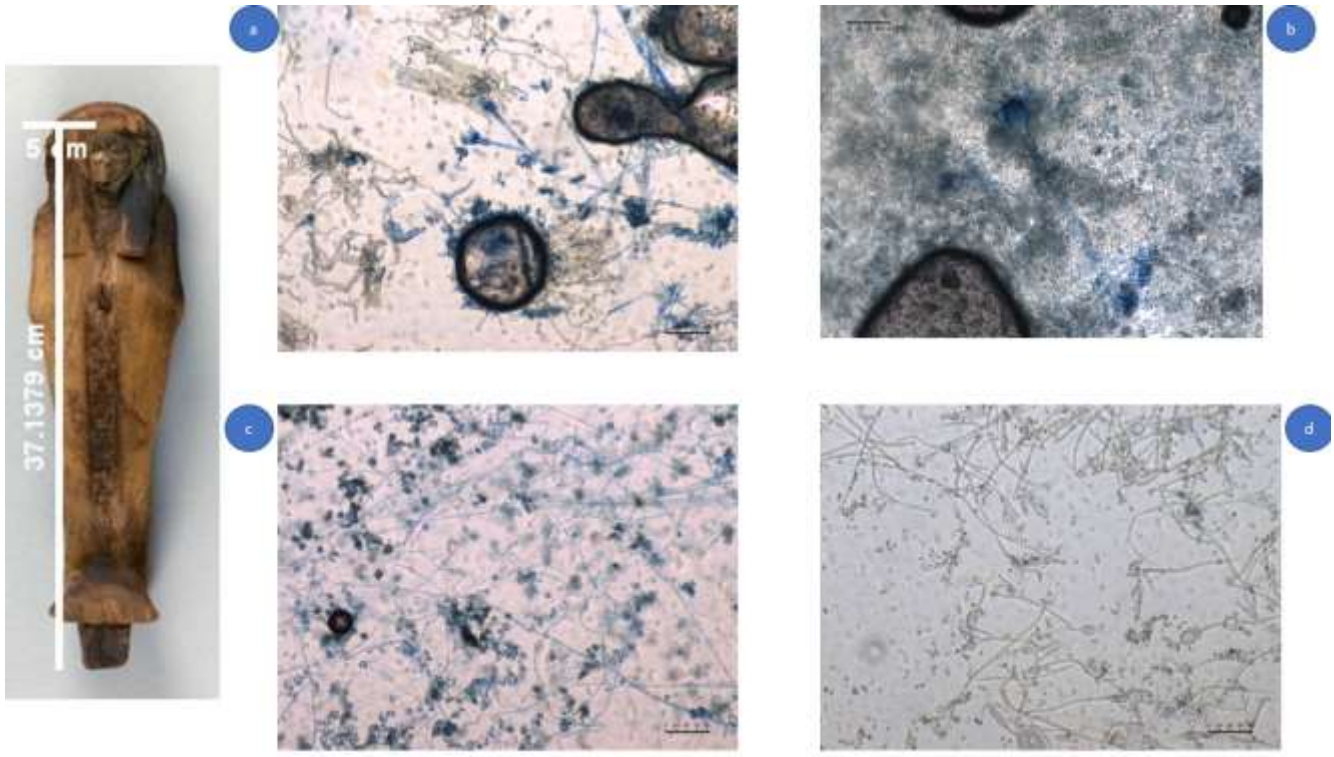


Figure 81 – Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur la statue en bois du serviteur de Qenimen (tombe TT93, E 11597), conservée au CCL (Centre de conservation du Louvre à Liévin). (a) *Penicillium* (× 200) – zone MUZ ; (b) *Aspergillus* (× 200) – zone MUZ ; (c) *Trichoderma* (× 200) – zones MUZ et MDZ ; (d) *Gliocladium* (× 200) – zones MUZ et MDZ. *Crédit photo: Islam EZZAT.*

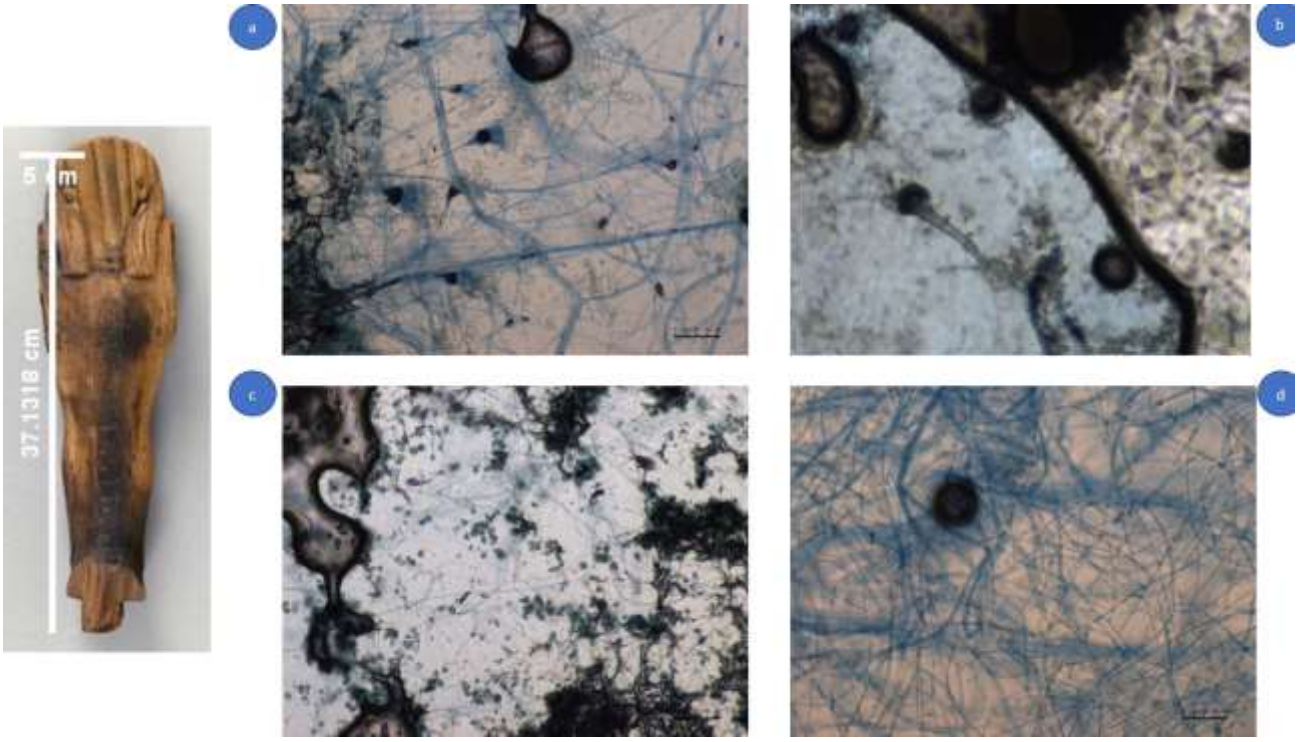


Figure 82– Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur la statue en bois du serviteur de Qenimen (tombe TT93, E 11597), conservée au CCL (Centre de conservation du Louvre à Liévin). (a) *Penicillium* (× 200) – zones MUZ et MDZ ; (b) *Aspergillus* (× 200) – zones MUZ et MDZ ; (c) *Trichoderma* (× 200) – zones MUZ et MDZ ; (d) *Gliocladium* (× 200) – zone MUZ. *Crédit photo : Islam EZZAT.*

Musée égyptien du Caire (EMC) : Les quatre objets analysés ont montré des niveaux de contamination fongique bien supérieurs aux niveaux quantifiés pour les objets des musées français, avec des concentrations fongiques surfaciques atteignant parfois plusieurs dizaines de milliers d'UFC/cm². Le cercueil romain JE 44970 a présenté les genres *Aspergillus*, et *Rhizopus* sur les deux zones analysées, la zone non dégradée présentant également *Penicillium*. La concentration fongique était légèrement plus élevée sur la surface dégradée par rapport à la surface non dégradée. Le couvercle de cercueil TR 26.12.24.1 a montré *Aspergillus* et *Neurospora* sur les deux zones analysées avec également une concentration fongique surfacique légèrement plus élevée sur la surface dégradée. La présence de *Neurospora* est notable car ce champignon cellulolytique est rarement observé sur des objets patrimoniaux. Le cercueil de l'Époque Tardive JE 39068 a présenté les genres *Aspergillus*, *Neurospora*, *Chaetomium*, *Penicillium* et *Rhizopus* sur les trois zones analysées. La présence simultanée des deux champignons biodégradant le bois *Neurospora* et *Chaetomium* à la surface d'un même objet est extrêmement préoccupante. Sur cet objet, la concentration fongique surfacique est légèrement plus élevée sur la surface non dégradée par rapport aux deux autres surfaces qui sont similaires. Enfin, le cercueil conservé en réserve (TR 17.10.17.3) a montré *Aspergillus* et *Neurospora* sur les deux surfaces analysées, *Penicillium* étant également présent sur la surface non dégradée. Sur cet objet, des signes macroscopiques de colonisation fongique étaient visibles (poudrage, taches, fragilité mécanique du bois). Les concentrations fongiques surfaciques étaient élevées et similaires sur les deux zones (dégradé et non dégradée).

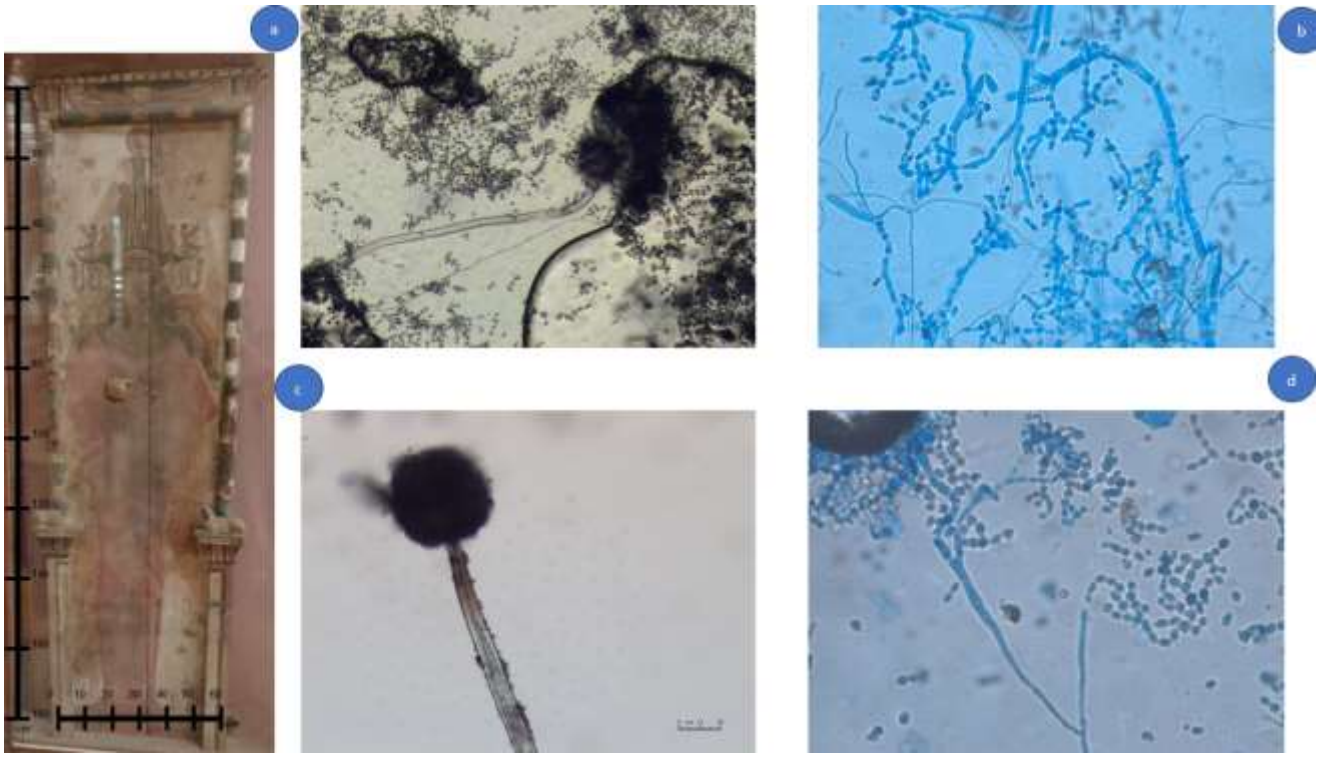


Figure 83 – Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le couvercle du cercueil TR26.12.24.1 à l'EMC (Musée égyptien du Caire). (a) *Aspergillus* (× 400) – zone MUZ ; (b) *Neurospora* (× 400) – zone MUZ ; (c) *Aspergillus* (× 400) – zone MDZ ; (d) *Neurospora* (× 400) – zone MDZ. *Crédit photo: Islam EZZAT*



Figure 84 – Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le couvercle du cercueil romain (JE 44970) à l'EMC (Musée égyptien du Caire). (a) *Aspergillus* (× 400) – zones MUZ et

MDZ ; (b) *Rhizopus* (× 400) – zones MUZ et MDZ ; (c) *Penicillium* (× 400) – zone MUZ. *Crédit photo: Islam EZZAT.*



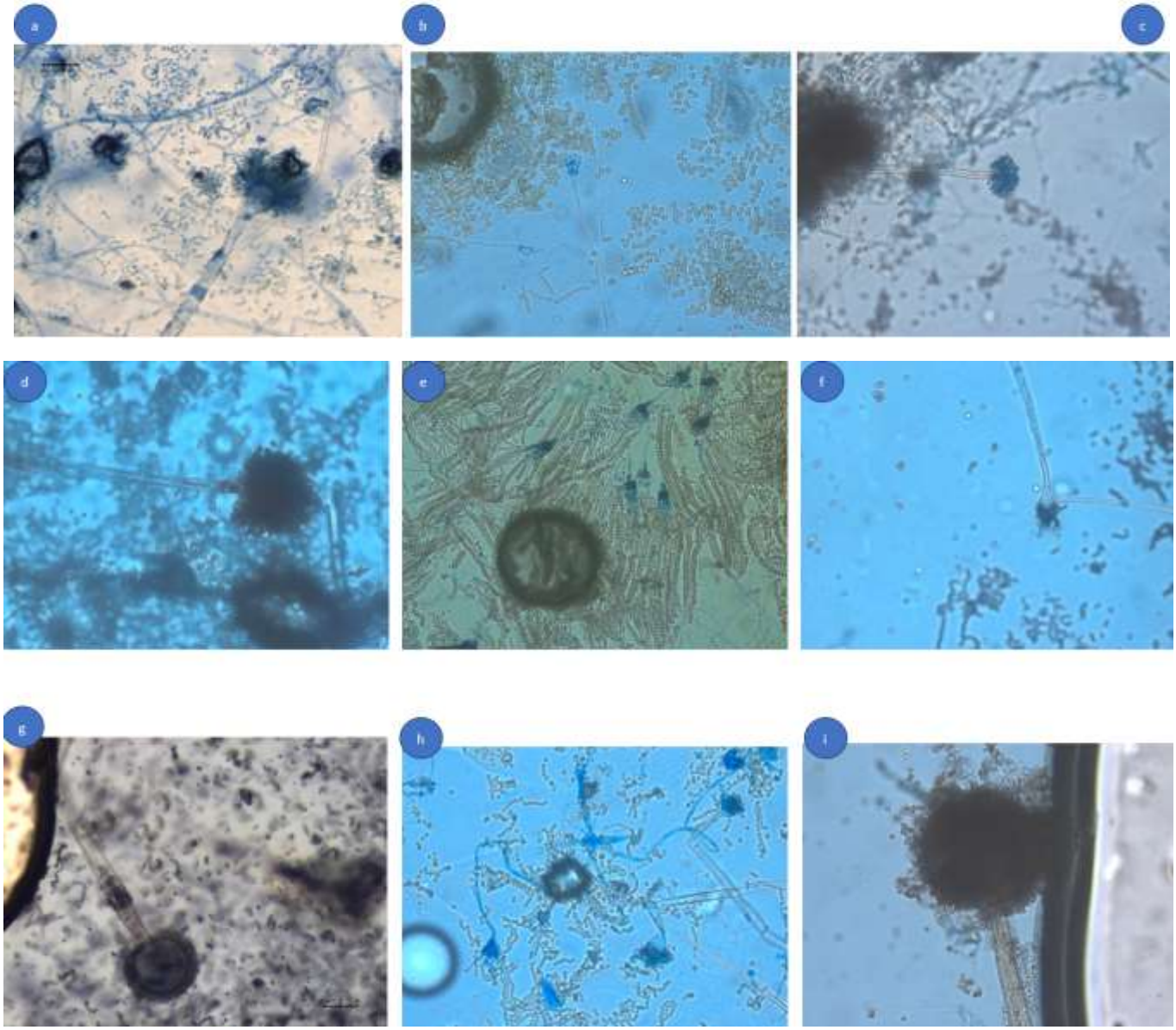


Figure 85 – Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le couvercle d'Assiout (JE 39068) à l'EMC (Musée égyptien du Caire). (a) *Aspergillus* (× 200) – zone MUZ ; (b) *Penicillium* (× 200) – zone MUZ ; (c) *Rhizopus* (× 200) – zone MUZ ; (d) *Aspergillus* (× 200) – zone BRZ ; (e) *Penicillium* (× 200) – zone BRZ ; (f) *Rhizopus* (× 200) – zone BRZ ; (g) *Aspergillus* (× 200) – zone MDZ ; (h) *Penicillium* (× 200) – zone MDZ ; (i) *Rhizopus* (× 200) – zone MDZ. *Crédit photo: Islam EZZAT.*

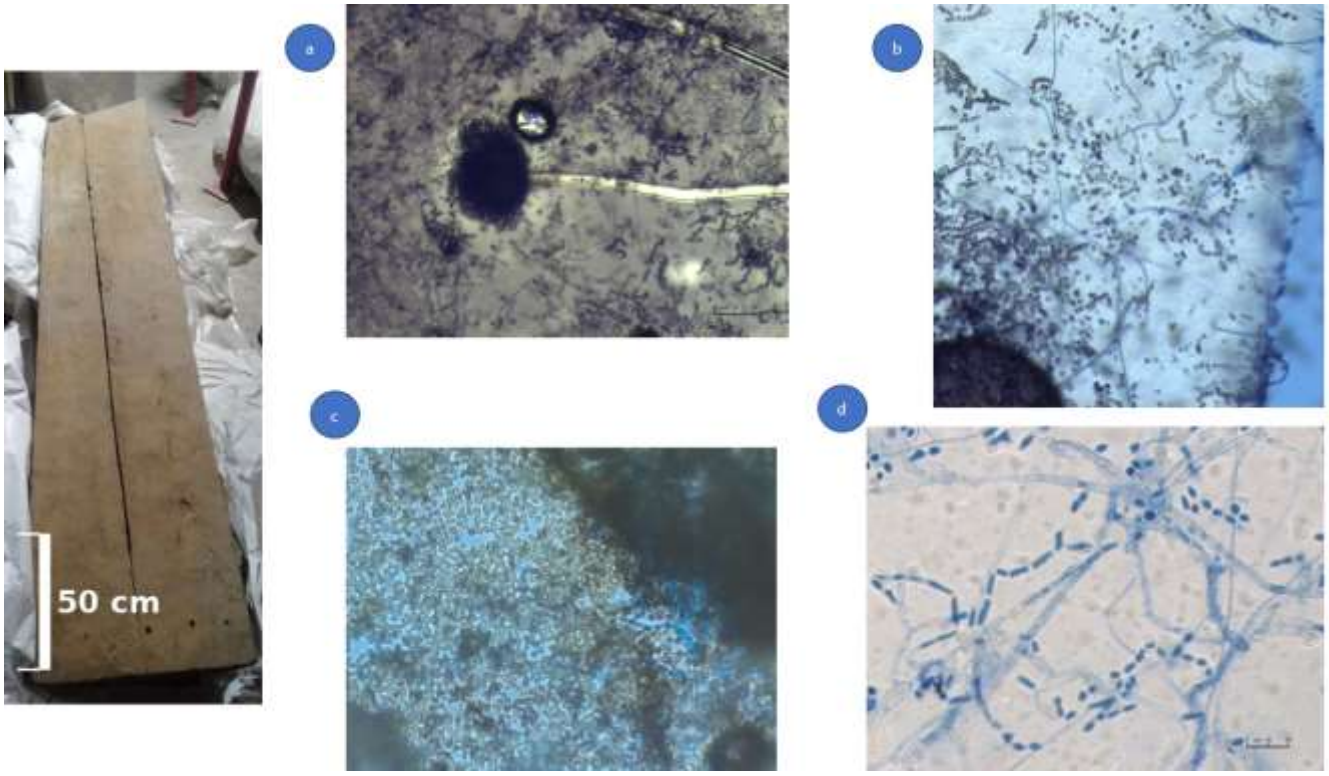


Figure 86– Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le cercueil conservé dans la réserve de l'EMC (TR17.10.17.3) au Musée égyptien du Caire. (a) *Aspergillus* (× 200) – zones MUZ et MDZ ; (b) *Penicillium* (× 200) – zone MUZ ; (c) *Neurospora* (× 200) – zone MUZ ; (d) *Neurospora* (× 200) – zone MDZ. *Crédit photo : Islam EZZAT.*

Tableau 6– Résultats détaillés des prélèvements de surface (écouvillonnage)

Musée Auguste Rodin (ARM)

Objet (n° inventaire)	Zone	Milieu	Dilution	Facteur	Colonies totales	UFC/cm²	Genres identifiés (nombre de colonies)
Cercueil Nana (CO.00871)	MUZ	MEA	SS	1	0	0	Aucune croissance
			10^{-1}	10	0	0	Aucune croissance
			10^{-2}	100	0	0	Aucune croissance
			10^{-3}	1000	0	0	Aucune croissance
		DG18	SS	1	0	0	Aucune croissance
			10^{-1}	10	0	0	Aucune croissance
			10^{-2}	100	0	0	Aucune croissance

			10^{-3}	1000	0	0	Aucune croissance
	BRZ	MEA	SS	1	1	0,04	*Aspergillus* (1)
			10^{-1}	10	0	0	Aucune croissance
			10^{-2}	100	0	0	Aucune croissance
			10^{-3}	1000	0	0	Aucune croissance
		DG18	SS	1	0	0	Aucune croissance
			10^{-1}	10	0	0	Aucune croissance
			10^{-2}	100	0	0	Aucune croissance
			10^{-3}	1000	2	80	*Aspergillus* (1), *Cladosporium* (1)
	MDZ	DG18	10^{-2}	100	1	4	*Penicillium* (1)
			10^{-3}	1000	1	40	*Penicillium* (1)
Socle Ptah-Sokar-Osiris (CO.6554)	MUZ	MEA	SS	1	1	0,04	Basidiomycètes probables * (1)
			10^{-2}	100	1	4	*Chaetomium* ou *Neosartorya* * (1)
	MDZ	MEA	10^{-2}	100	1	4	*Penicillium* (1)
Ouchebti CO.2349	MUZ	MEA	SS	1	1	0,04	*Aspergillus* (1)
			10^{-1}	10	1	0,4	Filaments stériles (1)
Ouchebti CO.2389	MDZ	MEA	SS	1	1	0,04	Filaments stériles (1)

Charge maximale pour l'ARM : 80 UFC/cm² (Cercueil Nana CO.00871, BRZ, DG18, 10^{-3})

Musée du Louvre (LMP) – sans gabarit, concentrations non calculées

Objet (n° inventaire)	Zone	Milieu	Dilution	Colonies totales	Genres identifiés (nombre de colonies)
Cercueil Padiimenipet (E13016)	MUZ	MEA	SS	0	Aucune croissance
		DG18	SS	1	*Penicillium* (1)
	MDZ	MEA	SS	4	*Penicillium* (4)
		DG18	SS	3	*Penicillium* (2), *Phoma* (1)
Cercueil Padiouf (N2579)	MUZ	MEA	SS	6	*Penicillium* (2), *Geotrichum* (3), filaments stériles (1)
		DG18	SS	4	*Penicillium* (2), *Aspergillus* (2)
	BRZ	MEA	SS	2	*Aspergillus* (1), *Penicillium* (1)
		DG18	SS	2	*Aspergillus* (1), *Gliocladium* * (1)
	MDZ	MEA	SS	0	Aucune croissance
		DG18	SS	0	Aucune croissance
Cercueil Roi Antef (E3020)	MUZ	MEA	SS	1	*Penicillium* (1)
		DG18	SS	2	*Aspergillus* (2)
	BRZ	MEA	SS	3	*Aspergillus* (2), *Penicillium* (1)
		DG18	SS	2	*Aspergillus* (2)
	MDZ	MEA	SS	4	*Penicillium* (2), *Aspergillus* (1), *Trichoderma* * (1)
		DG18	SS	5	*Aspergillus* (3), Basidiomycètes probables * (1), *Penicillium* (1)

Cercueil Tamoutnefret (N2571)	MUZ	MEA	SS	3	*Penicillium* (1), *Gliocladium* * (1), *Humicola* (1)
		DG18	SS	3	*Aspergillus* (2), *Paecilomyces* * (1)
	BRZ	MEA	SS	1	*Aspergillus* (1)
		DG18	SS	2	*Penicillium* (1), *Cladosporium* (1)
	MDZ	MEA	SS	7	*Aspergillus* (3), *Penicillium* (2), *Cladosporium* (1), filaments stériles (1)
		DG18	SS	5	*Aspergillus* (2), *Cladosporium* (2), *Penicillium* (1)

Note : Pour le LMP, l'absence de gabarit (surface prélevée non standardisée) ne permet pas de calculer les concentrations en UFC/cm². Seul le nombre de colonies par prélèvement est rapporté.

Centre de Conservation du Louvre (CCL)

Objet (n° inventaire)	Zone	Milieu	Dilution	Facteur	Colonies totales	UFC/cm²	Genres identifiés (nombre de colonies)
Cercueil lâhmes (E18842)	MUZ	MEA	SS	1	20	0,8	*Trichoderma* * (4), *Penicillium* (16)
			10^{-1}	10	4	1,6	*Penicillium* (4)
			10^{-2}	100	3	12	*Penicillium* (2), filaments stériles (1)
			10^{-3}	1000	11	440	*Trichoderma* * (4), *Penicillium* (4), *Paecilomyces* * (1), *Wallemia* (1), *Humicola* (1)
		DG18	SS	1	5	0,2	*Penicillium* (5)
			10^{-1}	10	0	0	Aucune croissance
			10^{-2}	100	1	4	*Aspergillus* (1)
			10^{-3}	1000	1	40	*Aspergillus* (1)
	MDZ	MEA	SS	1	6	0,24	*Trichoderma* * (2), *Penicillium* (4)
			10^{-1}	10	2	0,8	*Penicillium* (1), *Aspergillus* (1)
			10^{-2}	100	2	8	*Penicillium* (1), filaments stériles (1)
			10^{-3}	1000	5	200	*Trichoderma* * (2), *Penicillium* (2), *Aspergillus* (1)
		DG18	SS	1	4	0,16	*Penicillium* (4)
			10^{-1}	10	3	1,2	*Penicillium* (2), *Aspergillus* (1)
			10^{-2}	100	2	8	*Penicillium* (2)
			10^{-3}	1000	4	160	*Penicillium* (2), *Aspergillus* (2)
Cercueil Ouahparê (E12059A)	MUZ	MEA	SS	1	2	0,08	*Penicillium* (1), *Aspergillus* (1)
			10^{-1}	10	11	4,4	*Penicillium* (8), *Aspergillus* (3)
			10^{-2}	100	9	36	*Penicillium* (5), *Aspergillus* (4)
			10^{-3}	1000	1	40	*Aspergillus* (1)
		DG18	SS	1	1	0,04	*Penicillium* (1)
			10^{-1}	10	11	4,4	*Penicillium* (9), *Aspergillus* (2)
			10^{-2}	100	3	12	*Penicillium* (3)
			10^{-3}	1000	5	200	*Aspergillus* (5)

	MDZ	MEA	SS	1	2	0,08	*Penicillium* (2)
			10^{-1}	10	7	2,8	*Penicillium* (5), *Aspergillus* (2)
			10^{-2}	100	1	4	*Aspergillus* (1)
			10^{-3}	1000	11	440	*Penicillium* (6), *Aspergillus* (5)
		DG18	SS	1	3	0,12	*Penicillium* (3)
			10^{-1}	10	0	0	Aucune croissance
			10^{-2}	100	3	12	*Penicillium* (3)
			10^{-3}	1000	28	1120	*Penicillium* (18), *Aspergillus* (10)
Cercueil Mehytous ekhet (E7821)	MUZ	MEA	SS	1	40	1,6	*Penicillium* (20), *Aspergillus* (15), *Trichoderma* * (5)
			10^{-1}	10	42	16,8	*Penicillium* (25), *Aspergillus* (12), *Trichoderma* * (5)
			10^{-2}	100	18	72	*Penicillium* (10), *Aspergillus* (5), *Trichoderma* * (3)
			10^{-3}	1000	22	880	*Penicillium* (10), *Aspergillus* (8), *Trichoderma* * (4)
		DG18	SS	1	8	0,32	*Penicillium* (6), *Aspergillus* (2)
			10^{-1}	10	1	0,4	*Aspergillus* (1)
	BRZ	MEA	SS	1	31	1,24	*Penicillium* (15), *Aspergillus* (10), *Trichoderma* * (4), *Gliocladium* (2)
			10^{-1}	10	37	14,8	*Penicillium* (18), *Aspergillus* (12), *Trichoderma* * (5), *Gliocladium* (2)
			10^{-2}	100	13	52	*Penicillium* (7), *Aspergillus* (4), *Trichoderma* * (2)
			10^{-3}	1000	19	760	*Penicillium* (9), *Aspergillus* (6), *Trichoderma* * (3), *Gliocladium* (1)
		DG18	SS	1	22	0,88	*Penicillium* (12), *Aspergillus* (8), *Gliocladium* (2)
			10^{-1}	10	28	11,2	*Penicillium* (15), *Aspergillus* (8), *Gliocladium* (5)
			10^{-2}	100	16	64	*Penicillium* (9), *Aspergillus* (5), *Gliocladium* (2)
	MDZ	MEA	SS	1	56	2,24	*Penicillium* (25), *Aspergillus* (18), *Trichoderma* * (8), *Gliocladium* (5)
			10^{-1}	10	50	20	*Penicillium* (22), *Aspergillus* (15), *Trichoderma* * (8), *Gliocladium* (5)
			10^{-2}	100	13	52	*Penicillium* (6), *Aspergillus* (4), *Trichoderma* * (2), *Gliocladium* (1)
			10^{-3}	1000	94	3760	*Penicillium* (35), *Aspergillus* (25), *Trichoderma* * (20), *Gliocladium* (14)
		DG18	SS	1	44	1,76	*Penicillium* (20), *Aspergillus* (15), *Gliocladium* (9)
			10^{-1}	10	17	6,8	*Penicillium* (9), *Aspergillus* (5), *Gliocladium* (3)
			10^{-2}	100	3	12	*Penicillium* (2), *Aspergillus* (1)
			10^{-3}	1000	40	1600	*Penicillium* (20), *Aspergillus* (12), *Gliocladium* (8)
Cercueil Pakhetem	MUZ	MEA	SS	1	151	6,04	*Penicillium* (1), levures (150)

hat (E30901)							
			10^{-1}	10	13	5,2	*Penicillium* (5), *Aspergillus* (1), *Paecilomyces* * (7)
			10^{-2}	100	7	28	*Penicillium* (6), *Gliocladium* (1)
		DG 18	SS	1	1	0,04	*Penicillium* (1)
	MDZ	MEA	10^{-1}	10	19	7,6	*Paecilomyces* * (19)
Statue 1 Qenimen (E11597)	MUZ	MEA	SS	1	60	2,4	*Trichoderma* * (15), *Penicillium* (30), *Aspergillus* (10), *Gliocladium* (5)
			10^{-1}	10	29	11,6	*Trichoderma* * (8), *Penicillium* (12), *Aspergillus* (5), *Gliocladium* (4)
			10^{-2}	100	28	112	*Trichoderma* * (7), *Penicillium* (10), *Aspergillus* (6), *Gliocladium* (5)
			10^{-3}	1000	55	2200	*Trichoderma* * (15), *Penicillium* (20), *Aspergillus* (12), *Gliocladium* (8)
		DG 18	SS	1	92	3,68	*Penicillium* (50), *Aspergillus* (30), *Gliocladium* (12)
			10^{-2}	100	4	16	*Penicillium* (3), *Aspergillus* (1)
			10^{-3}	1000	3	120	*Penicillium* (2), *Aspergillus* (1)
	MDZ	MEA	SS	1	70	2,8	*Trichoderma* * (20), *Penicillium* (30), *Aspergillus* (12), *Gliocladium* (8)
			10^{-1}	10	66	26,4	*Trichoderma* * (15), *Penicillium* (25), *Aspergillus* (15), *Gliocladium* (11)
			10^{-2}	100	25	100	*Trichoderma* * (8), *Penicillium* (9), *Aspergillus* (5), *Gliocladium* (3)
			10^{-3}	1000	19	760	*Trichoderma* * (6), *Penicillium* (7), *Aspergillus* (4), *Gliocladium* (2)
		DG 18	SS	1	59	2,36	*Penicillium* (25), *Aspergillus* (20), *Gliocladium* (14)
			10^{-1}	10	36	14,4	*Penicillium* (15), *Aspergillus* (12), *Gliocladium* (9)
			10^{-2}	100	9	36	*Penicillium* (5), *Aspergillus* (3), *Gliocladium* (1)
			10^{-3}	1000	16	640	*Penicillium* (8), *Aspergillus* (5), *Gliocladium* (3)
Statue 2 Qenimen (E11598)	MUZ	MEA	SS	1	4	0,16	*Penicillium* (3), *Aspergillus* (1)
			10^{-1}	10	12	4,8	*Penicillium* (8), *Aspergillus* (3), *Trichoderma* * (1)
			10^{-2}	100	7	28	*Penicillium* (4), *Aspergillus* (2), *Trichoderma* * (1)
			10^{-3}	1000	9	360	*Penicillium* (5), *Aspergillus* (2), *Trichoderma* * (2)

		DG 18	SS	1	39	1,56	*Penicillium* (20), *Aspergillus* (10), Basidiomycètes probables * (9)
			10^{-1}	10	16	6,4	*Penicillium* (8), *Aspergillus* (5), Basidiomycètes probables * (3)
			10^{-2}	100	3	12	*Penicillium* (2), *Aspergillus* (1)
			10^{-3}	1000	1	40	*Aspergillus* (1)
	MDZ	MEA	SS	1	37	1,48	*Trichoderma* * (10), *Penicillium* (15), *Aspergillus* (8), *Gliocladium* (4)
			10^{-1}	10	25	10	*Trichoderma* * (6), *Penicillium* (10), *Aspergillus* (5), *Gliocladium* (4)
			10^{-2}	100	9	36	*Trichoderma* * (3), *Penicillium* (3), *Aspergillus* (2), *Gliocladium* (1)
			10^{-3}	1000	7	280	*Trichoderma* * (2), *Penicillium* (3), *Aspergillus* (2)
		DG 18	SS	1	4	0,16	*Penicillium* (2), *Aspergillus* (2)
			10^{-1}	10	3	1,2	*Penicillium* (2), *Aspergillus* (1)
			10^{-2}	100	2	8	*Penicillium* (1), *Aspergillus* (1)
			10^{-3}	1000	7	280	*Penicillium* (4), *Aspergillus* (3)

Charge maximale pour le CCL : 3760 UFC/cm² (cercueil Mehytousekhet E7821, MDZ, MEA, 10^{-3})

Musée égyptien du Caire (EMC)

Objet (n° inventaire)	**Zone**	**Milieu**	**Dilution**	**Facteur**	**Colonies totales**	**UFC/cm²**	**Genres identifiés (nombre de colonies)**
Couvercle romain (TR 26.12.24.1)	MUZ	MEA	SS	1	91	3.6	*Aspergillus* (91)
			10^{-1}	10	81	32.4	*Aspergillus* (81)
			10^{-2}	100	38	152	*Aspergillus* (38)
			10^{-3}	1000	29	1160	*Aspergillus* (25), *Neurospora* * (4)
		DG18	SS	1	91	3.6	*Aspergillus* (91)
			10^{-1}	10	54	216	*Aspergillus* (54)
			10^{-2}	100	20	80	*Aspergillus* (20)
			10^{-3}	1000	41	1640	*Aspergillus* (35), *Neurospora* * (6)

	MDZ	MEA	SS	1	43	1.7	*Aspergillus* (43)
			10^{-1}	10	41	164	*Aspergillus* (41)
			10^{-2}	100	65	260	*Aspergillus* (65)
			10^{-3}	1000	72	2880	*Aspergillus* (60), *Neurospora* * (12)
		DG18	SS	1	66	2.6	*Aspergillus* (66)
			10^{-1}	10	15	6.0	*Aspergillus* (15)
			10^{-2}	100	35	140	*Aspergillus* (35)
			10^{-3}	1000	49	1960	*Aspergillus* (40), *Neurospora* * (9)
Cercueil romain (JE 44970)	MUZ	MEA	SS	1	21	0.8	*Aspergillus* (15), *Penicillium* (6)
			10^{-1}	10	12	4.8	*Aspergillus* (10), *Penicillium* (2)
			10^{-2}	100	25	100	*Aspergillus* (20), *Rhizopus* (5)
			10^{-3}	1000	26	1040	*Aspergillus* (20), *Rhizopus* (6)
		DG18	SS	1	2	0.08	*Aspergillus* (2)
			10^{-1}	10	27	10.8	*Aspergillus* (20), *Rhizopus* (7)
			10^{-2}	100	31	124	*Aspergillus* (25), *Rhizopus* (6)
			10^{-3}	1000	43	1720	*Aspergillus* (30), *Rhizopus* (13)
	MDZ	MEA	SS	1	50	2.0	*Aspergillus* (35), *Rhizopus* (15)
			10^{-1}	10	62	24.8	*Aspergillus* (40), *Rhizopus* (22)
			10^{-2}	100	28	112	*Aspergillus* (18), *Rhizopus* (10)
			10^{-3}	1000	54	2160	*Aspergillus* (35), *Rhizopus* (19)
		DG18	SS	1	42	1.7	*Aspergillus* (30), *Rhizopus* (12)
			10^{-1}	10	31	12.4	*Aspergillus* (20), *Rhizopus* (11)
			10^{-2}	100	24	96	*Aspergillus* (15), *Rhizopus* (9)
			10^{-3}	1000	21	840	*Aspergillus* (15), *Rhizopus* (6)

Cercueil Assiout (JE 39068)	MUZ	MEA	SS	1	7	0.3	*Aspergillus* (5), *Penicillium* (2)
			10^{-1}	10	27	10.8	*Aspergillus* (18), *Penicillium* (7), *Rhizopus* (2)
			10^{-2}	100	79	316	*Aspergillus* (50), *Penicillium* (20), *Neurospora* * (5), *Rhizopus* (4)
			10^{-3}	1000	69	2760	*Aspergillus* (40), *Neurospora* * (15), *Penicillium* (8), *Rhizopus* (6)
		DG18	SS	1	3	0.1	*Aspergillus* (3)
			10^{-1}	10	31	12.4	*Aspergillus* (25), *Penicillium* (6)
			10^{-2}	100	31	124	*Aspergillus* (20), *Chaetomium* * (5), *Penicillium* (6)
			10^{-3}	1000	35	1400	*Aspergillus* (25), *Chaetomium* * (5), *Neurospora* * (5)
	BRZ	MEA	SS	1	50	2.0	*Aspergillus* (30), *Penicillium* (15), *Rhizopus* (5)
			10^{-1}	10	63	252	*Aspergillus* (40), *Penicillium* (15), *Rhizopus* (8)
			10^{-2}	100	13	52	*Aspergillus* (8), *Penicillium* (3), *Rhizopus* (2)
			10^{-3}	1000	34	1360	*Aspergillus* (20), *Penicillium* (8), *Neurospora* * (4), *Rhizopus* (2)
		DG18	SS	1	84	3.4	*Aspergillus* (50), *Penicillium* (20), *Rhizopus* (14)
			10^{-1}	10	17	6.8	*Aspergillus* (10), *Penicillium* (5), *Rhizopus* (2)
			10^{-2}	100	30	120	*Aspergillus* (18), *Penicillium* (8), *Rhizopus* (4)
			10^{-3}	1000	23	920	*Aspergillus* (15), *Penicillium* (5), *Chaetomium* * (3)
	MDZ	MEA	SS	1	163	6.5	*Aspergillus* (100), *Penicillium* (40), *Rhizopus* (23)
			10^{-1}	10	106	42.4	*Aspergillus* (60), *Penicillium* (25), *Rhizopus* (21)

			10^{-2}	100	17	68	*Aspergillus* (10), *Penicillium* (4), *Rhizopus* (3)
			10^{-3}	1000	10	400	*Aspergillus* (6), *Penicillium* (2), *Rhizopus* (2)
		DG18	SS	1	46	1.8	*Aspergillus* (25), *Penicillium* (12), *Rhizopus* (9)
			10^{-1}	10	49	196	*Aspergillus* (30), *Penicillium* (10), *Rhizopus* (9)
			10^{-2}	100	47	188	*Aspergillus* (25), *Penicillium* (12), *Rhizopus* (10)
			10^{-3}	1000	32	1280	*Aspergillus* (18), *Penicillium* (8), *Neurospora* * (3), *Chaetomium* * (3)
Cercueil réserve (TR 17.10.17.3)	MUZ	MEA	SS	1	20	0.8	*Aspergillus* (15), *Penicillium* (5)
			10^{-1}	10	23	9.2	*Aspergillus* (18), *Penicillium* (5)
			10^{-2}	100	49	196	*Aspergillus* (40), *Neurospora* * (5), *Penicillium* (4)
			10^{-3}	1000	67	2680	*Aspergillus* (45), *Neurospora* * (12), *Penicillium* (10)
		DG18	SS	1	25	1.0	*Aspergillus* (20), *Penicillium* (5)
			10^{-1}	10	14	5.6	*Aspergillus* (10), *Penicillium* (4)
			10^{-2}	100	61	244	*Aspergillus* (40), *Neurospora* * (10), *Penicillium* (11)
			10^{-3}	1000	60	2400	*Aspergillus* (35), *Neurospora* * (15), *Penicillium* (10)
	MDZ	MEA	SS	1	16	0.6	*Aspergillus* (12), *Penicillium* (4)
			10^{-1}	10	38	15.2	*Aspergillus* (25), *Neurospora* * (8), *Penicillium* (5)
			10^{-2}	100	55	220	*Aspergillus* (35), *Neurospora* * (12), *Penicillium* (8)
			10^{-3}	1000	62	2480	*Aspergillus* (40), *Neurospora* * (15), *Penicillium* (7)

		DG18	SS	1	34	1.4	*Aspergillus* (25), *Penicillium* (9)
			10^{-1}	10	55	22	*Aspergillus* (35), *Penicillium* (12), *N eurospora* * (8)
			10^{-2}	100	43	172	*Aspergillus* (25), *Neurospora* * (10), *Penicillium* (8)
			10^{-3}	1000	75	3000	*Aspergillus* (40), *Neurospora* * (20), *Penicillium* (15)

Charge maximale pour l'EMC : 3 000 UFC/cm² (cercueil TR 17.10.17.3, MDZ, DG18, 10^{-3})

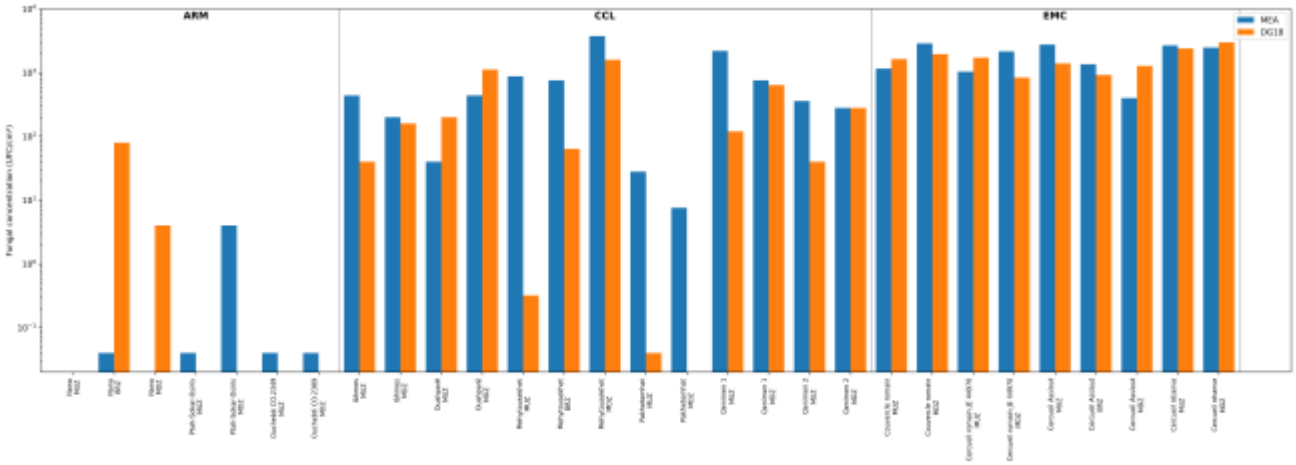


Figure 87 – Concentrations fongiques maximales (UFC/cm²) mesurées par écouvillonnage à la surface des objets en bois pour les trois musées inclus dans cette analyse (ARM, CCL et EMC). Pour chaque objet, la valeur indiquée correspond à la concentration maximale enregistrée (toutes dilutions, tous milieux de culture et toutes zones de prélèvement confondues). Les résultats du LMP ne sont pas représentés, car l'absence de gabarit de prélèvement n'a pas permis de standardiser la surface échantillonnée, rendant impossible le calcul des concentrations en UFC/cm². *Sources : données détaillées dans le Tableau 6.*

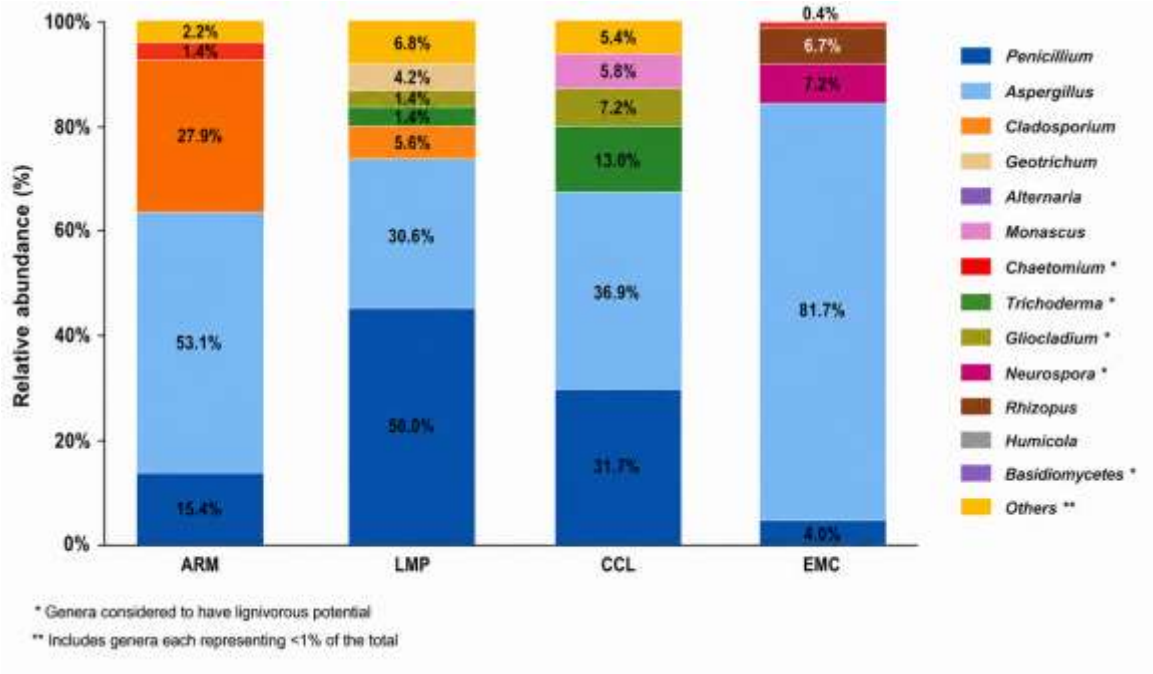


Figure 88 – Abondance relative (%) des principaux genres fongiques détectés à la surface des objets en bois des quatre musées étudiés (prélèvements par écouvillonnage). L'astérisque (*) indique les genres lignivores potentiels (Chaetomium*, *Trichoderma*, *Neurospora*, *Paecilomyces*, *Phoma*, *Gliocladium*, Basidiomycètes). Les pourcentages sont calculés sur l'ensemble des colonies identifiées pour chaque musée (tous objets, toutes zones, toutes dilutions et milieux confondus). Pour le LMP, seuls le nombre de colonies par prélèvement est rapporté (absence de gabarit pour le calcul des concentrations). *Sources : données détaillées dans le Tableau 6.*

3.2.2.2 Dénombrement des spores fongiques à la cellule de Malassez

Afin d'évaluer la charge sporale totale présente à la surface des objets, indépendamment de la capacité des spores à former des colonies sur milieu gélosé (culturabilité), une méthode de quantification directe par microscopie optique a été mise en œuvre. Contrairement aux approches culturales qui ne détectent qu'une fraction des spores viables et cultivables, le comptage direct à la cellule de Malassez permet de visualiser l'ensemble des spores intactes (quelle que soit leur viabilité) et d'estimer ainsi la contamination sporale totale (spores viables cultivables, viables non cultivables et non viables). Cette approche vise à :

1. Quantifier la charge sporale totale présente sur les surfaces des objets en bois anciens.
2. Comparer les concentrations obtenues par cette méthode directe avec celles issues des approches culturales (UFC/cm²), afin d'estimer la proportion de spores cultivables par rapport à la totalité des spores présentes.

3. Discuter les limites de la méthode culturale qui ne reflète qu'une fraction de la contamination fongique réelle, tout en gardant à l'esprit qu'une spore intacte observée au microscope peut ne pas être revivifiable (état viable non cultivable, VBNC, ou spore morte).

Le dénombrement des spores à l'aide de la cellule de Malassez a été réalisé sur trois cercueils du LMP à partir de prélèvements standardisés par unité de surface (gabarit de 25 cm²). Les résultats détaillés des comptages sont présentés dans les Tableaux 10 à 12.

Le cercueil de Tamoutnefret (N2571) a présenté la plus forte concentration de spores de 72 800 spores/cm². Le cercueil de Padiimenipet (E13016) a montré une concentration intermédiaire de 31 360 spores/cm². Enfin, le cercueil de Padiouf (N2579), prélevé au niveau d'une zone de résine noire, a présenté la concentration la plus faible, avec 15 120 spores/cm².

Carreau	**1**	**2**	**3**	**4**	**5**	**6**	**7**	**8**	**9**	**10**
Spores	46	74	93	90	105	109	131	65	76	121

Tableau 7 – Dénombrement des spores fongiques à la surface du cercueil de Tamoutnefret (N 2571). Les trois écouvillons ont été déchargés dans 2 mL d'eau distillée stérile (Tween 80 0,05 %), puis regroupés. Une aliquote de la suspension a été déposée dans la cellule de Malassez sans dilution préalable.

- **Somme** : 46 + 74 + 93 + 90 + 105 + 109 + 131 + 65 + 76 + 121 = **910 spores**
- **Moyenne par carreau** : 91 spores
- **Concentration estimée** : 910 × 1000 = **910 000 spores/mL**
- **Concentration par cm²** : (910 000 × 2) / 25 = **72 800 spores/cm²**

Carreau	**1**	**2**	**3**	**4**	**5**	**6**	**7**	**8**	**9**	**10**
Spores	53	33	35	24	35	20	54	44	62	32

Tableau 8 – Dénombrement des spores fongiques à la surface du cercueil de Padiimenipet (E13016). Les trois écouvillons ont été déchargés dans 2 mL d'eau distillée stérile (Tween 80 0,05 %), puis regroupés. Une aliquote de la suspension a été déposée dans la cellule de Malassez sans dilution préalable.

- **Somme** : 53 + 33 + 35 + 24 + 35 + 20 + 54 + 44 + 62 + 32 = **392 spores**
- **Moyenne par carreau** : 39,2 spores
- **Concentration estimée** : 392 × 1000 = **392 000 spores/mL**
- **Concentration par cm²** : (392 000 × 2) / 25 = **31 360 spores/cm²**

Carreau	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Spores	11	28	27	13	26	19	24	22	11	8

Tableau 9 – Dénombrement des spores fongiques à la surface du cercueil de Padiouf (N2579). Les trois écouvillons ont été déchargés dans 2 mL d'eau distillée stérile (Tween 80 0,05 %), puis regroupés. Une aliquote de la suspension a été déposée dans la cellule de Malassez sans dilution préalable.

- **Somme** : 11 + 28 + 27 + 13 + 26 + 19 + 24 + 22 + 11 + 8 = **189 spores**
- **Moyenne par carreau** : 18,9 spores
- **Concentration estimée** : 189 × 1000 = **189 000 spores/mL**
- **Concentration par cm²** : (189 000 × 2) / 25 = **15 120 spores/cm²**

Ces résultats suggèrent que la résine noire pourrait défavoriser l'adhérence des spores par rapport au bois nu, une observation cohérente avec les charges culturales plus faibles observées sur les zones de résine noire du CCL et de l'EMC.

3.2.2.3 Analyse de la diversité microeucaryote à la surface des objets par méta-barcoding (séquençage 18S) : profils des communautés eucaryotes (abondance relative, structure taxonomique, analyses bio-informatiques de diversité et interactions)

L'analyse métagénomique ciblant la région 18S a permis de caractériser la diversité des ADN eucaryotes présents à la surface des artefacts en bois provenant des quatre environnements muséaux étudiés. Les résultats sont regroupés selon le pays de localisation des musées, musées français d'une part et musée égyptien d'autre part. Cela est lié aux analyses qui n'ont pas été faites au même moment en France et en Égypte et à la rédaction d'un article scientifique avec les résultats obtenus pour les musées français.

3.2.2.3.1 Structure générale des communautés eucaryotes au niveau des subdivisions

L'abondance relative des grands groupes eucaryotes (subdivisions / phylums) révèle une dominance de quatre catégories : Apicomplexa (protistes parasites d'invertébrés), Fungi (champignons), Metazoa (micro-animaux) et Streptophyta (matériel végétal, pollen, fibres) (Simpson et Eglit, 2016). La composition varie selon trois facteurs : la localisation (musée), l'état macroscopique du bois (dégradé versus non dégradé) et la présence de résine noire. **Le Tableau 10** synthétise l'abondance relative des subdivisions pour l'ensemble des échantillons analysés dans les quatre musées. **Les Figures 89 à 97** illustrent ces profils d'abondance.

Musée	Objet	N° inventaire	Échantillon	Zone	Fungi (%)	Apicomplexa (%)	Metazoa (%)	Streptophyta (%)
Auguste Rodin (ARM)	Cercueil anthropoïde	CO.00871	A-R	MUZ	50	45	<1	2
			C17-R	BRZ	37	48	4	<1
			E33-R	MDZ	11	75	6	<1
	Socle de statue (Ptah-Sokar-Osiris)	CO.6554	G49-R	MUZ	100	<1	<1	<1
			H57-R	MDZ	20	80	<1	<1
	Ouchebti momiforme (tamaris)	CO.2349	I65-R	MUZ	100	<1	<1	<1
			J73-R	MDZ	13	83	<1	<1
	Ouchebti momiforme (figuier sycomore)	CO.2389	K81-R	MUZ	23	76	<1	<1
			L89-R	MDZ	26	60	2	<1
Louvre Paris (LMP)	Cercueil de Padiimenipet	E 13016	A1-P	MUZ	79	9	2	8
			B9-P	MDZ	35	63	2	<1
	Cercueil de Padiouf	N 2579	C17-P	MUZ	45	47	1	<1
			D25-P	BRZ	61	24	1	<1
			E33-P	MDZ	35	57	5	1
	Cercueil de Tamoutnefret	N 2571	M97-P	MUZ	72	25	2	<1
			N105-P	BRZ	20	65	1	1
			O113-P	MDZ	22	70	2	1
	Cercueil d'Antef (Sékhemrê-Hérouhermaât)	E 3020	J73-P	MUZ	13	86	<1	<1
			K81-P	BRZ	11	78	<1	7
			L89-P	MDZ	21	73	1	<1
Louvre Lens (CCL)	Cercueil de Iâhmes	E 18842	A1-L	MUZ	35	65	<1	<1
			B9-L	MDZ	34	62	2	1
	Cercueil de Ouahparê	E 12059 A	C17-L	MUZ	32	55	1	2
			D25-L	MDZ	34	62	3	1
	Cercueil de Mehytousekhet	E 7821	E33-L	MUZ	49	47	<1	<1
			F41-L	BRZ	35	45	2	8
			G49-L	MDZ	34	53	3	3
	Serviteurs funéraires (statue 1)	E 11597	J-L	MUZ	22	73	<1	1
			K-L	MDZ	42	47	<1	3

	Serviteurs funéraires (statue 2)	E 11598	L-L	MUZ	19	76	<1	3
			M-L	MDZ	47	45	<1	3
Le musée égyptien du Caire (EMC)	Couvercle peint	TR 26.12.24.1	A	MUZ	31	44	9	<1
			B	MDZ	84	13	2	<1
	Cercueil (Acacia sp.)	JE 44970	C	MUZ	41	5	<1	<1
			D	MDZ	68	21	6	3
	Cercueil (tamaris, résine noire)	JE 39068	E	MUZ	92	7	<1	<1
			F	BRZ	30	49	14	<1
			G	MDZ	82	14	<1	<1
	Cercueil (réserve)	TR 17.10.17.3	H	MUZ	98	<1	1	<1
			I	MDZ	100	<1	<1	<1

Note : *Les pourcentages indiquent l'abondance relative des séquences ADN détectées, non une biomasse active. Les valeurs <1 % correspondent à des traces mineures non systématiquement reportées.*

Analyse par musée :

Musée Auguste Rodin (ARM) : Au sein de ce musée, les séquences fongiques dominent très largement, représentant 76 % des séquences eucaryotes totales en moyenne, suivies par les Apicomplexa (20 %) et les Metazoa (4 %) **(Figure 92).** Cette dominance fongique est particulièrement marquée sur les zones non dégradées (MUZ) de plusieurs objets, où les Fungi atteignent 100 % (socle CO.6554, ouchebti CO.2349) **(Figure 89, échantillons G49-R et I65-R).** En revanche, sur les zones dégradées (MDZ), la proportion d'Apicomplexa augmente considérablement (jusqu'à 83 % pour l'ouchebti CO.2349), tandis que les Fungi chutent à 13-26 % **(Figure 89, échantillon J73-R).**

Musée du Louvre (LMP) : La tendance s'inverse nettement par rapport à l'ARM. Les Apicomplexa deviennent majoritaires, représentant en moyenne 56 % des séquences, suivis par les Fungi (35 %) et les Metazoa (9 %) **(Figure 92)**. Cette dominance des Apicomplexa est observée sur l'ensemble des objets et des types de surfaces, à l'exception de certaines zones non dégradées où les Fungi restent majoritaires (ex. cercueil Padiimenipet E13016, MUZ : 79 % de Fungi ; cercueil Tamoutnefret N2571, MUZ : 72 % de Fungi) **(Figure 89, échantillons A1-P et M97-P).** La présence de résine noire ne modifie pas fondamentalement cette tendance.

Centre de Conservation du Louvre (CCL) : Comme au LMP, les Apicomplexa sont majoritaires, représentant en moyenne 57 % des séquences, suivis par les Fungi (35 %) et les Metazoa (8 %) **(Figure 92)**. Aucune différence majeure n'est observée entre les différents objets ou entre les zones MUZ, MDZ et BRZ. Les profils sont remarquablement

homogènes, avec une dominance des Apicomplexa comprise entre 45 % et 76 % selon les échantillons.

Musée égyptien du Caire (EMC) : Les profils sont plus hétérogènes **(Figures 90 et 92).** Sur les objets exposés dans les galeries (TR 26.12.24.1, JE 44970, JE 39068), la zone non dégradée (MUZ) présente une proportion variable de Fungi (31 à 92 %), tandis que les zones dégradées (MDZ) sont dominées par les Fungi (68 à 84 %). Sur la zone de résine noire du cercueil JE 39068, les Apicomplexa deviennent majoritaires (49 %). L'objet conservé en réserve (TR 17.10.17.3) montre le signal fongique le plus élevé de l'étude (98 à 100 % de Fungi). Les Metazoa sont présents en faible proportion (1 à 14 %), principalement sur la zone de résine noire.

Analyse par type de surface et effet objet :

La distinction entre états de surface est nette dans l'ensemble des musées français (ARM, LMP, CCL) **(Figures 89, 95 et 96)**. Dans les zones non dégradées (MUZ) **(Figures 95a et 96)**, les Fungi dominent en moyenne (73 %), tandis que dans les zones dégradées (MDZ) et les zones de résine noire (BRZ) **(Figures 95a, 94 et 96)**, les Apicomplexa prennent le dessus (55 % et 45-50 % respectivement). Cette tendance est moins marquée à l'EMC **(Figure 95b)**, où les conditions environnementales chaudes et humides (absence de contrôle climatique) semblent favoriser une dominance fongique plus prononcée, y compris sur certaines zones dégradées.

Un effet objet est également observé : au sein d'un même musée, certains objets présentent des profils particuliers. Par exemple, à l'ARM, le socle CO.6554 et l'ouchebti CO.2349 montrent une dominance fongique exclusive sur leurs zones non dégradées (100 % de Fungi) **(Figure 89, échantillons G49-R et I65-R)**, tandis que d'autres objets présentent des profils plus équilibrés. Au LMP, le cercueil de Padiimenipet E13016 **(Figure 89, échantillon A1-P)** se distingue par une proportion plus élevée de Streptophyta (8 %) sur sa zone MUZ.

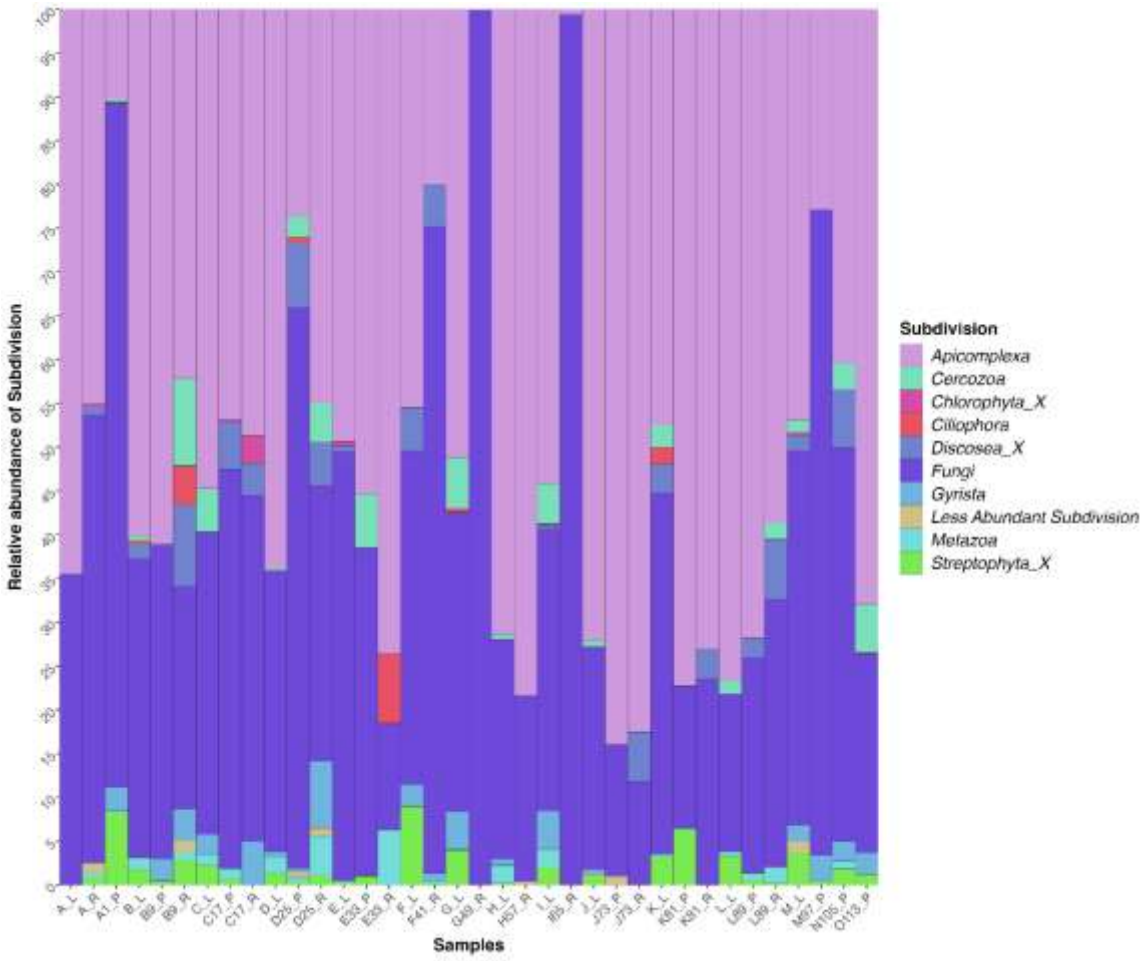


Figure 89 – Abondance relative, au niveau de la subdivision, des communautés fongiques sur les échantillons d'objets en bois provenant des trois environnements muséaux en France. Chaque colonne représente un échantillon ; les colonnes sont regroupées et codées par couleur en fonction des espèces fongiques et de leur pourcentage d'abondance. Codes des échantillons (axe des abscisses, de gauche à droite) :

Échantillons du Musée Rodin (RD) :
A_R = Co.871, zone non dégradée 1 ; B9_R = Co.871, zone non dégradée 2 ; C17_R = Co.871, zone de résine noire 1 ; D25_R = Co.871, zone de résine noire 2 ; E33_R = Co.871, zone dégradée 1 ; F41_R = Co.871, zone dégradée 2 ; G49_R = Co.6554, zone non dégradée ; H57_R = Co.6554, zone dégradée ; I65_R = Co.2349, zone non dégradée ; J73_R = Co.2349, zone dégradée ; K81_R = Co.2389, zone non dégradée ; L89_R = Co.2389, zone dégradée.

Échantillons du Louvre Paris (LP) :
A1_P = E13016, zone non dégradée ; B9_P = E13016, zone dégradée ; C17_P = N2579, zone non dégradée ; D25_P = N2579, zone de résine noire ; E33_P = N2579, zone dégradée ; J73_P = E3020, zone non dégradée ; K81_P = E3020, zone de résine noire ; L89_P = E3020, zone dégradée ; M97_P = N2571, zone non dégradée ; N105_P = N2571, zone de résine noire ; O113_P = N2571, zone dégradée.

Échantillons du CCL (Centre de Conservation du Louvre) :
A_L = E18842, zone non dégradée ; B_L = E18842, zone dégradée ; C_L = E12059, zone non

dégradée ; D_L = E12059, zone dégradée ; E_L = E7821, zone non dégradée ; F_L = E7821, zone de résine noire ; G_L = E7821, zone dégradée ; H_L = E30901, zone non dégradée ; I_L = E30901, zone dégradée ; J_L = E11597, zone non dégradée ; K_L = E11597, zone dégradée (flèche rouge) ; L_L = E11597/2, zone non dégradée ; M_L = E11597/2, zone dégradée.

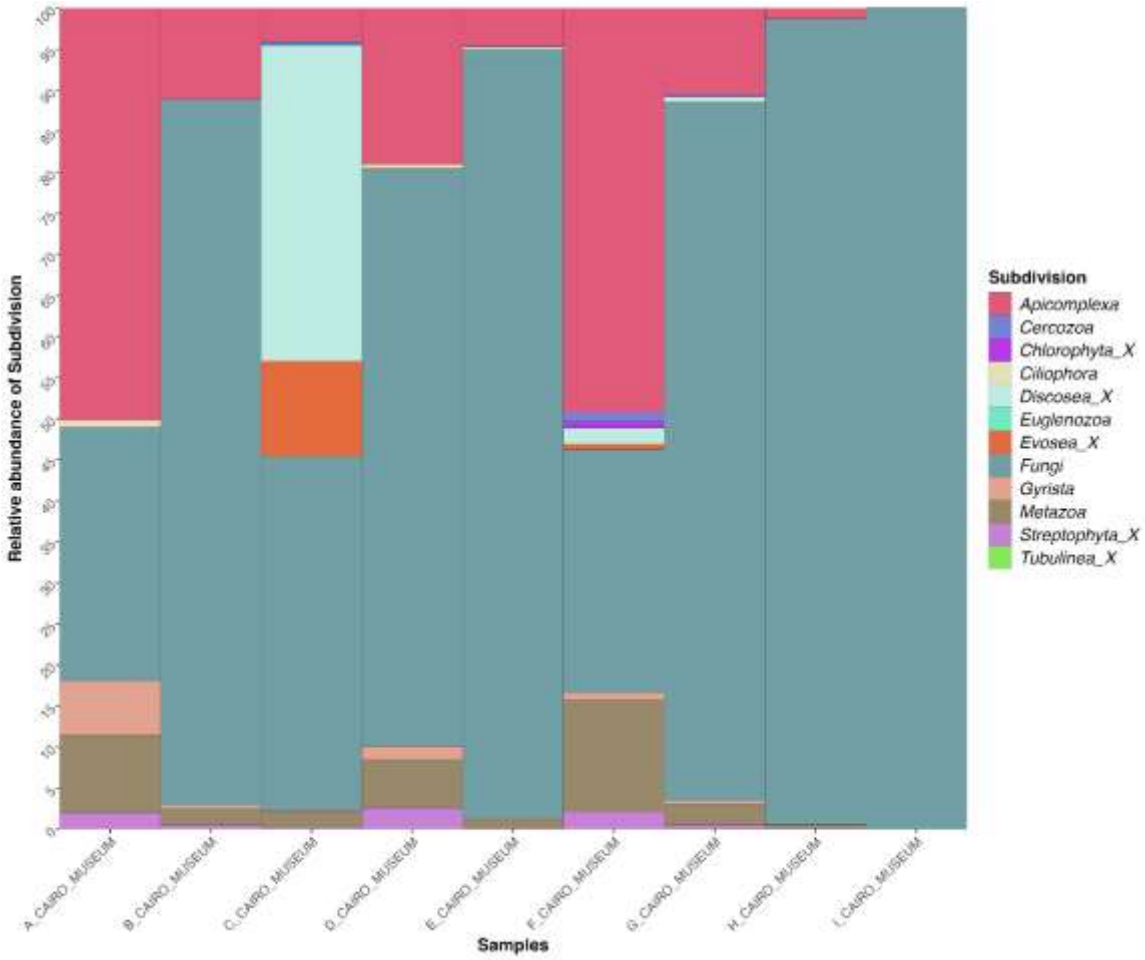


Figure 90 – Abondance relative, au niveau de la subdivision, des communautés fongiques sur les échantillons d'objets en bois provenant du Musée égyptien du Caire (EMC). Chaque colonne représente un échantillon ; les colonnes sont regroupées et codées par couleur en fonction des espèces fongiques et de leur pourcentage d'abondance. Codes des échantillons (axe des abscisses, de gauche à droite) :

Échantillons du Musée égyptien du Caire (EMC) :

- A = couvercle romain TR 26.12.24.1, MUZ
- B = couvercle romain TR 26.12.24.1, MDZ
- C = cercueil romain JE 44970, MUZ
- D = cercueil romain JE 44970, MDZ
- E = cercueil Assiout JE 39068, MUZ

- F = cercueil Assiout JE 39068, BRZ
- G = cercueil Assiout JE 39068, MDZ
- H = cercueil avec momie TR 17.10.17.3, MUZ
- I = cercueil avec momie TR 17.10.17.3, MDZ

Légende : MUZ = zone non dégradée ; MDZ = zone dégradée ; BRZ = zone de résine noire.

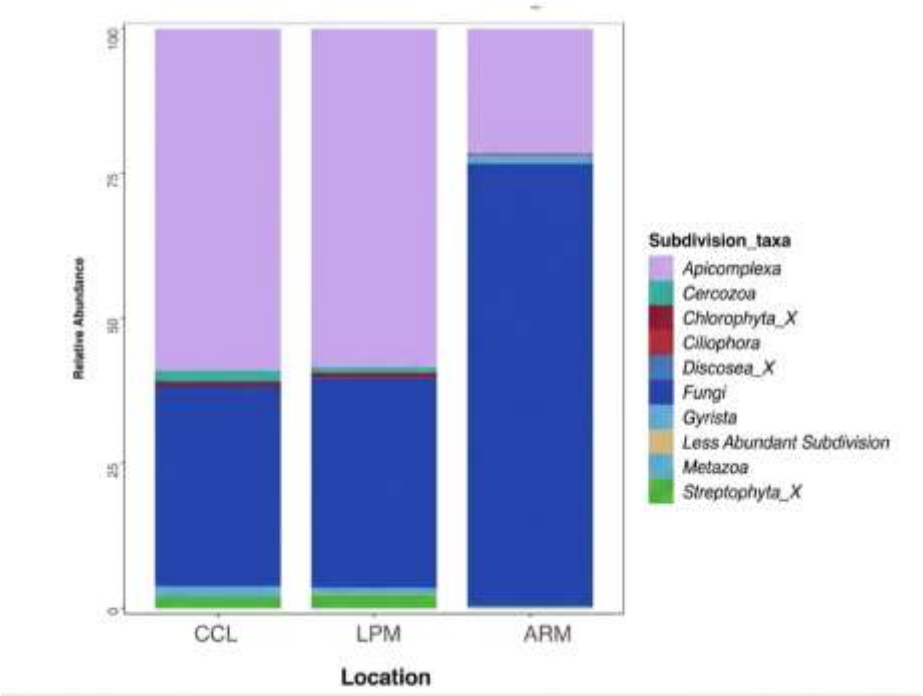


Figure 91— Abondance relative des communautés eucaryotes au niveau de la subdivision dans les trois environnements muséaux en France. Les histogrammes montrent la composition proportionnelle des principales subdivisions eucaryotes (Fungi, Apicomplexa, Metazoa et autres) détectées par séquençage du gène ARNr 18S sur les surfaces des objets en bois. Profils des

communautés regroupés par localisation du musée.

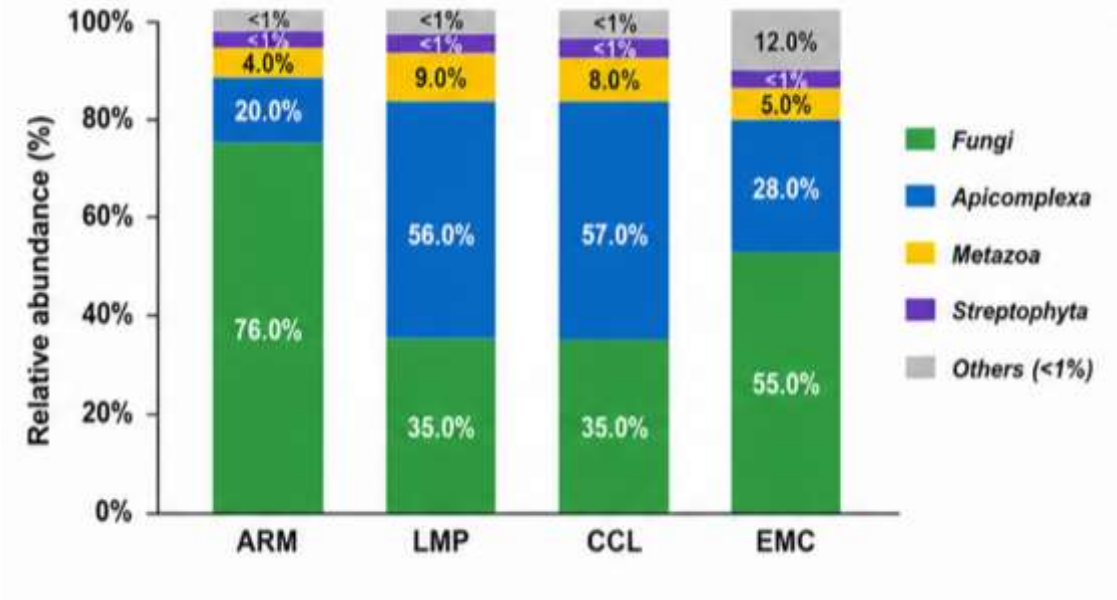
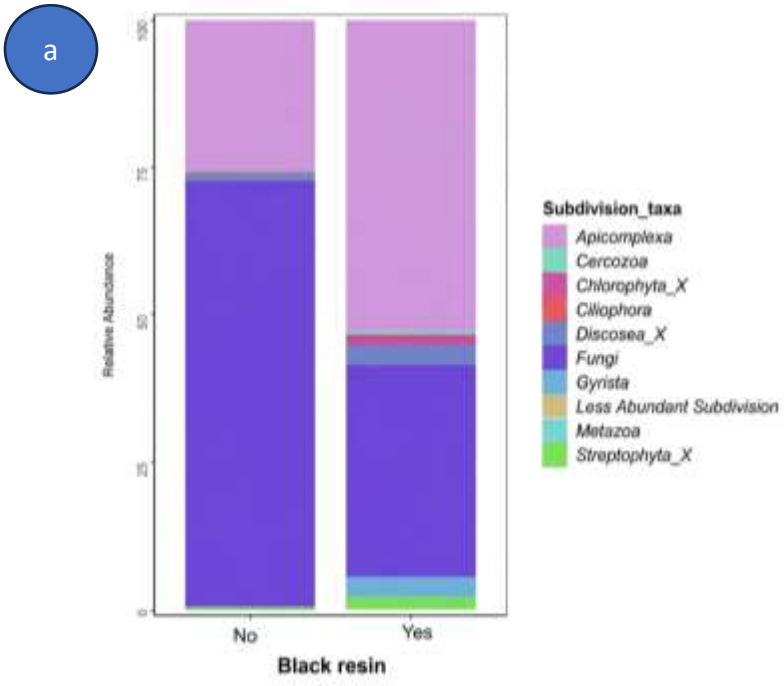


Figure 92 – Récapitulatif sous forme d'histogramme des abondances relatives des grands phyla eucaryotiques (et sous-groupes) pour les quatre sites muséaux. À l'ARM, les Fungi prédominent (≈76 %). Au LMP et au CCL, ce sont les Apicomplexa qui l'emportent (respectivement ≈56 % et ≈57 %), les Fungi restant secondaires (≈35 % dans les deux cas). À l'EMC, les Fungi dominent globalement (≈55 %), mais leur proportion est très variable, allant de 31 à 100 % en fonction de l'objet et de la surface prélevée.



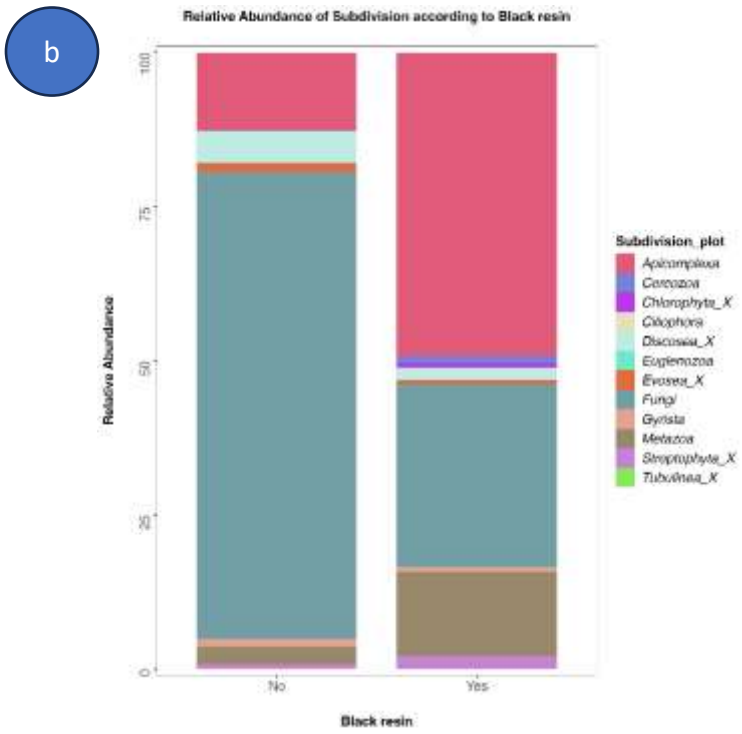


Figure 93— Abondance relative des communautés eucaryotes au niveau de la subdivision dans les quatre environnements muséaux. Les histogrammes montrent la composition proportionnelle des principales subdivisions eucaryotes (Fungi, Apicomplexa, Metazoa et autres) détectées par séquençage du gène ARNr 18S sur les surfaces des objets en bois. Les profils des communautés sont regroupés selon la présence de résine noire sur la surface boisée. (a) représente le profil des trois environnements muséaux en France (ARM, LMP et CCL) ; (b) représente le profil des objets du Musée égyptien du Caire.

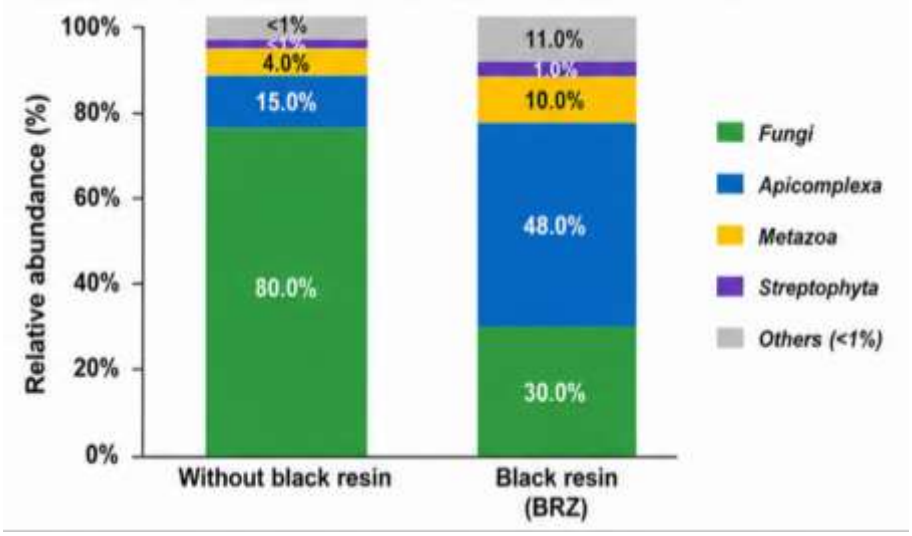


Figure 94 – Récapitulatif sous forme d'histogramme des abondances relatives des grands phyla eucaryotiques (et sous-groupes) selon la présence de résine noire dans les quatre environnements muséaux. En l'absence de résine, les Fungi sont très majoritaires (≈80 %). En présence de résine

noire, la part des Apicomplexa augmente nettement (≈45–50 %), tandis que les Métazoaires restent minoritaires dans tous les cas.

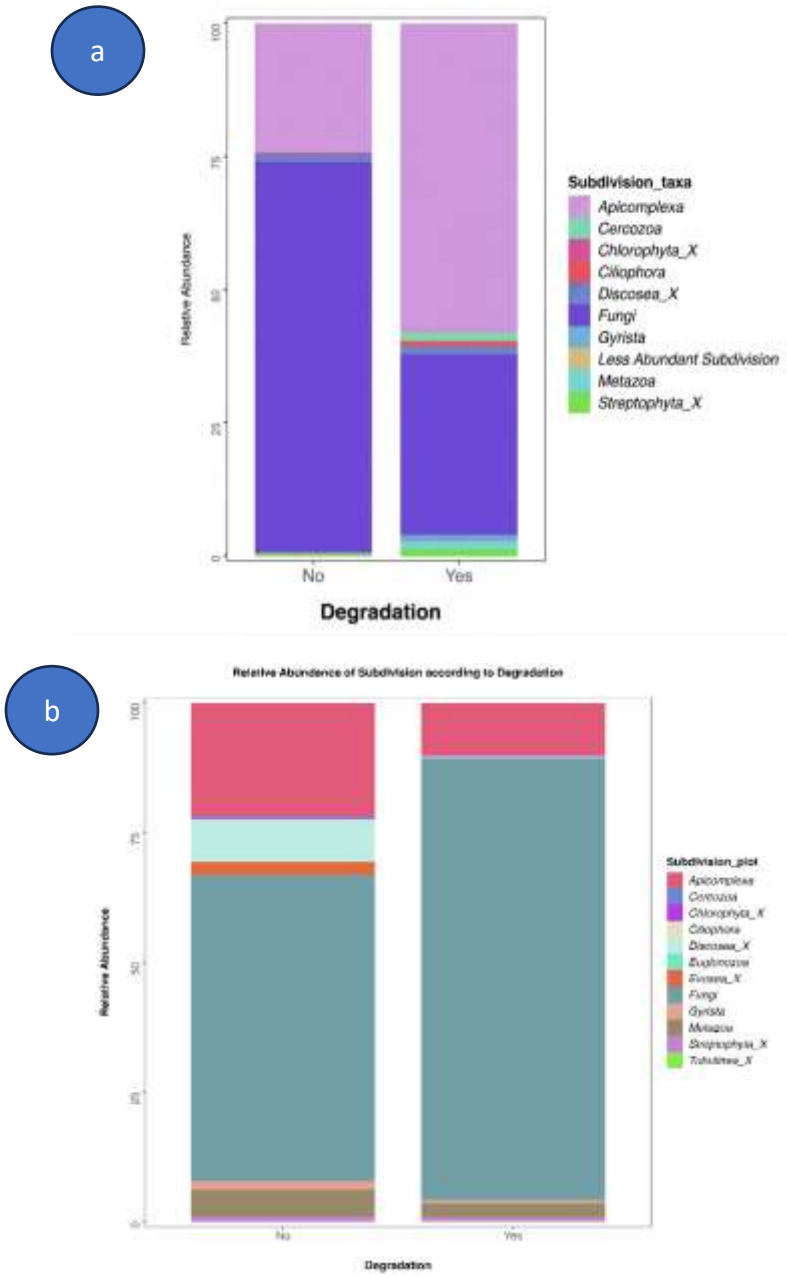


Figure 95— Abondance relative des communautés eucaryotes au niveau des subdivisions dans les quatre environnements muséaux. Les histogrammes montrent la composition proportionnelle des principales subdivisions d'eucaryotes (Fungi, Apicomplexa, Metazoa, et autres) détectées par séquençage de l'ARNr 18S sur les surfaces des objets en bois. Les profils des communautés sont regroupés selon l'état de la surface du bois (dégradé macroscopiquement / non dégradé). (a) représente le profil des trois environnements muséaux en France (ARM, LMP et CCL) ; (b) représente le profil des objets du Musée égyptien du Caire.

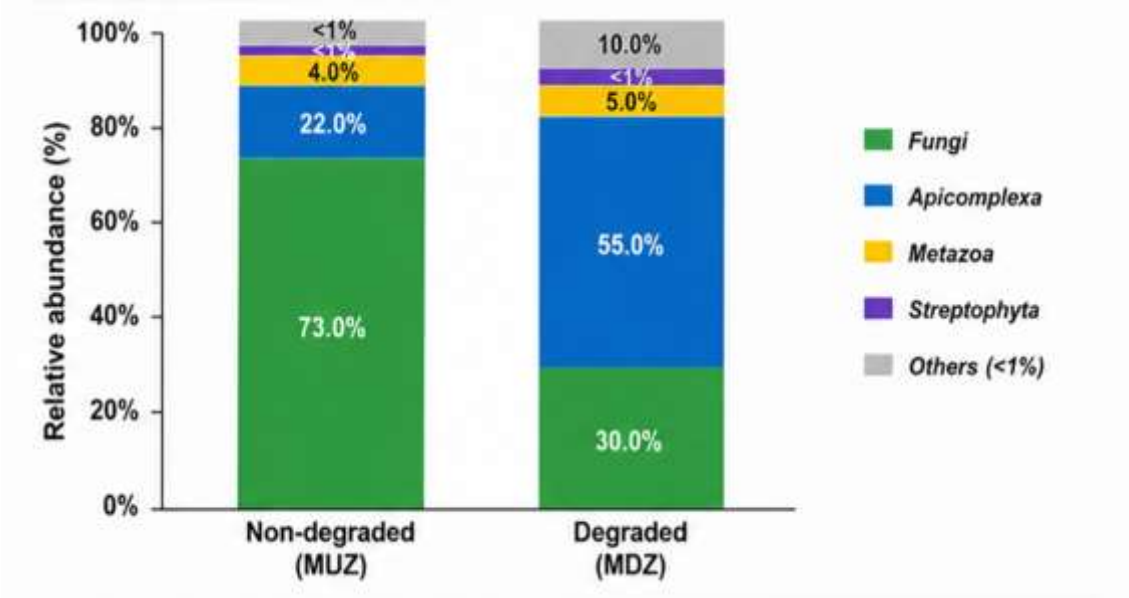


Figure 96 – Récapitulatif sous forme d'histogramme des abondances relatives des grands phyla eucaryotiques (et sous-groupes) selon l'état de surface (dégradée ou non) au sein des quatre sites muséaux. Sur les surfaces non dégradées (MUZ), les Fungi dominent avec ≈73 % des séquences. En revanche, sur les surfaces dégradées (MDZ), ce sont les Apicomplexa qui prédominent (≈55 %), les Fungi chutant à environ 30 %. Les Métazoaires restent marginaux dans les deux cas.

Profils globaux et analyse ACP :

De manière globale pour l'ensemble des échantillons, deux profils types ont été observés **(Figures 92, 93 et 94)**. Le profil 1 (dominance fongique) est associé aux zones MUZ et à l'absence de résine noire, avec environ 80 % de séquences fongiques, 15–20 % d'Apicomplexa et 5 % de Metazoa **(Figures 92, 93 et 96)**. Le profil 2 (dominance des Apicomplexa) est associé aux zones MDZ ou BRZ, avec environ 40–50 % d'Apicomplexa, 30 % de champignons et 15–25 % de Metazoa **(Figures 92, 94 et 96).**

Afin de visualiser la structuration des communautés eucaryotes résiduelles en fonction des différents facteurs (musée, type de surface, présence de résine), une ACP a été réalisée à partir des abondances relatives des quatre principaux groupes (Fungi, Apicomplexa, Metazoa, Streptophyta) **(Figure 97).** Les deux premières composantes principales expliquent 49,0 % (PC1) et 26,4 % (PC2) de la variance totale. Le plan factoriel met en évidence un pôle dominé par les Fungi, principalement associé aux zones non dégradées (MUZ) et aux objets de réserve de l'EMC, et un pôle dominé par les Apicomplexa, regroupant majoritairement les zones dégradées (MDZ) et les zones de résine noire (BRZ) des musées français. Cette ACP confirme la distinction entre les deux états écologiques observés : un "état fongique" caractéristique des surfaces non altérées ou de l'EMC, et un "état Apicomplexa" caractéristique des surfaces altérées ou recouvertes de résine, particulièrement dans les musées français aux conditions climatiques contrôlées.

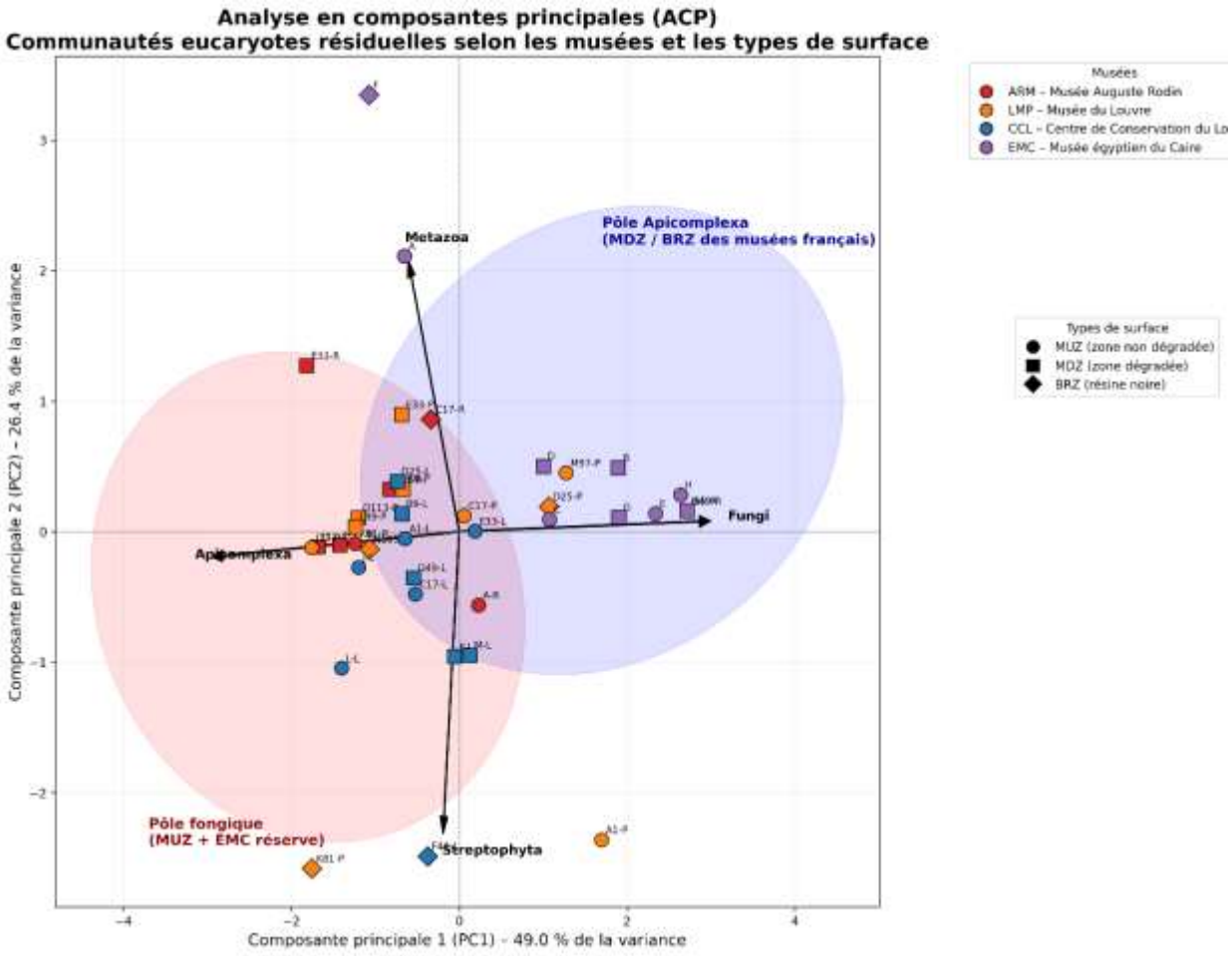


Figure 97 – Analyse en composantes principales (ACP) des communautés eucaryotes résiduelles des objets archéologiques en bois provenant du Musée Auguste Rodin (ARM), du Musée du Louvre (LMP), du Centre de Conservation du Louvre (CCL) et du Musée égyptien du Caire (EMC). Les deux premières composantes principales expliquent 49,0 % (PC1) et 26,4 % (PC2) de la variance totale. Le plan factoriel met en évidence un pôle dominé par les Fungi, principalement associé aux zones non dégradées (MUZ) et aux objets de réserve de l'EMC, et un pôle dominé par les Apicomplexa, regroupant majoritairement les zones dégradées (MDZ) et les zones de résine noire (BRZ) des musées français.

3.2.2.2.2 Profils d'abondance au niveau des familles

L'analyse au niveau des familles affine ces observations et révèle des différences marquées entre musées, objets et types de zones. **Le Tableau 11** présente les principales familles identifiées pour chaque échantillon. **Les Figures 98 et 99** illustrent l'abondance relative des familles pour les musées français et pour l'EMC, respectivement.

Tableau 11 : Abondance relative des principales familles eucaryotes

Musée	Objet (N° inventaire)	Échantillon	Zone	Famille dominante 1 (%)	Famille dominante 2 (%)	Famille dominante 3 (%)	Autres familles notables (%)
Augste Rodin (ARM)	Cercueil CO.00871	A-R	MUZ	Polyplicariidae (45)	Eurotiomycetes (40)	Exobasidiomycetes (9)	Embryophyce (1), Vannellidae (1)
		C17-R	BRZ	Polyplicariidae (50)	Exobasidiomycetes (36)	Saccharomycetales (3)	Vannellidae (3)
		E33-R	MDZ	Polyplicariidae (72)	Eurotiomycetes (6)	Exobasidiomycetes (3)	-
	Socle CO.6554	G49-R	MUZ	Saccharomycetales (100)	-	-	-
		H57-R	MDZ	Polyplicariidae (75)	Exobasidiomycetes (15)	Saccharomycetales (7)	Eurotiomycetes (3)
	Ouchebti CO.2349	I65-R	MUZ	Eurotiomycetes (99)	Polyplicariidae (1)	-	-
		J73-R	MDZ	Polyplicariidae (81)	Eurotiomycetes (11)	Vannellidae (5)	Agaricomycetes (1)
	Ouchebti CO.2389	K81-R	MUZ	Polyplicariidae (54)	Gregarinomorphea (12)	Exobasidiomycetes (7)	Eurotiomycetes (6), Agaricomycetes (2)
		L89-R	MDZ	Polyplicariidae (55)	Exobasidiomycetes (17)	Eurotiomycetes (10)	Vannellidae (4), Limnofilidae (2)
Louvre Paris (LPM)	Padiimenipet (E13016)	A1-P	MUZ	Eurotiomycetes (47)	Polyplicariidae (10)	Agaricomycetes (6)	Exobasidiomycetes (5), Dothideomycetes (3)
		B9-P	MDZ	Polyplicariidae (63)	Exobasidiomycetes (19)	Eurotiomycetes (3)	Dothideomycetes (2), Agaricomycetes (2)
	Padiouf (N2579)	C17-P	MUZ	Polyplicariidae (48)	Exobasidiomycetes (38)	Eurotiomycetes (2)	Vannellidae (3), Agaricomycetes (2)
		D25-P	BRZ	Saccharomycetales (56)	Polyplicariidae (22)	Vannellidae (6)	Exobasidiomycetes (3)
		E33-P	MDZ	Polyplicariidae (56)	Exobasidiomycetes (22)	Saccharomycetales (7)	Dothideomycetes (6)
	Tamoutnefret (N2571)	M97-P	MUZ	Eurotiomycetes (60)	Polyplicariidae (22)	Saccharomycetales (6)	Exobasidiomycetes (5)

		N105-P	BRZ	Polyplicariidae (37)	Exobasidiomycetes (9)	Eurotiomycetes (7)	Vannellidae (6), Limnofilidae (2)
		O113-P	MDZ	Polyplicariidae (68)	Agaricomycetes (7)	Eurotiomycetes (3)	Exobasidiomycetes (2), Dothideomycetes (2)
	Antef (E3020)	J73-P	MUZ	Polyplicariidae (80)	Exobasidiomycetes (11)	Gregarinomorphea (2)	Agaricomycetes (2)
		K81-P	BRZ	Polyplicariidae (73)	Exobasidiomycetes (9)	Eurotiomycetes (2)	Agaricomycetes (2)
		L89-P	MDZ	Polyplicariidae (65)	Exobasidiomycetes (16)	Eurotiomycetes (2)	Vannellidae (1), Dothideomycetes (2)
Louvre Lens (CCL)	Iâhmes (E18842)	A1-L	MUZ	Polyplicariidae (64)	Eurotiomycetes (16)	Exobasidiomycetes (10)	Agaricomycetes (4)
		B9-L	MDZ	Polyplicariidae (60)	Eurotiomycetes (17)	Exobasidiomycetes (13)	Saccharomycetales (2)
	Ouahparê (E12059A)	C17-L	MUZ	Polyplicariidae (49)	Exobasidiomycetes (16)	Eurotiomycetes (9)	Limnofilidae (3), Vannellidae (3)
		D25-L	MDZ	Polyplicariidae (62)	Eurotiomycetes (15)	Exobasidiomycetes (10)	Agaricomycetes (2)
	Mehytousekhet (E7821)	E33-L	MUZ	Polyplicariidae (49)	Eurotiomycetes (34)	Exobasidiomycetes (8)	Agaricomycetes (3)
		F41-L	BRZ	Polyplicariidae (37)	Exobasidiomycetes (26)	Eurotiomycetes (3)	Vannellidae (4), Saccharomycetales (3)
		G49-L	MDZ	Polyplicariidae (46)	Exobasidiomycetes (14)	Eurotiomycetes (3)	Agaricomycetes (4), Limnofilidae (2)
	Serviteur funéraire 1 (E11597)	J-L	MUZ	Polyplicariidae (72)	Exobasidiomycetes (10)	Eurotiomycetes (9)	-
		K-L	MDZ	Polyplicariidae (40)	Agaricomycetes (22)	Eurotiomycetes (12)	Exobasidiomycetes (5), Limnofilidae (2)
	Serviteur funérair	L-L	MUZ	Polyplicariidae (73)	Exobasidiomycetes (8)	Eurotiomycetes (4)	Limnofilidae (2)

	e 2 (E11598)						
		M-L	MDZ	Polyplicarii dae (45)	Eurotiomyc etes (14)	Exobasidi omycetes (13)	Saccharomyc etales (3), Vannellidae (2)
Le musée égypti en du Caire (EMC)	TR 26.12.2 4.1	A	MUZ	Polyplicarii dae (50)	Eurotiomyc etes (18)	Mammali a (6)	Exobasidiomy cetes (5)
		B	MDZ	Eurotiomyc etes (83)	Polyplicarii dae (10)	Mammali a (2)	Exobasidiomy cetes (2)
	JE 44970	C	MUZ	Acanthamo ebidae (39)	Eurotiomyc etes (25)	Dothideo mycetes (14)	Filamoebidae (13)
		D	MDZ	Eurotiomyc etes (42)	Polyplicarii dae (18)	Agaricom ycetes (14)	Exobasidiomy cetes (9)
	JE 39068	E	MUZ	Eurotiomyc etes (90)	Polyplicarii dae (5)	-	-
		F	BRZ	Polyplicarii dae (49)	Exobasidio mycetes (12)	Mammali a (10)	Eurotiomycet es (8)
		G	MDZ	Eurotiomyc etes (77)	Polyplicarii dae (9)	Dothideo mycetes (5)	-
	TR 17.10.1 7.3	H	MUZ	Eurotiomyc etes (97)	Polyplicarii dae (1)	-	-
		I	MDZ	Eurotiomyc etes (100)	-	-	-

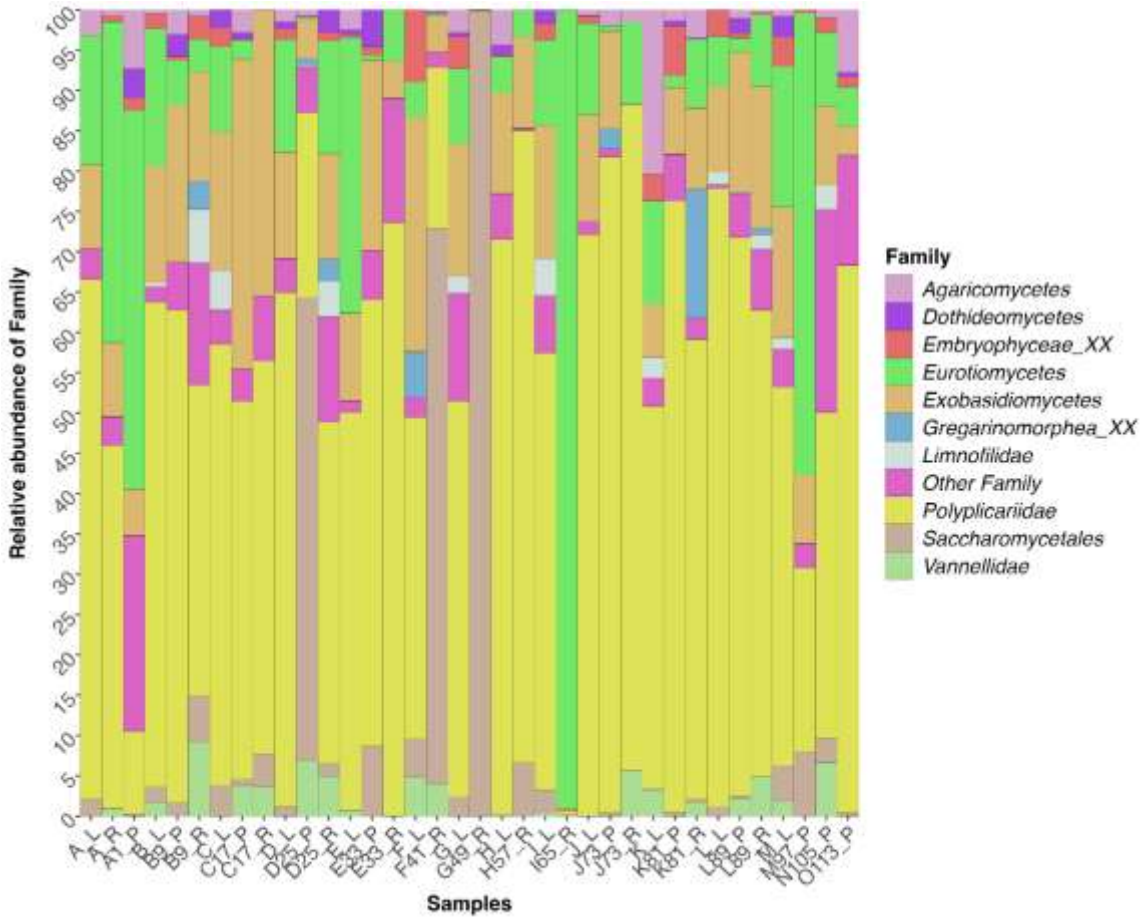


Figure 98— Abondance relative, au niveau de la famille, des communautés fongiques sur les échantillons d'objets en bois provenant de trois environnements muséaux testés en France (ARM, LMP et CCL). Chaque colonne représente un échantillon ; les colonnes sont regroupées et codées par couleur en fonction des espèces fongiques et de leur pourcentage d'abondance.

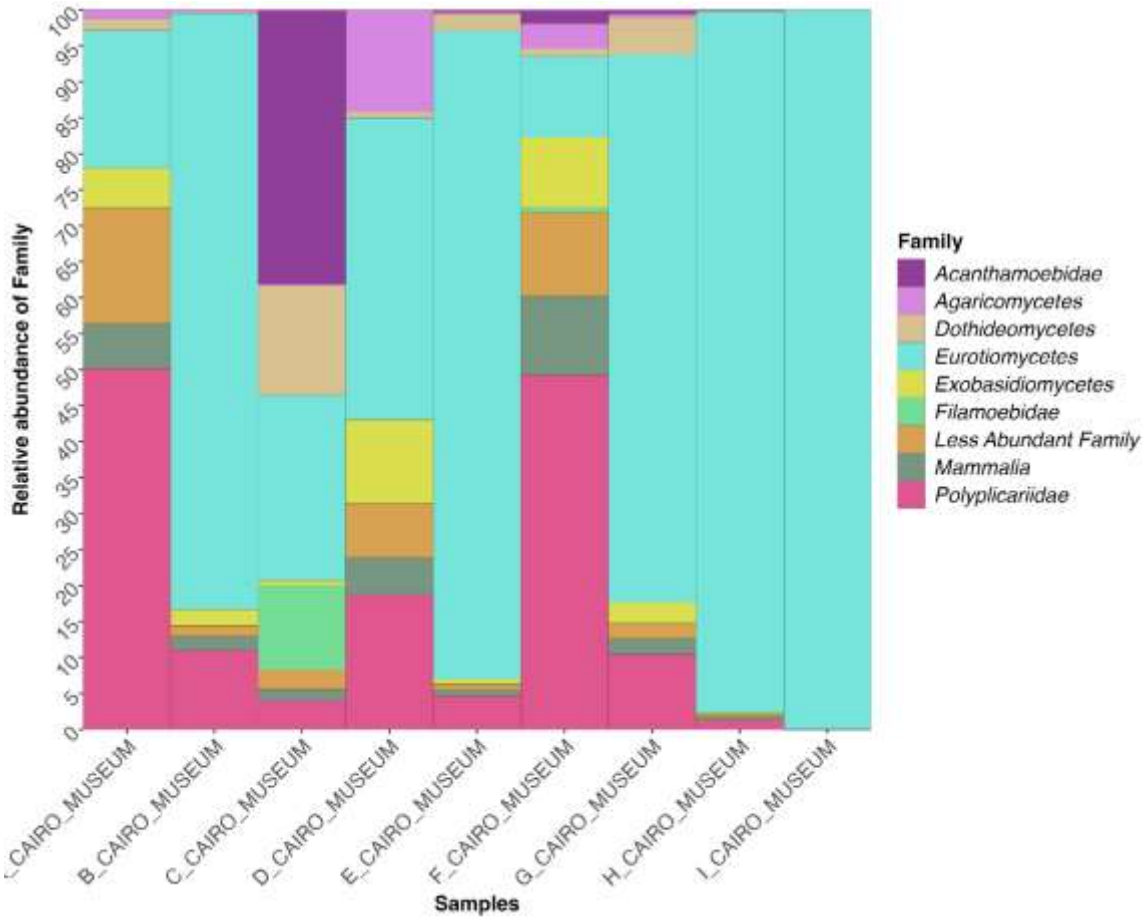


Figure 99— Abondance relative, au niveau de la famille, des communautés fongiques sur les échantillons d'objets en bois provenant du Musée égyptien du Caire (EMC). Chaque colonne représente un échantillon ; les colonnes sont regroupées et codées par couleur en fonction des espèces fongiques et de leur pourcentage d'abondance.

L'analyse au niveau taxonomique des familles a révélé des assemblages caractéristiques de chaque musée et de chaque type de zone **(Figure 101)**. **À l'ARM**, les Polyplicariidae dominaient très largement, représentant 54,8 % des séquences, suivies par les Eurotiomycetes (18,6 %, champignons), les Exobasidiomycetes (12,4 %, champignons) et les Saccharomycetales (4,7 %, levures). **Au LMP**, le profil était également dominé par les Polyplicariidae (48,2 %), suivis par les Exobasidiomycetes (17,2 %), les Eurotiomycetes (15,1 %) et les Saccharomycetales (6,0 %). **Au CCL,** les Polyplicariidae étaient encore plus largement majoritaires, représentant 57,4 % des séquences, suivis par les Eurotiomycetes (14,8 %), les Exobasidiomycetes (11,6 %) et les Limnofilidae (2,8 %). Les Saccharomycetales, présentes à l'ARM et au LMP, n'atteignaient que 2,1 % au CCL. **À l'EMC**, le profil était radicalement différent : les Eurotiomycetes devenaient très largement prédominants, représentant 63,5 % des séquences, suivis par les Polyplicariidae (12,3 %), les Agaricomycetes (6,8 %), les Acanthamoebidae (4,9 %) et les Dothideomycetes (4,8 %).

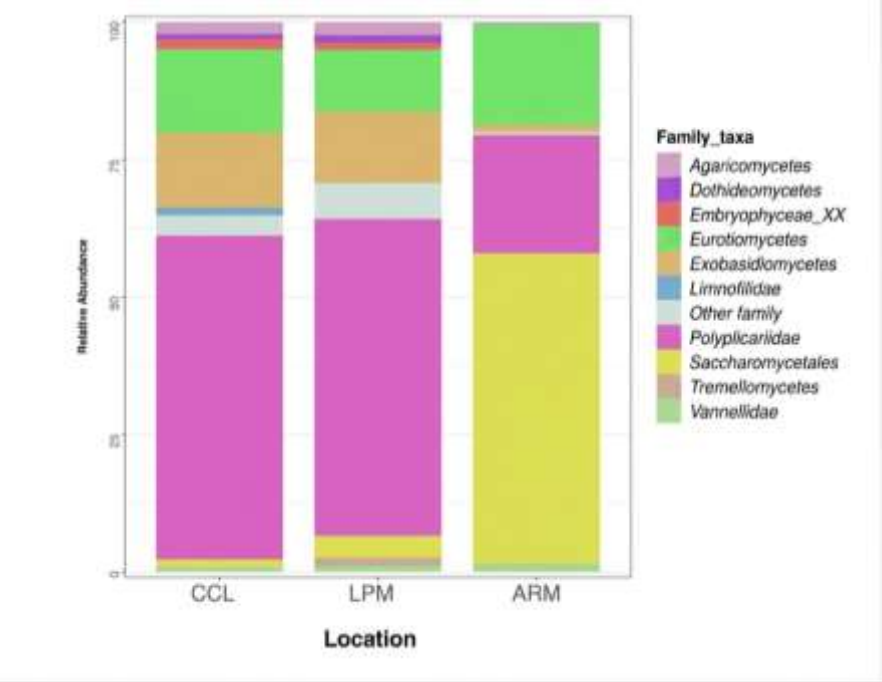


Figure 100— Abondance relative des communautés eucaryotes au niveau de la famille dans trois environnements muséaux français (ARM, LMP, CCL). Les diagrammes à barres empilées représentent la composition proportionnelle des 30 familles d'eucaryotes les plus abondantes, détectées par séquençage du gène de l'ARNr 18S sur les surfaces d'objets en bois. Les profils des communautés sont regroupés par site muséal.

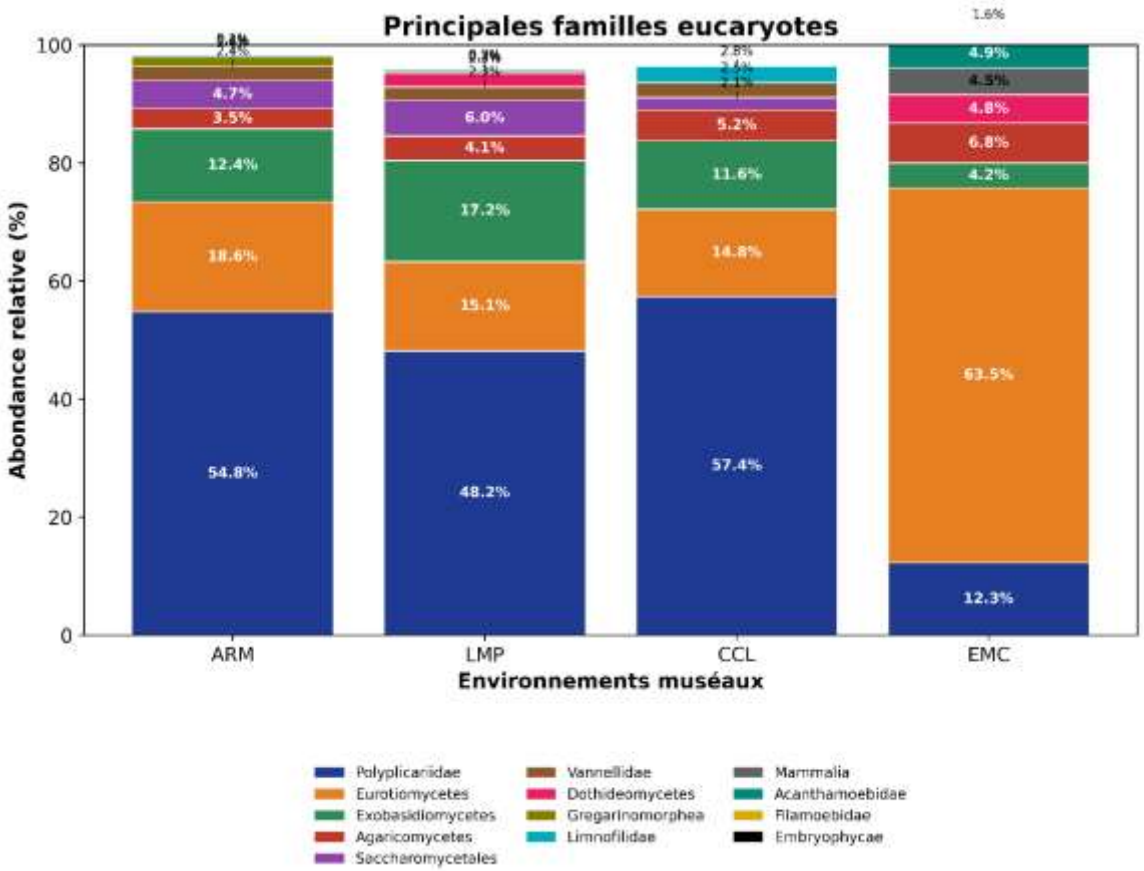


Figure 101- Comparaison de l'abondance relative (%) des principales familles eucaryotes identifiées par métabarcoding 18S rRNA dans les quatre environnements muséaux étudiés. Les barres empilées illustrent la structure des communautés eucaryotes associées aux objets en bois anciens. **Polyplicariidae** domine dans les environnements **ARM**, **LMP** et **CCL**, tandis que **Eurotiomycetes** est largement prédominant dans l'environnement **EMC**, reflétant des différences marquées dans la composition des communautés microbiennes selon les conditions de conservation.

La distinction entre zones MUZ, MDZ et BRZ était également très nette au niveau des familles **(Figures 98 et 99).** Dans les zones non dégradées (MUZ), les Saccharomycetales dominaient avec 49,5 % des séquences, suivies par les Limnofilidae (22 %) et les Polyplicariidae (14 %). Dans les zones dégradées (MDZ), les Polyplicariidae prenaient le dessus (44 %), accompagnés de proportions plus élevées de Mammalia (14 %) et d'Exobasidiomycetes (8 %).

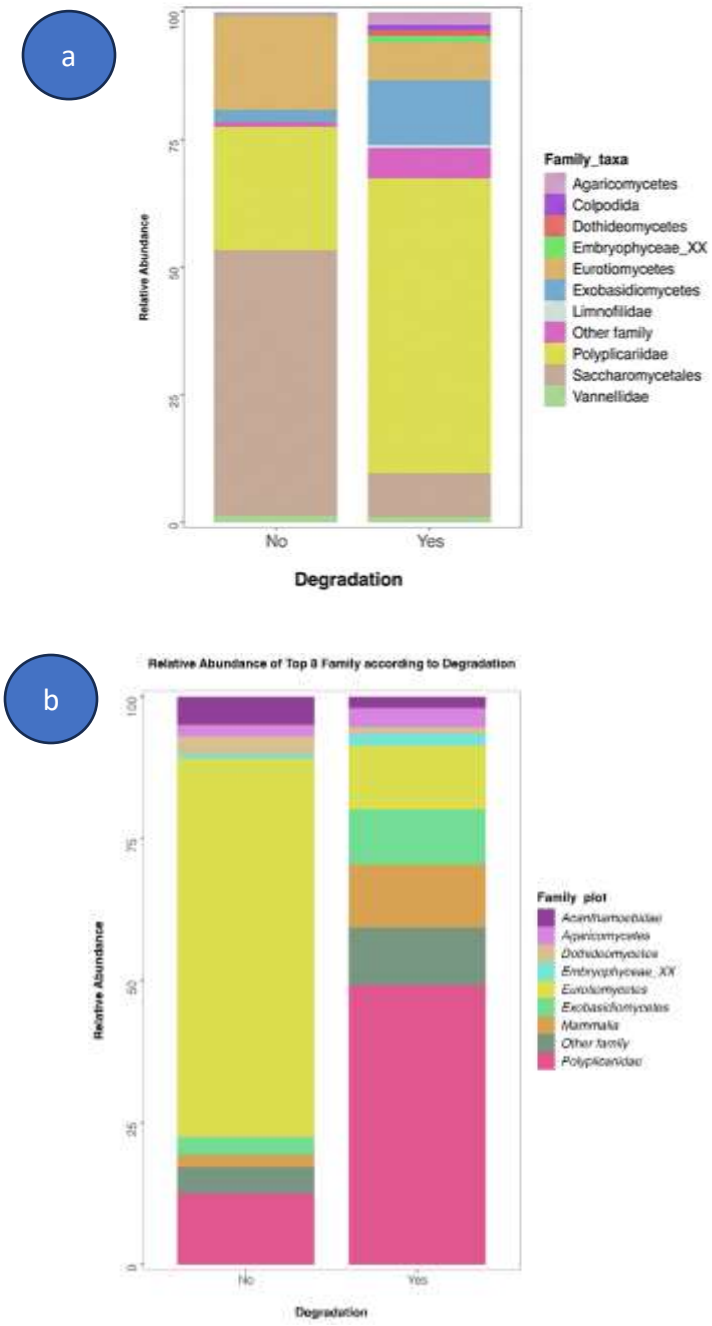


Figure 102— Abondance relative des communautés eucaryotes au niveau de la famille dans les quatre environnements muséaux. Les diagrammes à barres empilées illustrent la composition proportionnelle des 30 familles d'eucaryotes les plus abondantes, détectées par séquençage du gène de l'ARNr 18S sur les surfaces des objets en bois. Les profils des communautés sont regroupés selon l'état de dégradation des surfaces en bois (dégradé macroscopiquement / non dégradé). Le panneau (a) correspond aux objets en bois des trois environnements muséaux français (ARM, LMP et CCL). Le panneau (b) correspond aux objets en bois du Musée égyptien du Caire (EMC).

Les zones couvertes de résine noire (BRZ) présentaient un profil distinct, dominé par les Polyplicariidae (43 %) mais avec une proportion inhabituellement élevée d'Ochromonadaceae (20 %), des algues ou protozoaires flagellés (Figure 93).

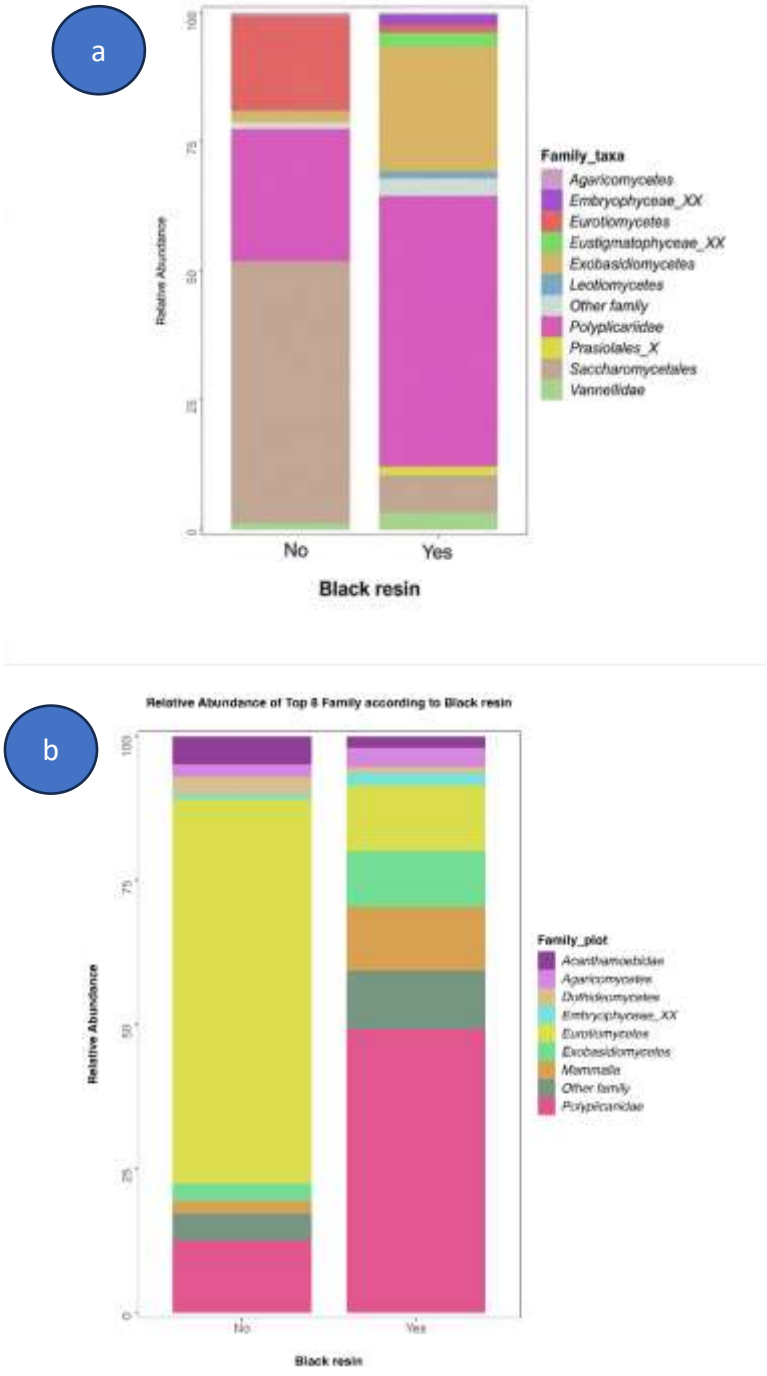


Figure 103 — Abondance relative des communautés eucaryotes au niveau de la famille dans les quatre environnements muséaux. Les diagrammes à barres empilées montrent la composition proportionnelle des 30 familles d'eucaryotes les plus abondantes, détectées par séquençage du

gène de l'ARNr 18S sur les surfaces des objets en bois. Les profils des communautés sont regroupés selon la présence de résine noire sur la surface boisée. Le panneau (a) correspond aux objets en bois des trois environnements muséaux français (ARM, LMP et CCL). Le panneau (b) correspond aux objets en bois du Musée égyptien du Caire (EMC).

3.2.2.2.3 Profils d'abondance au niveau des espèces fongiques

L'analyse au niveau des espèces a permis d'identifier les principaux taxons eucaryotes détectés sur les objets des quatre musées **(Tableau 12)**. **Les Figures 104 à 109** illustrent ces profils d'abondance.

À l'ARM, *Polyplicarium cirtusae* domine largement les profils, représentant en moyenne 56,8 % des séquences eucaryotes **(Figure 107).** Cette dominance est observée sur la majorité des objets et des zones, notamment sur le cercueil CO.00871 (MUZ) avec 45 %, sur le cercueil CO.00871 (MDZ) avec 74 %, et sur l'ouchebti CO.2389 (MDZ) avec 58 %. Elle est suivie par *Malassezia* sp. (11,1 %) et par l'Eurotiomycète *Eupenicillium crustaceum* (10,9 %). Sur certaines zones non dégradées (MUZ), comme pour le socle CO.6554 (MUZ), *Candida athensensis* devient très largement dominante (100 %), tandis que sur l'ouchebti CO.2349 (MUZ), c'est *Eupenicillium crustaceum* qui domine (99 %).

Au LMP, *Polyplicarium cirtusae* reste l'espèce dominante, représentant 48,7 % des séquences **(Figure 107)**, suivie par *Malassezia* sp. (12,6 %) et *Eupenicillium crustaceum* (11,1 %). Cette dominance est observée sur la majorité des objets et des zones, notamment sur le cercueil de Padiouf N2579 (MUZ) avec 47 %, sur le cercueil de Tamoutnefret N2571 (MDZ) avec 68 %, et sur le cercueil du Roi Antef E3020 (MUZ) avec 81 %. Dans certaines zones, comme sur le cercueil de Padiimenipet E13016 (MUZ), *Eupenicillium crustaceum* devient dominant (36 %), tandis que *Candida athensensis* domine sur la zone BRZ du cercueil de Padiouf N2579 (57 %).

Au CCL, *Polyplicarium cirtusae* est le taxon prédominant, représentant 54,5 % des séquences **(Figure 107)**, suivi par *Malassezia* sp. (13,1 %) et *Eupenicillium crustaceum* (10,4 %). Cette dominance est observée sur l'ensemble des objets, avec des abondances particulièrement élevées sur le serviteur funéraire 2 E11598 (MUZ) avec 77 %, sur le serviteur funéraire 1 E11597 (MUZ) avec 72 %, et sur le cercueil d'Iâhmes E18842 (MUZ) avec 64 %. *Candida athensensis*, présente à l'ARM et au LMP, n'atteint que des proportions mineures au CCL.

À l'EMC, le profil est radicalement différent : la communauté est dominée par un Eurotiomycète non classé (22,8 %), suivi de *Petromyces alliaceus* (19,0 %) et de *Polyplicarium cirtusae* (11,2 %) **(Figure 107)**. *Petromyces alliaceus* (anamorphe : *Aspergillus alliaceus*) est particulièrement dominant dans les zones dégradées (MDZ), avec 63 % sur le couvercle romain TR 26.12.24.1 (MDZ) et 65 % sur le cercueil Assiout JE 39068 (MDZ) **(Figure 105)**. L'Eurotiomycète non classé domine très fortement certains échantillons, notamment sur le cercueil Assiout JE 39068 (MUZ) avec 70 %, et sur le cercueil avec momie TR 17.10.17.3 (MUZ) avec 97 % et (MDZ) avec 78 %.

Distinction par type de zone : Dans les zones non dégradées (MUZ), les profils sont variables selon les musées : à l'ARM, on observe une dominance de *Candida athensensis* ou d'*Eupenicillium crustaceum* sur certains objets, tandis qu'aux LMP et CCL, *Polyplicarium cirtusae* domine largement. Dans les zones dégradées (MDZ), *Polyplicarium cirtusae* prend le dessus dans les musées français, tandis qu'à l'EMC, *Petromyces alliaceus* et l'Eurotiomycète non classé sont prédominants. On observe qu'une seule espèce par phylum ou par famille est généralement dominante, plutôt qu'une coexistence de plusieurs espèces au sein d'un même groupe taxonomique.

Détection d'espèces lignivores majeures : La détection d'espèces lignivores majeures sur certains échantillons est à signaler. L'échantillon K-L, prélevé dans une zone dégradée (MDZ) du serviteur funéraire de Qenimen (n° d'inventaire E11597) au CCL, a montré une abondance relative de 18 à 20 % du basidiomycète lignivore *Heliocybe sulcata*, un champignon de pourriture cubique **(Figure 104, flèche rouge).** Par ailleurs, l'échantillon D, prélevé dans une zone dégradée (MDZ) du cercueil romain JE 44970 à l'EMC, a révélé 14 % de *Peniophora* sp., un autre Basidiomycète lignivore **(Figure 105, flèche rouge).**

Tableau 12 : Abondance relative des principales espèces fongiques (traces ADN résiduelles)

Musée	Objet (N° inventaire)	Échantillon	Zone	Espèce dominante 1 (%)	Espèce dominante 2 (%)	Espèce dominante 3 (%)	Autres espèces notables (%)
Auguste Rodin (ARM)	Cercueil CO.00871	A-R	MUZ	*Polyplicarium cirtusae* (45)	*Eupenicilliu m crustaceum* (28)	*Aspergillus novofumigatus* (9)	*Malassezia* sp. (8)
		C17-R	BRZ	*Polyplicarium cirtusae* (49)	*Malassezia* sp. (36)	*Candida athensensis* (4)	*Eupenicillium crustaceum* (<1)
		E33-R	MDZ	*Polyplicarium cirtusae* (74)	*Eupenicilliu m crustaceum* (5)	*Malassezia* sp. (5)	*Aspergillus novofumigatus* (1)
	Socle CO.6554	G49-R	MUZ	*Candida athensensis* (100)	-	-	*Polyplicarium cirtusae* (<1)
		H57-R	MDZ	*Polyplicarium cirtusae* (78)	*Malassezia* sp. (11)	*Candida athensensis* (7)	*Eupenicillium crustaceum* (3)
	Ouchebti CO.2349	I65-R	MUZ	*Eupenicillium crustaceum* (99)	*Polyplicariu m cirtusae* (<1)	*Malassezia* sp. (<1)	*Candida athensensis* (< 1)
		J73-R	MDZ	*Polyplicarium cirtusae* (82)	*Eupenicilliu m crustaceum* (10)	*Malassezia* sp. (<1)	-
	Ouchebti CO.2389	K81-R	MUZ	*Polyplicarium cirtusae* (57)	*Enterocystis dorypterygis* (16)	*Malassezia* sp. (8)	*Candida athensensis* (< 1)
		L89-R	MDZ	*Polyplicarium cirtusae* (58)	*Malassezia* sp. (13)	*Eupenicillium crustaceum* (4)	*Limnofila longa* (2)

Louvre Paris (LMP)	Padiimenipet (E13016)	A1-P	MUZ	*Eupenicillium crustaceum* (36)	*Polyplicarium cirtusae* (10)	*Malassezia* sp. (6)	*Candida athensensis* (<1)
		B9-P	MDZ	*Polyplicarium cirtusae* (61)	*Malassezia* sp. (19)	*Eupenicillium crustaceum* (2)	*Candida athensensis* (1)
	Padiouf (N2579)	C17-P	MUZ	*Polyplicarium cirtusae* (47)	*Malassezia* sp. (33)	*Eupenicillium crustaceum* (2)	*Candida athensensis* (<1)
		D25-P	BRZ	*Candida athensensis* (57)	*Polyplicarium cirtusae* (23)	*Malassezia* sp. (4)	*Enterocystis dorypterygis* (<1)
		E33-P	MDZ	*Polyplicarium cirtusae* (55)	*Malassezia* sp. (16)	*Candida athensensis* (9)	*Eupenicillium crustaceum* (<1)
	Tamoutnefret (N2571)	M97-P	MUZ	*Eupenicillium crustaceum* (56)	*Polyplicarium cirtusae* (23)	*Malassezia* sp. (9)	*Candida athensensis* (8)
		N105-P	BRZ	*Polyplicarium cirtusae* (40)	*Sclerotinia trifoliorum* (20)	*Eupenicillium crustaceum* (9)	*Malassezia* sp. (9)
		O113-P	MDZ	*Polyplicarium cirtusae* (68)	*Malassezia* sp. (4)	*Eupenicillium crustaceum* (1)	*Candida athensensis* (<1)
	Roi Antef (E3020)	J73-P	MUZ	*Polyplicarium cirtusae* (81)	*Malassezia* sp. (12)	*Enterocystis dorypterygis* (3)	*Eupenicillium crustaceum* (<1)
		K81-P	BRZ	*Polyplicarium cirtusae* (76)	*Malassezia* sp. (8)	*Eupenicillium crustaceum* (<1)	*Heliocybe sulcata* (<1)
		L89-P	MDZ	*Polyplicarium cirtusae* (69)	*Malassezia* sp. (17)	*Eupenicillium crustaceum* (<1)	*Candida athensensis* (<1)
Louvre Lens (CCL)	Iâhmes (E18842)	A1-L	MUZ	*Polyplicarium cirtusae* (64)	*Malassezia* sp. (10)	*Aspergillus novofumigatus* (10)	*Eupenicillium crustaceum* (6)
		B9-L	MDZ	*Polyplicarium cirtusae* (60)	*Eupenicillium crustaceum* (15)	*Malassezia* sp. (14)	*Candida athensensis* (2)
	Ouahparê (E12059A)	C17-L	MUZ	*Polyplicarium cirtusae* (55)	*Malassezia* sp. (17)	*Eupenicillium crustaceum* (7)	*Limnofila longa* (5)
		D25-L	MDZ	*Polyplicarium cirtusae* (64)	*Eupenicillium crustaceum* (12)	*Malassezia* sp. (11)	*Aspergillus novofumigatus* (2)
	Mehytousekhet (E7821)	E33-L	MUZ	*Polyplicarium cirtusae* (49)	*Eupenicillium crustaceum* (32)	*Malassezia* sp. (10)	*Aspergillus novofumigatus* (3)
		F41-L	BRZ	*Polyplicarium cirtusae* (40)	*Malassezia* sp. (29)	*Enterocystis dorypterygis* (6)	*Candida athensensis* (5)
		G49-L	MDZ	*Polyplicarium cirtusae* (49)	*Malassezia* sp. (16)	*Eupenicillium crustaceum* (9)	*Limnofila longa* (2)

	Serviteur funéraire 1 (E11597)	J-L	MUZ	*Polyplicarium cirtusae* (72)	*Malassezia* sp. (13)	*Eupenicillium crustaceum* (7)	*Aspergillus novofumigatus* (4)
		K-L	MDZ	*Polyplicarium cirtusae* (47)	*Heliocybe sulcata* (20)	*Eupenicillium crustaceum* (12)	*Malassezia* sp. (6)
	Serviteur funéraire 2 (E11598)	L-L	MUZ	*Polyplicarium cirtusae* (77)	*Malassezia* sp. (9)	*Eupenicillium crustaceum* (6)	*Limnofila longa* (2)
		M-L	MDZ	*Polyplicarium cirtusae* (47)	*Malassezia* sp. (16)	*Eupenicillium crustaceum* (11)	*Candida athensensis* (4)
Le musée égyptien du Caire (EMC)	TR 26.12.24. 1	A	MUZ	*Polyplicarium cirtusae* (50)	*Eupenicilliu m crustaceum* (10)	*Malassezia* sp. (5)	*Petromyces alliaceus* (2)
		B	MDZ	*Petromyces alliaceus* (63)	*Eupenicilliu m crustaceum* (14)	*Polyplicarium cirtusae* (11)	*Malassezia* sp. (3)
	JE 44970	C	MUZ	*Setosphaeria* sp. (13)	*Filamoeba nolandi* (10)	*Eupenicillium crustaceum* (4)	*Polyplicarium cirtusae* (4)
		D	MDZ	*Polyplicarium cirtusae* (19)	*Peniophora* sp. (14)	*Malassezia* sp. (12)	*Eupenicillium crustaceum* (12)
	JE 39068	E	MUZ	Eurotiomycète non classé (70)	*Petromyces alliaceus* (19)	*Polyplicarium cirtusae* (6)	-
		F	BRZ	*Polyplicarium cirtusae* (48)	*Malassezia* sp. (10)	*Petromyces alliaceus* (3)	-
		G	MDZ	*Petromyces alliaceus* (65)	*Polyplicariu m cirtusae* (12)	*Eupenicillium crustaceum* (6)	*Malassezia* sp. (3)
	TR 17.10.17. 3	H	MUZ	Eurotiomycète non classé (97)	*Polyplicariu m cirtusae* (2)	-	-
		I	MDZ	Eurotiomycète non classé (78)	*Eurotium repens* (12)	*Petromyces alliaceus* (10)	-

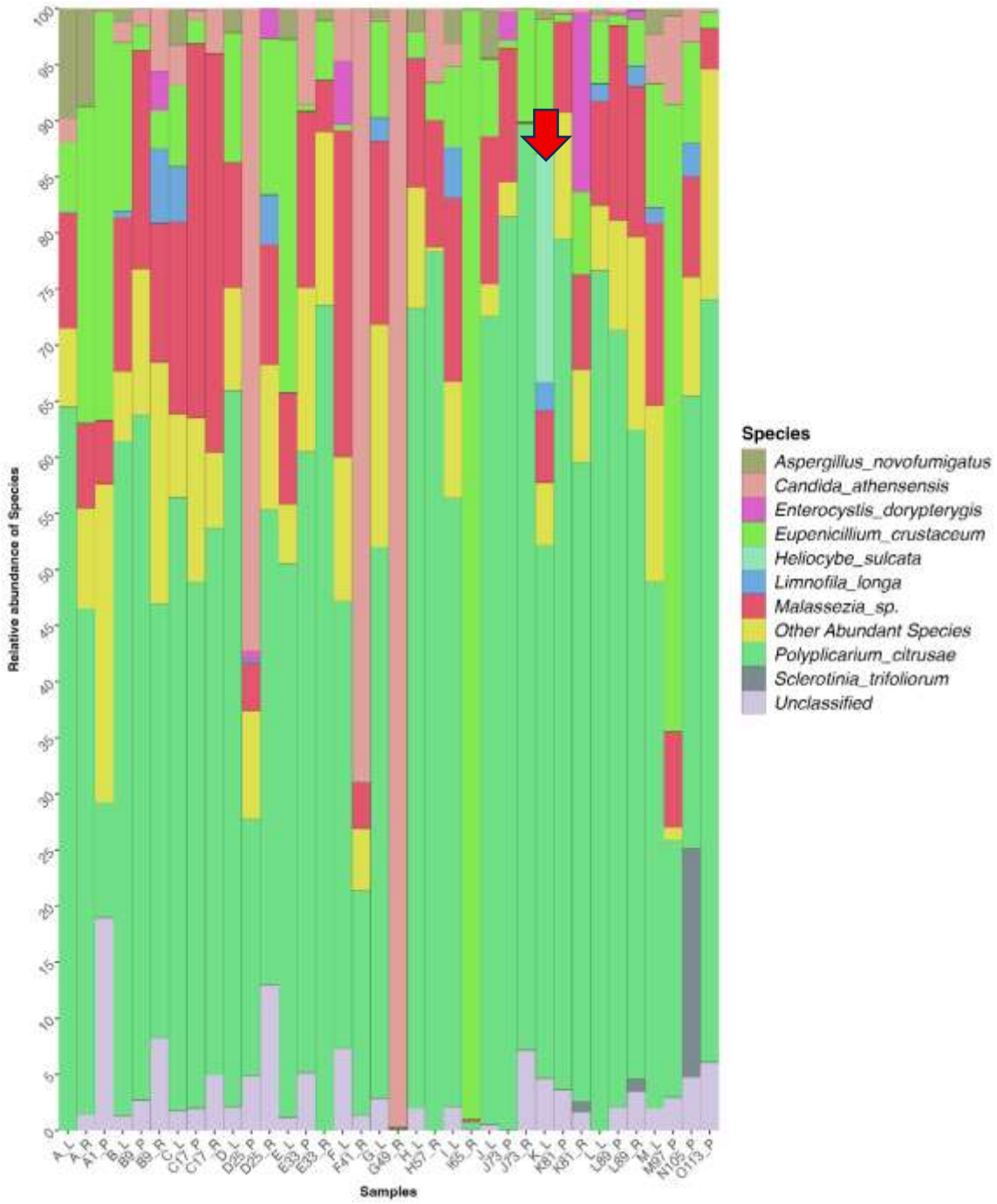


Figure 104— Abondance relative, au niveau de l'espèce, des communautés fongiques sur les échantillons d'objets en bois dans les trois environnements muséaux en France (ARM, LMP, CCL). Chaque colonne représente un échantillon ; les colonnes sont regroupées et codées par couleur en fonction des espèces fongiques et de leur pourcentage d'abondance. La flèche rouge met en évidence l'échantillon K-L (zone macroscopiquement dégradée sur la statue de servante Qenimen, E11597, CCL), où le basidiomycète lignivore de pourriture brune *Heliocybe sulcata* a été détecté avec une abondance relative substantielle (18–20 %).

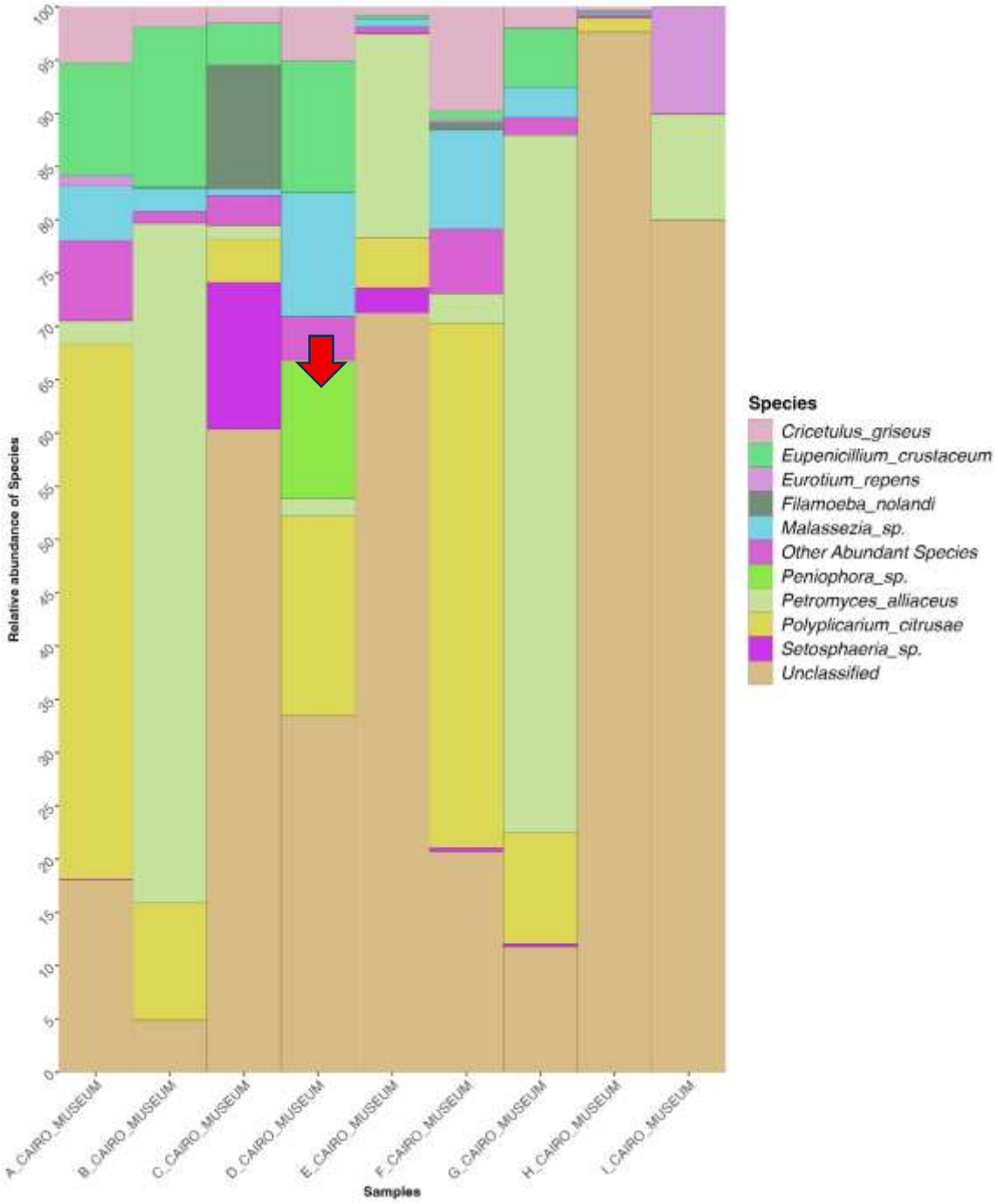


Figure 105— Abondance relative, au niveau de l'espèce, des communautés fongiques sur les échantillons d'objets en bois provenant du Musée égyptien du Caire (EMC). Chaque colonne représente un échantillon ; les colonnes sont regroupées et codées par couleur en fonction des espèces fongiques et de leur pourcentage d'abondance. La flèche rouge met en évidence l'échantillon D (zone macroscopiquement dégradée sur le cercueil d'époque romaine n° JE 44970), où le champignon lignivore *Peniophora* sp. (Basidiomycète lignivore) a été détecté avec une abondance relative substantielle (14 %).

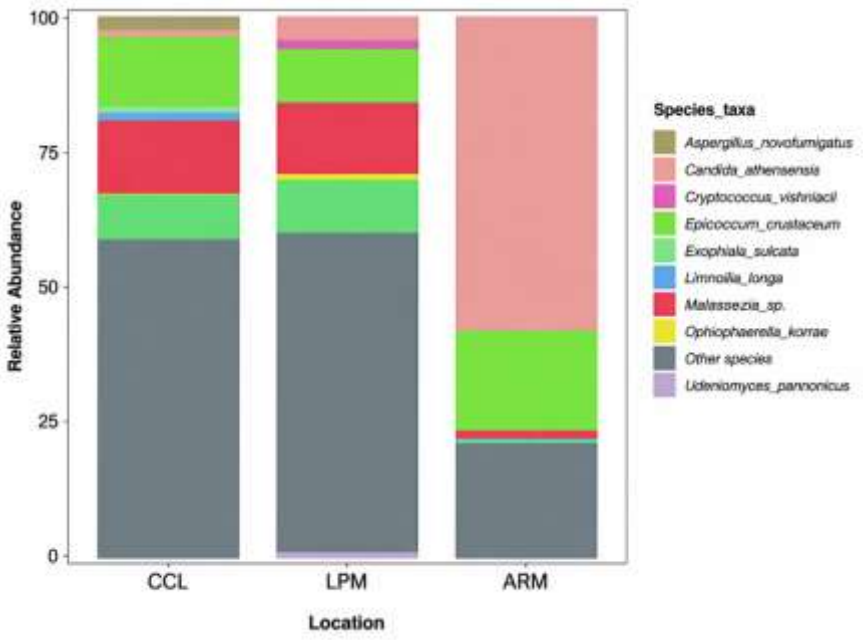


Figure 106 — Abondance relative des communautés eucaryotes au niveau de l'espèce dans les trois environnements muséaux français (ARM, LMP et CCL). Les diagrammes à barres empilées illustrent la composition proportionnelle des espèces eucaryotes dominantes détectées par séquençage du gène de l'ARNr 18S sur les surfaces des objets en bois. Les profils des communautés sont regroupés par site muséal.

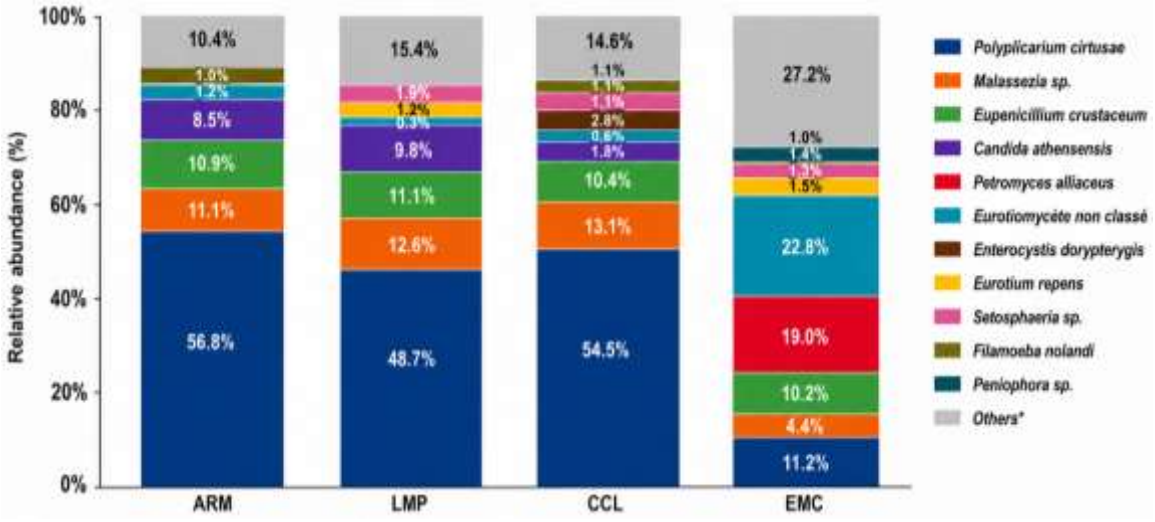


Figure 107 — Abondance relative des taxons eucaryotes détectés (au niveau de l'espèce) dans les quatre environnements muséaux**.** À l'ARM, *Polyplicarium cirtusae* était le taxon prédominant (56,8 %), suivi de *Malassezia* sp. (11,1 %) et d'*Eupenicillium crustaceum* (10,9 %). Au LMP, *Polyplicarium cirtusae* restait le taxon le plus abondant (48,7 %), suivi de *Malassezia* sp. (12,6 %) et d'*Eupenicillium crustaceum* (11,1 %). Au CCL, *Polyplicarium cirtusae* était le taxon prédominant (54,5 %), suivi de *Malassezia* sp. (13,1 %) et d'*Eupenicillium crustaceum* (10,4 %). À

l'EMC, la communauté était dominée par un Eurotiomycète non classé (22,8 %), suivi de *Petromyces alliaceus* (19,0 %) et de *Polyplicarium cirtusae* (11,2 %).



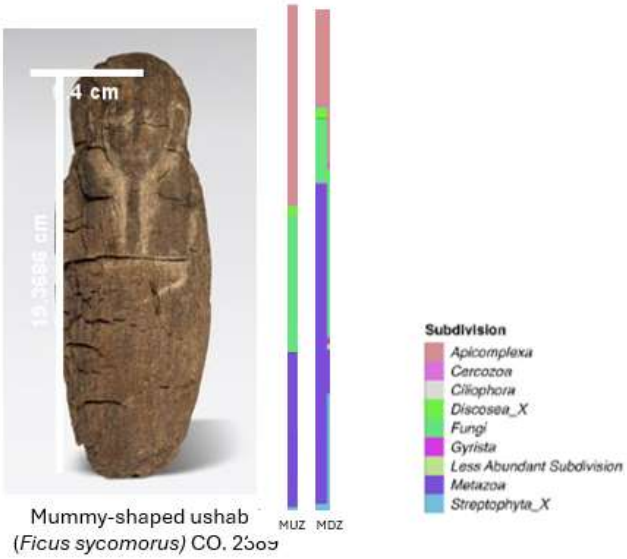
Figure 108— Abondance relative des communautés eucaryotes au niveau de l'espèce dans les quatre environnements muséaux. Les diagrammes à barres empilées montrent la composition proportionnelle des espèces eucaryotes dominantes détectées par séquençage du gène de l'ARNr 18S sur les surfaces des objets en bois. Les profils des communautés sont regroupés selon l'état de dégradation des surfaces en bois. Le panneau (a) correspond aux objets en bois des trois environnements muséaux français (ARM, LMP et CCL). Le panneau (b) correspond aux objets en bois du Musée égyptien du Caire (EMC).



Figure 109 — Abondance relative des communautés eucaryotes au niveau de l'espèce dans les quatre environnements muséaux. Les diagrammes à barres empilées montrent la composition proportionnelle des espèces eucaryotes dominantes détectées par séquençage du gène de l'ARNr 18S sur les surfaces des objets en bois. Les profils des communautés sont regroupés selon la présence de résine noire sur la surface boisée. Le panneau (a) correspond aux objets en bois des trois environnements muséaux français (ARM, LMP et CCL). Le panneau (b) correspond aux objets en bois du Musée égyptien du Caire (EMC).

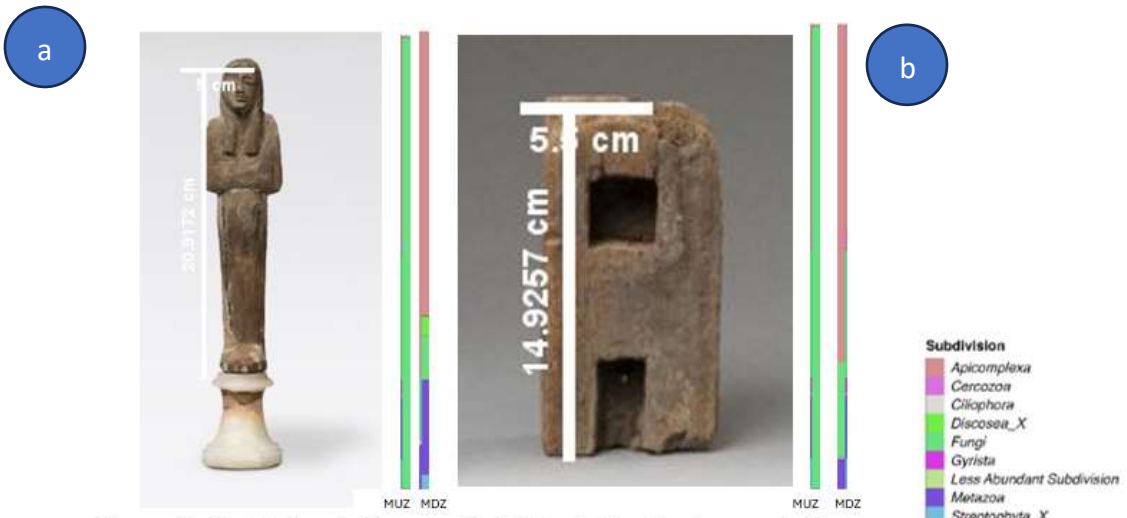
Cas particuliers : L'échantillon L89-R, prélevé dans une zone dégradée (MDZ) de l'ouchebti CO.2389 à l'ARM, a montré 70 % de séquences de Metazoa **(Figure 110)**. Les échantillons I65-R (ouchebti CO.2349, MUZ) et G49-R (socle CO.6554, MUZ) ont montré 100 % de séquences fongiques **(Figure 111).** Ce profil ultradominant fongique, caractérisé par la levure *Candida athensensis* et l'Eurotiomycète *Eupenicillium crustaceum*,

représente l'empreinte la plus pure d'une accumulation de spores latentes sur une surface non altérée. Des abondances élevées de Streptophyta (jusqu'à 32-40 %) ont été observées sur certains échantillons, notamment sur le cercueil de Padiimenipet E13016 (MUZ) au LMP (32 %), et sur plusieurs objets à l'EMC (jusqu'à 40 %).



Mummy-shaped ushab
(*Ficus sycomorus*) CO. 2389

Figure 110 — Abondance relative des phylums eucaryotes (subdivisions) sur les objets en bois du Musée Auguste Rodin, Meudon. Pour l'ouchebti (CO.2389), la zone non dégradée (MUZ) présente une communauté relativement équilibrée composée d'Apicomplexa (40 %), de Fungi (30 %) et de Metazoa (30 %) ; la zone dégradée (MDZ) est fortement dominée par les Metazoa (69 %), les Apicomplexa (16 %) et les Fungi (14 %) constituant des composantes secondaires.



Mummy-like Ouchebti, probably New Kingdom, carved in Tamaris, August Rodin Museum, CO. 2349

Ptah-Sokar-Osiris statue base, probably refers to the Late Period, Sycamore Fig wood, August Rodin Museum, CO. 6554

Figure 111— Abondance relative des phylums eucaryotes (subdivisions) sur les objets en bois du Musée Auguste Rodin, Meudon. La structure des communautés au niveau du phylum est présentée pour l'ouchebti de type momiforme (CO.2349), probablement du Nouvel Empire, sculpté dans du *Tamarix* sp., et pour la base de la statue de Ptah-Sokar-Osiris (CO.6554), probablement de la Basse Époque, en bois de *Ficus sycomorus*. (1) Pour l'ouchebti (CO.2349), la zone macroscopiquement non dégradée (MUZ) est exclusivement dominée par les Fungi (100 %) ; la zone macroscopiquement dégradée (MDZ) est principalement composée d'Apicomplexa (70 %), suivis par les Metazoa (19 %), les Fungi (6 %), les Streptophyta (3 %) et les Discosea (2 %). (2) Pour la base de la statue (CO.6554), la zone macroscopiquement non dégradée (MUZ) montre également une dominance fongique totale (100 %) ; la zone dégradée (MDZ) est dominée par les Apicomplexa (77 %), les Fungi (19 %) et les Metazoa (4 %) constituant des composantes secondaires.

3.2.2.2.4 Indices de diversité et analyses statistiques des données de séquençage

Diversité alpha (Shannon, Chao1, InvSimpson)

Les indices de diversité alpha ont été calculés pour l'ensemble des échantillons afin d'évaluer la richesse et l'équitabilité des séquences eucaryotes résiduelles en fonction de différents facteurs. Globalement, la diversité alpha était faible à modérée sur l'ensemble des objets, ce qui montre que les échantillons sont dominés par un petit nombre de taxons (essentiellement *Candida athensensis*, *Polyplicarium cirtusae*, *Eupenicillium crustaceum* et l'espèce non classée d'Eurotiomycète au Caire). Il n'y a aucune différence significative entre les indices Shannon, Chao1 et InvSimpson calculés pour les différents musées (ARM, LMP, CCL, EMC), ou les différentes zones (dégradé, non dégradé, résine noire) **(Figures 112 et 113).**

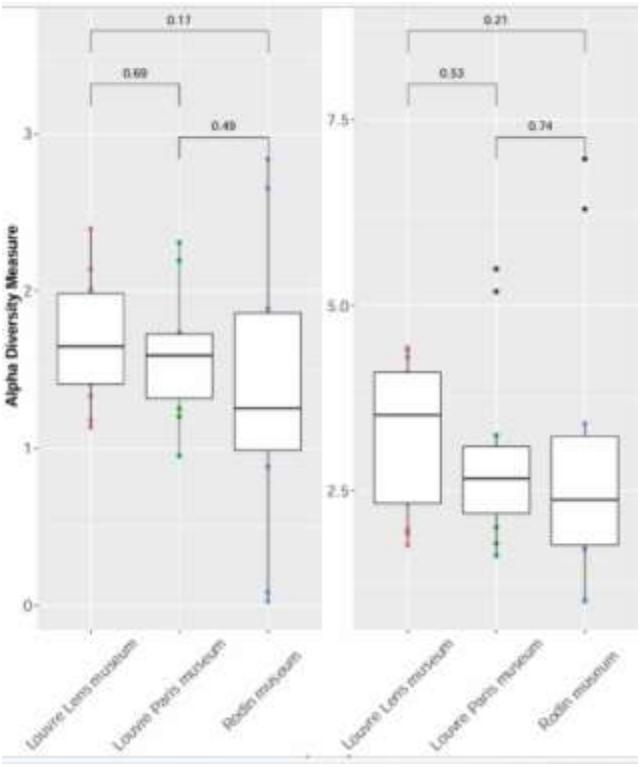
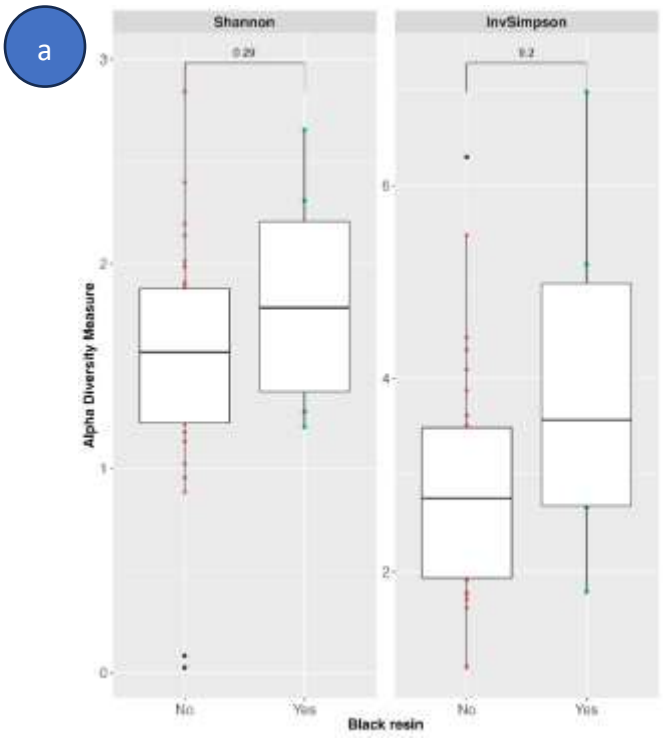


Figure 112 — Diversité alpha des communautés eucaryotes dans trois musées français (ARM, LMP, CCL).



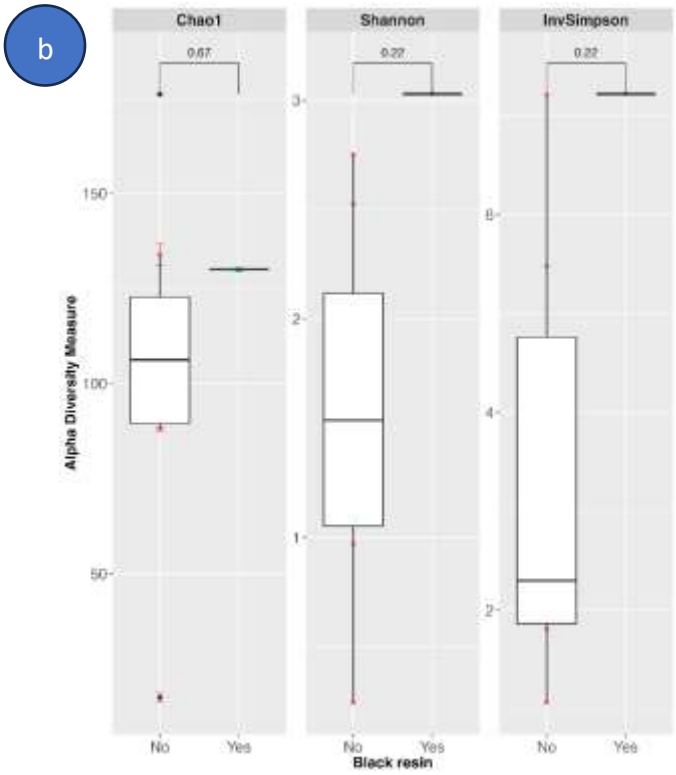


Figure 113— Diversité alpha des communautés eucaryotes dans les zones de résine noire sur les objets en bois. Les diagrammes présentent les indices de diversité alpha (par exemple, l'indice de Shannon) calculés pour les échantillons prélevés sur les surfaces recouvertes de résine noire. **(a)** représente les zones de résine noire sur les objets en bois des trois environnements muséaux français (ARM, LMP et CCL). **(b)** représente les zones de résine noire sur les objets en bois du Musée égyptien du Caire (EMC).

L'analyse en coordonnées principales (PCoA) basée sur la distance de Bray-Curtis a été réalisée pour visualiser la dissimilarité des communautés eucaryotes résiduelles entre échantillons (diversité bêta). Les résultats n'ont pas montré de séparation nette des échantillons selon leur musée d'origine **(Figure 116)**. Quelques échantillons du LMP et du CCL se distinguent, mais une large part des échantillons des trois musées français se chevauche. Le test PERMANOVA indique que le facteur « musée » est significativement associé à la composition des communautés eucaryotes résiduelles ($p = 0,028$, $R^2 = 0,092$), expliquant environ 9 % de la variance totale. En revanche, ni l'état de dégradation ($p = 0,232$) **(Figure 115)** ni la présence de résine noire ($p = 0,1$) **(Figure 114)** ne sont associés à une différence statistiquement significative.

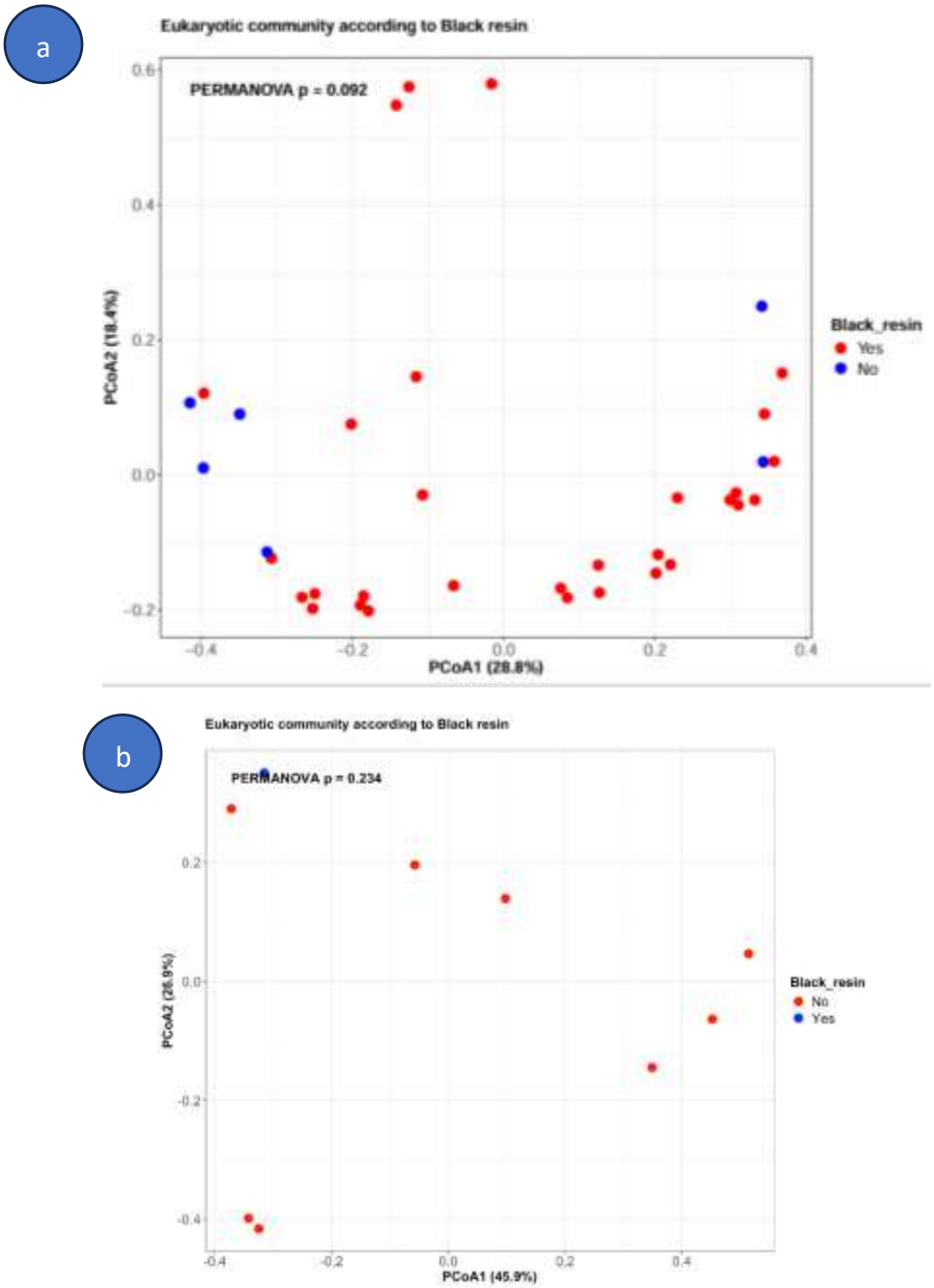


Figure 114— Analyse en coordonnées principales (PCoA) basée sur la distance de Bray-Curtis des communautés eucaryotes dans les zones de résine noire sur les objets en bois des trois musées français (ARM, LMP, CCL) (a) et du Musée égyptien du Caire (EMC) (b).

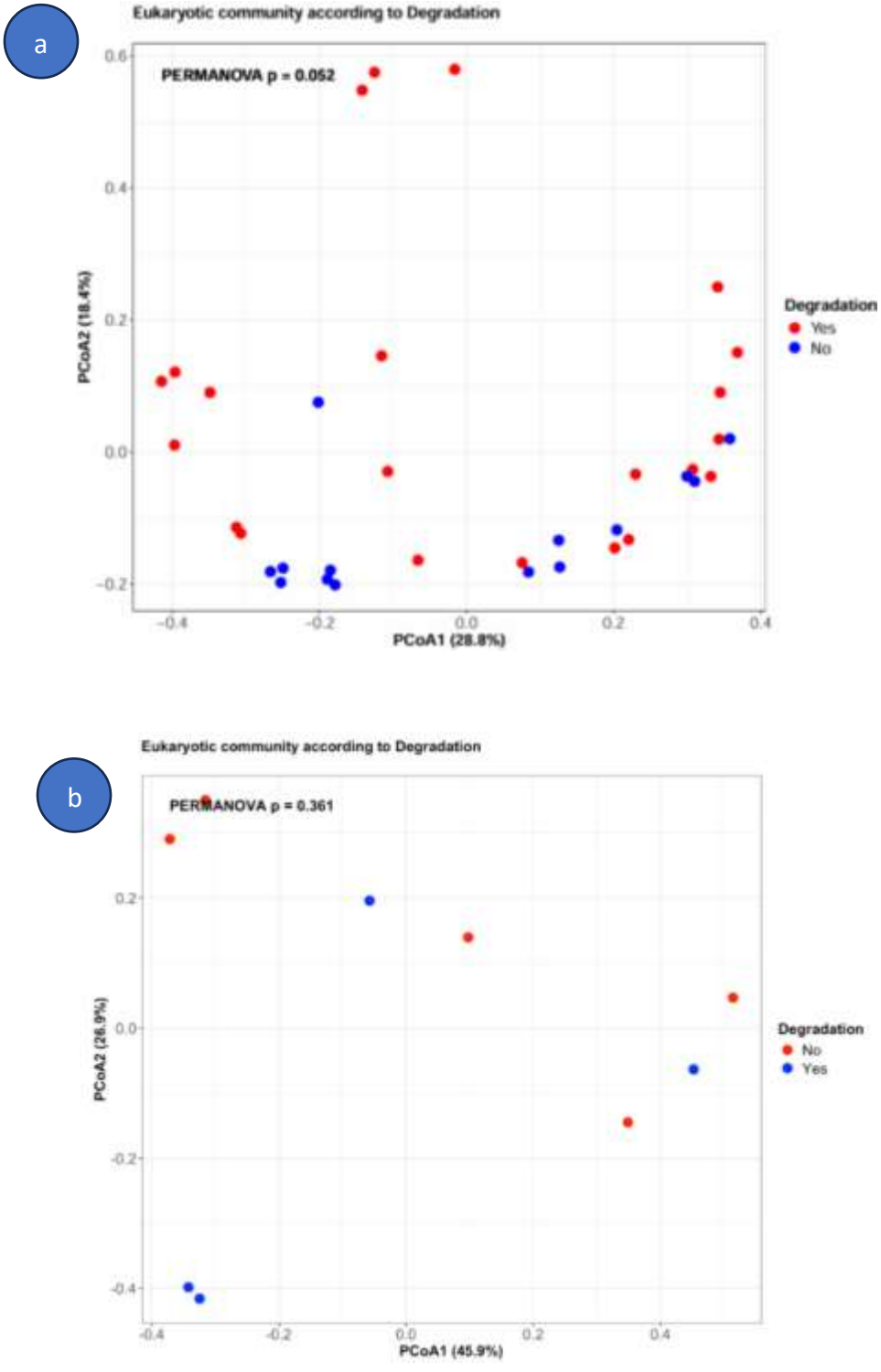


Figure 115 – Analyse en coordonnées principales (PCoA) basée sur la distance de Bray-Curtis des communautés eucaryotes dans les zones dégradées (MDZ) vs zones non dégradées (MUZ) sur les objets en bois. (a) Profil des trois environnements muséaux français (ARM, LMP, CCL). (b) Profil des objets du Musée égyptien du Caire (EMC)

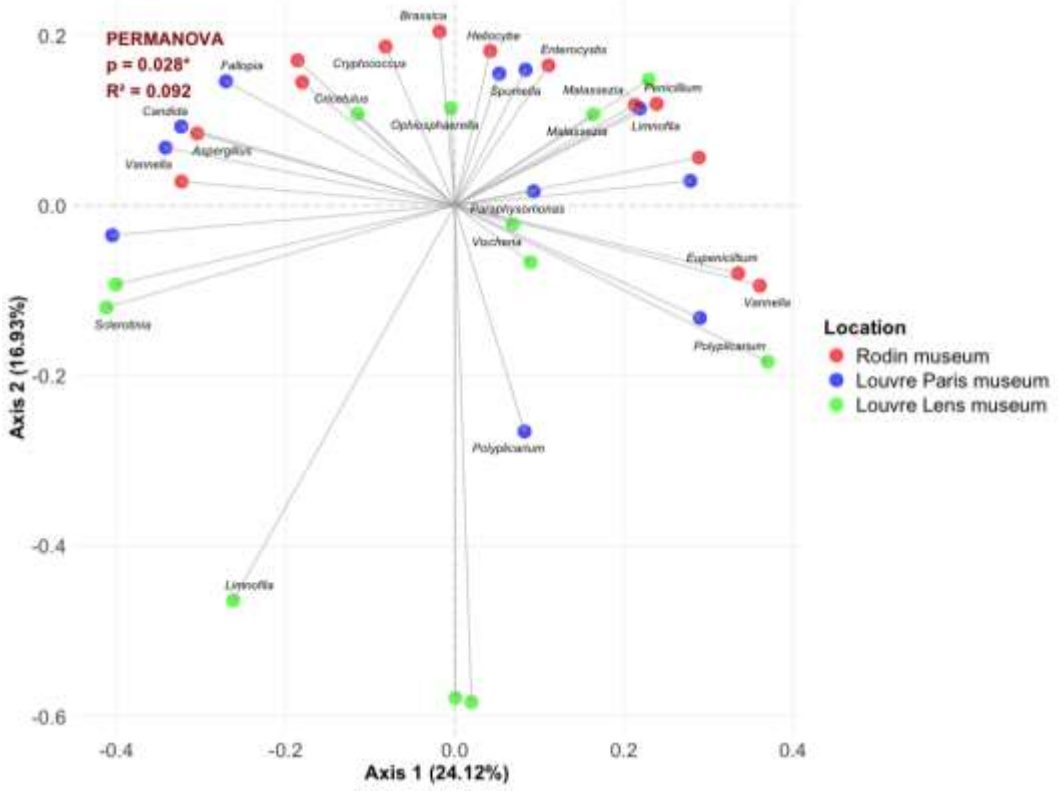


Figure 116 — Analyse de la diversité beta des communautés eucaryotes de la surface des objets provenant des trois musées français étudiés (ARM, LMP, CCL). Le graphe d'analyse en composantes principales basé sur la dissimilarité de Bray-Curtis visualise les différences structurelles globales dans les communautés microeucaryotes. L'ACP a été complété par un test PERMANOVA.

3.2.2.2.5 Réseaux de co-occurrence et analyses de prévalence

L'analyse des réseaux de co-occurrence a permis d'identifier des associations statistiquement significatives entre taxons au sein des échantillons **(Figure 117).** Des co-occurrences positives ont été observées entre *Petromyces alliaceus* (présent à l'EMC) et *Eupenicillium crustaceum*, entre *Heliocybe sulcata* (détecté au CCL) et *Malassezia* sp. ainsi qu'avec *Eupenicillium crustaceum*, et entre l'espèce non classée d'Eurotiomycète dominant à l'EMC avec *Eurotium repens* et *Petromyces alliaceus*. Des corrélations négatives ont été observées entre *Petromyces alliaceus* et l'apicomplexé *Polyplicarium cirtusae*, ainsi qu'entre *Malassezia* sp., *Eupenicillium crustaceum*, *Aspergillus* sp. et l'amibe Acanthamoebidae (espèce non identifiée).

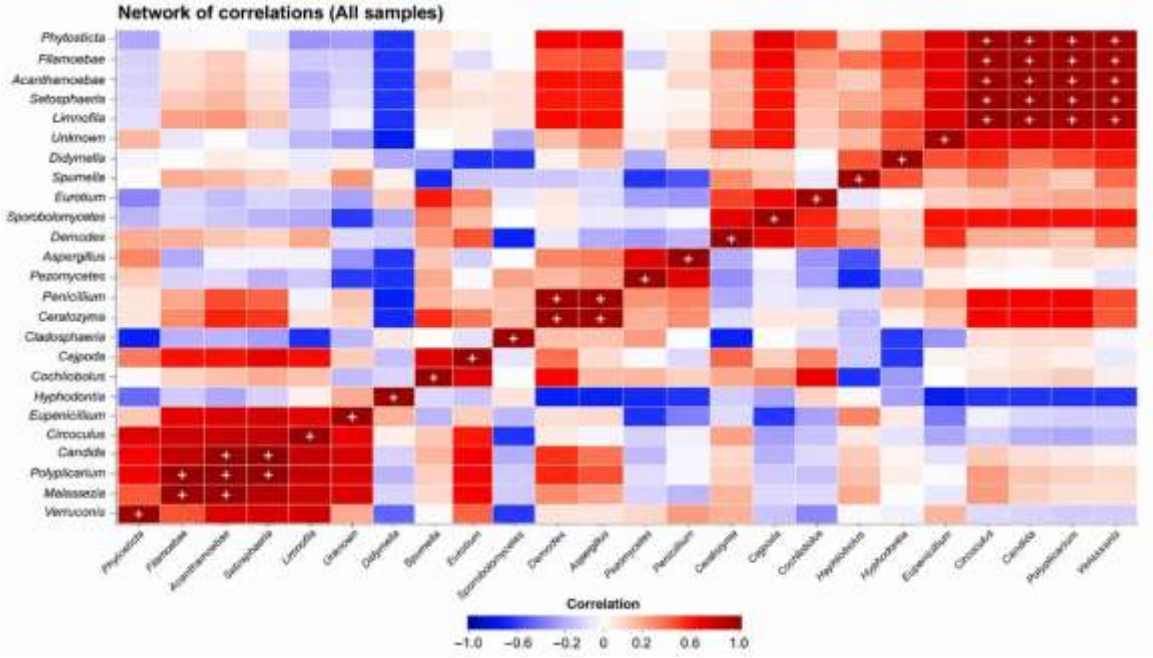


Figure 117 – Réseau de co-occurrence des taxons eucaryotes (EMC). Associations positives (+) : *Petromyces alliaceus* / *Eupenicillium crustaceum*, *Heliocybe sulcata* / *Malassezia* sp., Eurotiomycète non classé / *Eurotium repens*. Corrélations négatives (-) : certains champignons avec *Polyplicarium cirtusae* et amibes (*Acanthamoebidae*).

L'analyse de prévalence (fréquence d'occurrence des taxons à travers l'ensemble des échantillons) a confirmé que les champignons (Fungi) sont le supergroupe le plus largement distribué et le plus abondant, avec une abondance relative moyenne de 70,7 % et un maximum de 99,9 %. Viennent ensuite le groupe TSAR (qui inclut les Apicomplexa, les Cercozoa et les Ciliophora), avec une abondance moyenne de 55,8 % mais une forte variabilité entre les échantillons. Les Metazoa et les Streptophyta sont moins fréquents et moins abondants en moyenne, mais atteignent localement des valeurs élevées (échantillon L89-R : ouchebti CO.2389, zone dégradée MDZ, Musée Rodin).

3.3 Évaluation de l'efficacité antifongique des huiles essentielles

3.3.1 Caractérisation chimique des huiles essentielles par GC-MS

L'analyse par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC-MS) a permis de caractériser la composition chimique des trois huiles essentielles testées : cannelle (*Cinnamomum cassia*), cyprès (*Cupressus sempervirens*) et myrrhe (*Commiphora myrrha*).

L'huile essentielle de cannelle est très majoritairement composée de cinnamaldéhyde (E)- (89,58 %) (**Figure 113**). Les autres composés identifiés incluent le 2-propénal, 3-(2-méthoxyphényl)- (5,37 %), l'acétate de cinnamyle (2,25 %), la coumarine (0,69 %), le copaène (0,40 %), le benzaldéhyde, 2-méthoxy- (0,36 %), le benzaldéhyde (0,35 %), le

2-propénal, 3-phényl- (0,28 %), l'oxyrane, [(2-méthylphénoxy)méthyl]- (0,19 %) et l'alcool phényléthylique (0,18 %).

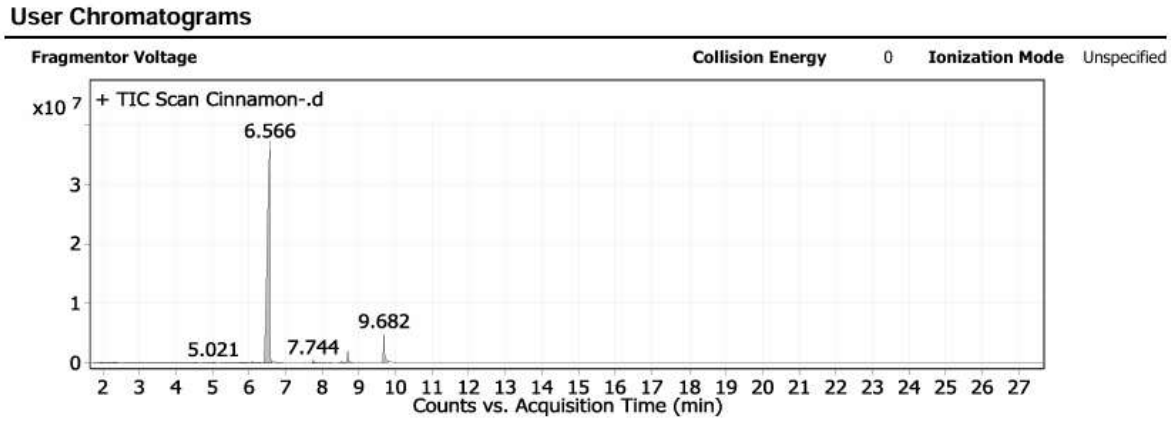


Figure 118– Spectre complet de l'analyse par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC-MS) réalisée sur 200 µL d'huile essentielle de cannelle (AROMA Zone, Paris), utilisée dans le protocole de détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI).

L'huile essentielle de cyprès est dominée par l'α-pinène (54,55 %), suivi du 3-carène (21,78 %), du D-limonène (4,38 %), du β-myrcène (1,78 %), du β-pinène (1,67 %), du terpinène-4-ol (1,43 %), du γ-terpinène (0,80 %), du bicyclo[2.2.1]heptane, 2,2-diméthyl-3-méthylène- (0,51 %), du trans-3-carène-2-ol (0,50 %) et du cyclohexène, 1-méthyl-4-(1-méthyléthylidène)- (0,50 %) (**Figure 114**). L'huile essentielle de cyprès contient majoritairement des monoterpènes (α-pinène, 3-carène, limonène).

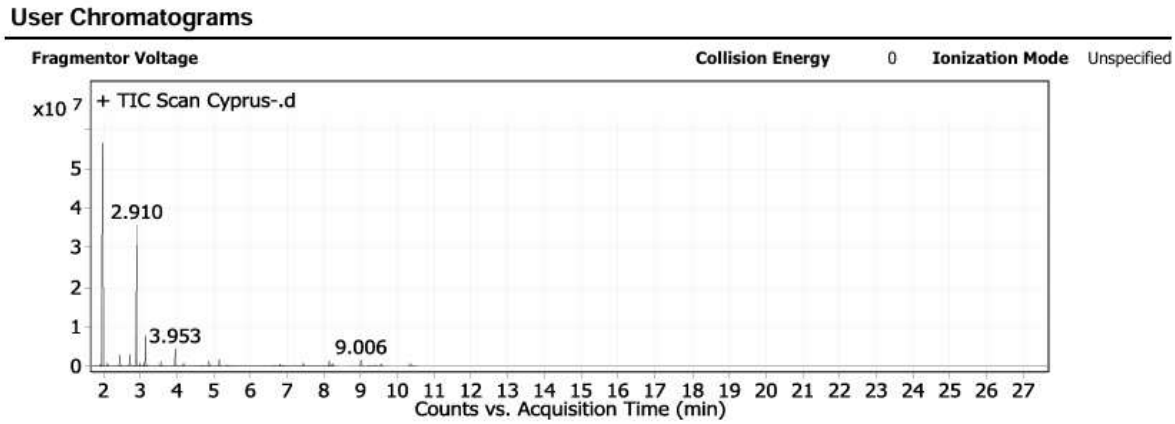


Figure 119 – Spectre complet de l'analyse par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC-MS) effectuée sur 200 µL d'huile essentielle de cyprès (AROMA Zone, Paris), employée dans le cadre du protocole de détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI).

L'huile essentielle de myrrhe présente une composition plus complexe, dominée par le (4aS,8aS)-3,8a-diméthyl-5-méthylène-4,4a,5,6,8a,9-hexahydronaphto[2,3-b]furane (43,60 %), le benzofurane, 6-éthényl-4,5,6,7-tétrahydro-3,6-diméthyl-5-isopropényl-

(30,94 %), le (4aS,8aS)-3,8a-diméthyl-5-méthylène-4,4a,5,6,8a,9-hexahydronaphto[2,3-b]furane (11,52 %) et le (R,5E,9E)-8-méthoxy-3,6,10-triméthyl-4,7,8,11-tétrahydrocyclodéca[b]furane (1,73 %). La myrrhe contient principalement des sesquiterpènes et des composés furaniques.

Tableau 13. Composition chimique des trois huiles essentielles (composés >0,5 %)

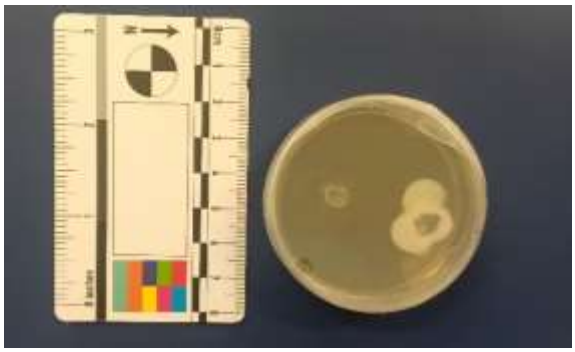
Huile essentielle	Composé majoritaire	Concentration (%)	Autres composés significatifs (concentration %)
Cannelle	Cinnamaldéhyde (*E*)-	89,58	2-Propénal, 3-(2-méthoxyphényl)- (5,37 %), Acétate de cinnamyle (2,25)
Cyprès	α-Pinène	54,55	3-Carène (21,78), D-Limonène (4,38), β-Myrcène (1,78), β-Pinène (1,67)
Myrrhe	(4aS,8aS)-3,8a-Diméthyl-5-méthylène-4,4a,5,6,8a,9-hexahydronaphto[2,3-b]furane	43,60	Benzofurane dérivé (30,94), (4aS,8aS)-3,8a-diméthyl-5-méthylène (11,52)

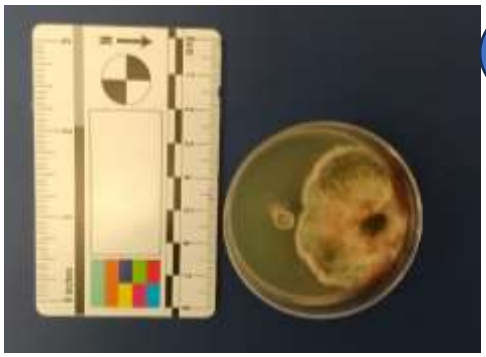
3.3.2 Évaluation du potentiel de conservation préventive par diffusion en phase vapeur

L'évaluation de l'efficacité antifongique des trois huiles essentielles a été réalisée par diffusion en phase vapeur sur trois souches fongiques patrimoniales isolées des collections : *Trichoderma* sp. (LMP), *Paecilomyces* sp. (CCL) et *Neurospora* sp. (EMC). Pour chaque huile essentielle, trois concentrations ont été testées (5 %, 1 % et 0,5 % dans l'éthanol à 10 %), avec trois répétitions indépendantes et trois temps d'incubation (J3, J7, J15). Les résultats sont exprimés en pourcentage d'inhibition moyen ± écart-type par rapport aux témoins (éthanol à 10 %). L'ensemble des résultats est présenté dans le Tableau 14.

***Neurospora sp.* (souche EMC) :** L'huile essentielle de cannelle a montré l'effet inhibiteur le plus élevé, avec une inhibition moyenne de 68,8 ± 17,9 % à J3 à 5 % (**Figure 115**). L'effet diminue à J15 (40,0 ± 26,3 %). La concentration à 0,5 % a également montré une efficacité modérée (50,8 ± 22,9 % à J3) (**Figure 116**). L'huile de cyprès a produit une inhibition partielle modérée mais stable (ex. 18,8 ± 7,5 % à J15 à 0,5 %). L'huile de myrrhe a montré une faible efficacité (valeurs proches de 0 ou négatives).

a





b

Figure 120 – Variabilité inter-répétitions de l'effet inhibiteur de l'huile essentielle de cannelle (5 %) sur *Neurospora* sp., illustrée par les résultats de la répétition 1 à J3 (a) et J15 (b). L'inhibition moyenne pour les trois répétitions était de 68,8 ± 17,9 % à J3 et de 40,0 ± 26,3 % à J15.

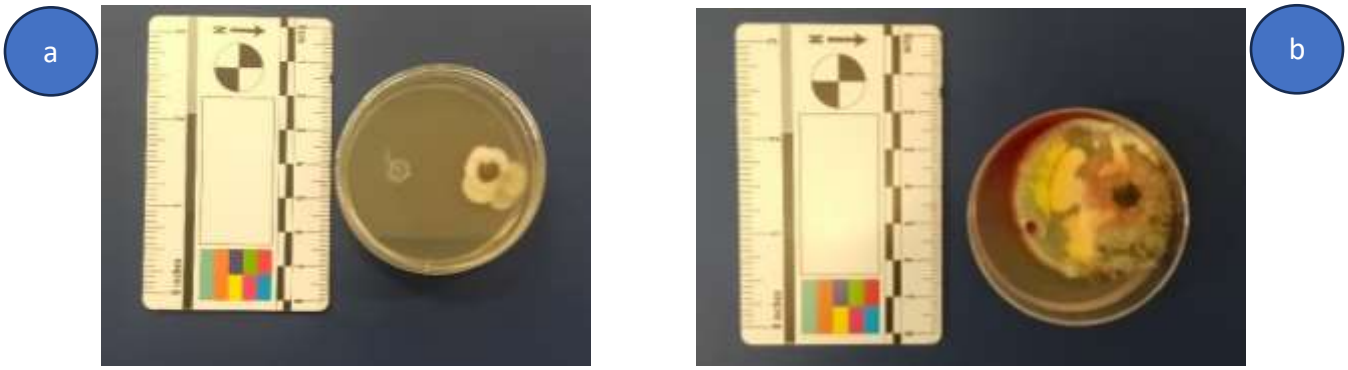


Figure 121 – Inhibition de *Neurospora* sp. par l'huile essentielle de cannelle à 0,5 %, illustrée par les résultats de la répétition 1 à J3 (a) et J15 (b). L'inhibition moyenne pour les trois répétitions était de 50,8 ± 22,9 % à J3 et de 26,3 ± 20,3 % à J15.

Paecilomyces sp. (souche CCL) : L'huile de cannelle à 5 % a montré une inhibition moyenne de 18,7 ± 44,1 % à J3, avec une forte variabilité inter-répétitions (écart-type élevé) **(Figure 117)**. À 0,5 %, l'inhibition moyenne était de 2,8 ± 48,3 % à J3, avec une variabilité illustrée par la stimulation de la croissance observée pour certaines répétitions **(Figure 118)**. Le cyprès à 5 % a produit des effets variables selon les temps d'incubation **(Figure 119)**. La myrrhe à 5 % a montré une efficacité limitée, avec une inhibition moyenne de 22,0 ± 36,5 % à J3 **(Figure 120)**.

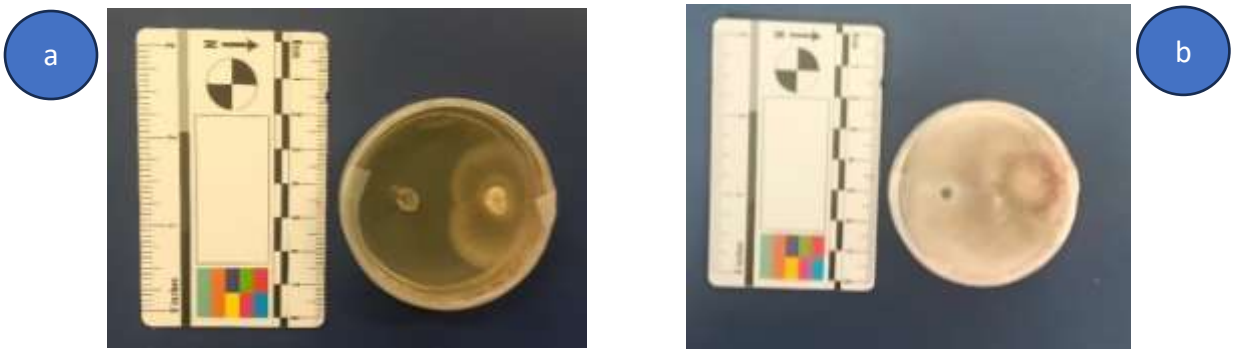




Figure 122 – Inhibition de *Paecilomyces* sp. par l'huile essentielle de cannelle à 5 %, illustrée par les résultats de la répétition 1 à J3 (a, b), J7 (c) et J15 (d, e). L'inhibition moyenne pour les trois répétitions était de 18,7 ± 44,1 % à J3, 2,3 ± 36,1 % à J7 et 7,3 ± 14,8 % à J15.

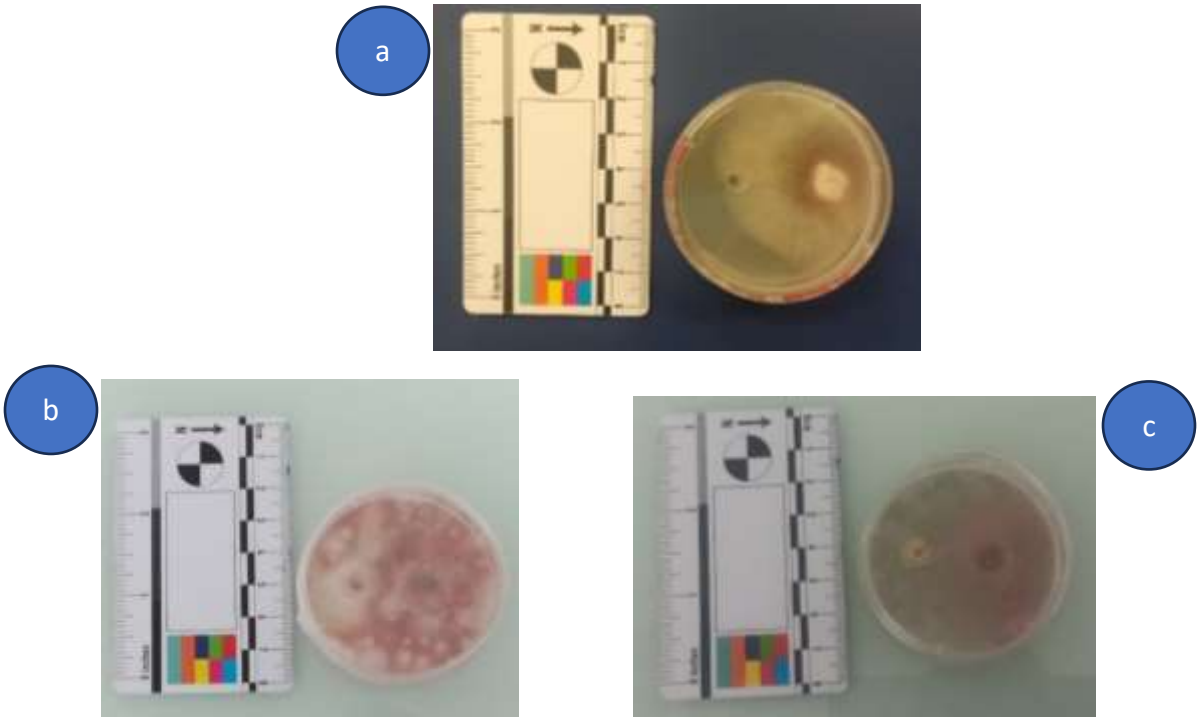


Figure 123– Inhibition de *Paecilomyces* sp. par l'huile essentielle de cannelle à 0,5 %, illustrant la variabilité inter-répétitions. Les photographies montrent une inhibition à J3 pour la répétition 1 (a) et une stimulation de la croissance pour les répétitions 2 (b) et 3 (c). L'inhibition moyenne pour les trois répétitions était de 2,8 ± 48,3 % à J3.

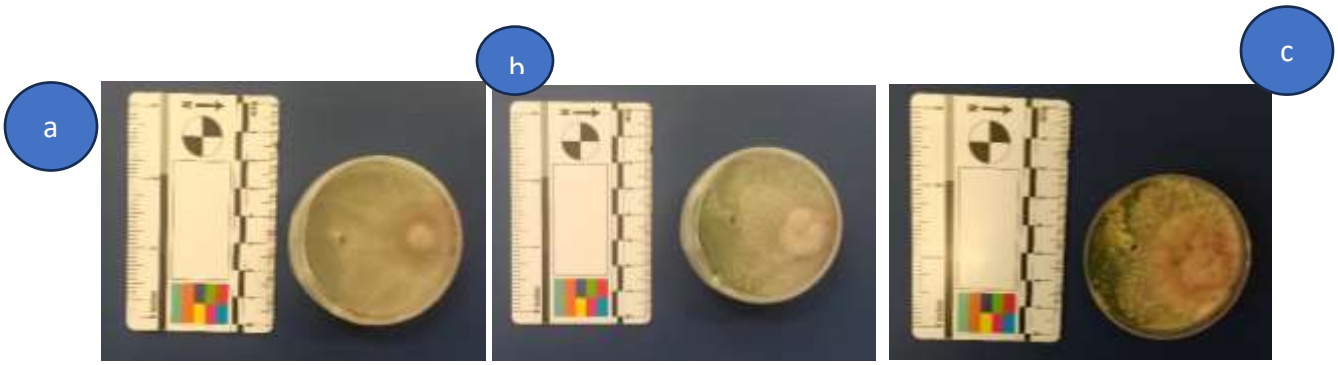
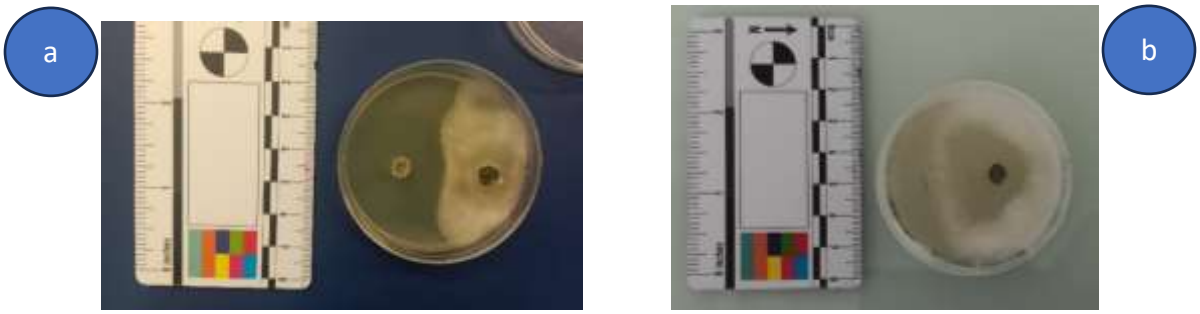


Figure 124 – Effet de l'huile essentielle de cyprès (5 %) sur *Paecilomyces* sp., illustré par les résultats de la répétition 1 à J3 (a), J7 (b) et J15 (c). L'inhibition moyenne pour les trois répétitions était de 9,1 ± 45,6 % à J3, 24,2 ± 14,7 % à J7 et 14,2 ± 18,4 % à J15.



Figure 125 – Effet de l'huile essentielle de myrrhe (5 %) sur *Paecilomyces* sp., illustré par les résultats de la répétition 1 à J3 (a), J7 (b) et J15 (c). L'inhibition moyenne pour les trois répétitions était de 22,0 ± 36,5 % à J3, 25,5 ± 22,0 % à J7 et 12,5 ± 20,6 % à J15.

Trichoderma sp. (souche LMP) : L'huile de cannelle à 5 % a produit une inhibition modérée (moyenne de 28,4 ± 9,3 % à J3) **(Figure 121).** La variabilité inter-répétitions est illustrée par les résultats contrastés obtenus avec la cannelle à 1 % **(Figure 122).** Le cyprès à 5 % a montré une efficacité modérée mais variable selon les temps d'incubation (Figure 123). La myrrhe a montré une efficacité très limitée.



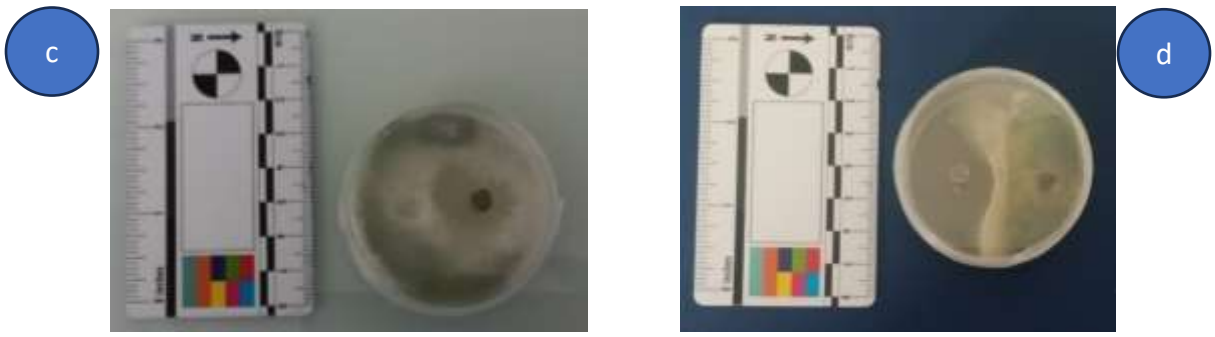


Figure 126 – Inhibition de *Trichoderma* sp. par l'huile essentielle de cannelle (5 %), illustrée par les résultats de différentes répétitions à J3 (a, b) et J7 (c, d). L'inhibition moyenne pour les trois répétitions était de 28,4 ± 9,3 % à J3 et de 30,2 ± 23,8 % à J7.

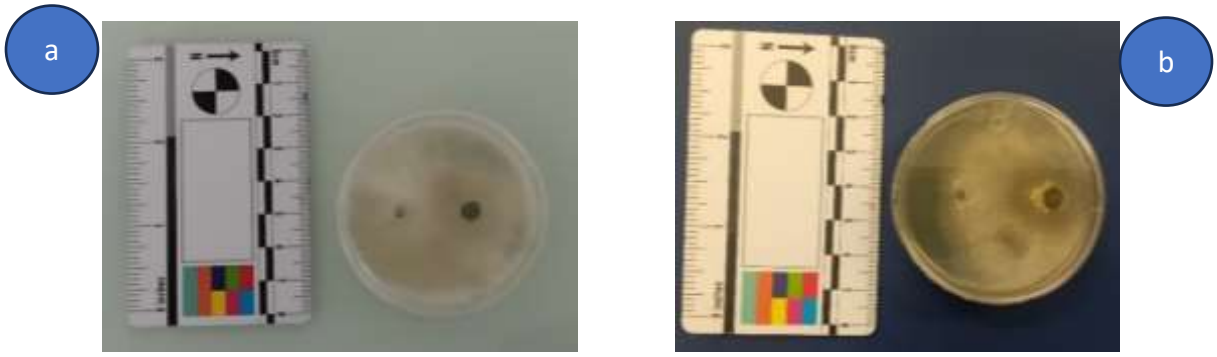
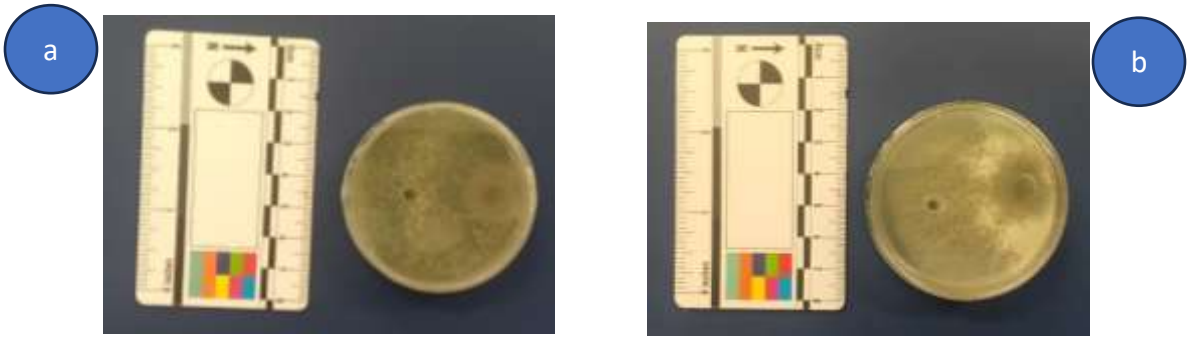


Figure 127 – Variabilité inter-répétitions de l'effet de l'huile essentielle de cannelle (1 %) sur *Trichoderma* sp. à J3. (a) Inhibition (40,7 % en répétition 2) ; (b) stimulation (-23,4 % en répétition 1). L'inhibition moyenne pour les trois répétitions était de 11,8 ± 32,9 % à J3.



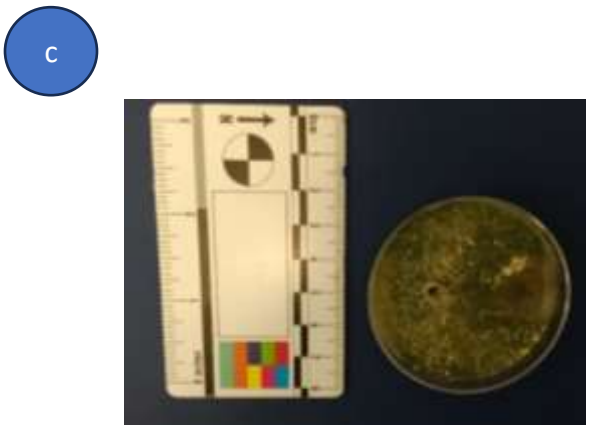


Figure 128 – Effet de l'huile essentielle de cyprès (5 %) sur *Trichoderma* sp., illustré par les résultats de la répétition 1 à J3 (b), J7 (a) et J15 (c). L'inhibition moyenne pour les trois répétitions était de 23,9 ± 18,7 % à J3, 20,9 ± 7,7 % à J7 et 17,8 ± 17,1 % à J15.

Les résultats détaillés sont présentés dans le Tableau 14, suivis d'une analyse de la cohérence inter-répétitions basée sur la méthodologie adaptée de Ranaldi et al. (2025), présentée dans le Tableau 15.

Tableau 14 – Diamètres de croissance des témoins (éthanol 10 %) et pourcentages d'inhibition moyens (± écart-type) des trois huiles essentielles sur les trois souches fongiques

Condition	Concentration	Jour	*Neurospora sp.*	*Paecilomyces sp.*	*Trichoderma sp.*
Témoin (éthanol 10 %)	–	J3	50,9 ± 6,6	39,9 ± 4,4	48,3 ± 6,5
		J7	49,5 ± 5,1	46,2 ± 9,7	49,9 ± 7,4
		J15	57,5 ± 2,1	55,5 ± 5,5	64,0 ± 5,2
Cannelle	5 %	J3	68,8 ± 17,9	18,7 ± 44,1	28,4 ± 9,3
		J7	12,5 ± 12,4	2,3 ± 36,1	30,2 ± 23,8
		J15	40,0 ± 26,3	7,3 ± 14,8	14,0 ± 22,2
	1 %	J3	21,5 ± 35,2	22,6 ± 22,6	11,8 ± 32,9
		J7	-35,1 ± 74,4	31,4 ± 29,5	24,7 ± 2,9
		J15	-4,6 ± 19,3	6,6 ± 14,9	12,7 ± 21,5
	0,5 %	J3	50,8 ± 22,9	2,8 ± 48,3	-4,2 ± 32,2
		J7	37,3 ± 22,6	29,5 ± 19,0	32,7 ± 13,8
		J15	26,3 ± 20,3	3,6 ± 35,1	18,4 ± 22,3
Cyprès	5 %	J3	11,6 ± 80,4	9,1 ± 45,6	23,9 ± 18,7
		J7	19,5 ± 16,5	24,2 ± 14,7	20,9 ± 7,7
		J15	2,4 ± 9,8	14,2 ± 18,4	17,8 ± 17,1
	1 %	J3	26,6 ± 3,6	14,9 ± 28,9	21,2 ± 9,3
		J7	-10,5 ± 30,4	6,6 ± 22,1	19,9 ± 16,4
		J15	-2,9 ± 19,5	-1,5 ± 41,5	6,9 ± 15,8
	0,5 %	J3	31,2 ± 25,7	9,2 ± 40,1	-2,5 ± 35,0
		J7	-10,4 ± 34,3	25,7 ± 27,9	19,6 ± 32,0
		J15	18,8 ± 7,5	5,3 ± 30,1	-7,3 ± 20,9
Myrrhe	5 %	J3	31,4 ± 10,1	22,0 ± 36,5	9,8 ± 18,4
		J7	-27,6 ± 65,5	25,5 ± 22,0	15,9 ± 9,8
		J15	-3,7 ± 8,9	12,5 ± 20,6	22,1 ± 11,3
	1 %	J3	-35,8 ± 95,3	11,5 ± 54,2	2,8 ± 8,0

		J7	-0,4 ± 3,5	21,1 ± 24,8	10,9 ± 5,1
		J15	11,0 ± 14,3	2,1 ± 22,7	-3,2 ± 20,3
	0,5 %	J3	2,9 ± 25,0	11,9 ± 18,5	0,2 ± 33,5
		J7	0,6 ± 26,7	24,1 ± 11,5	-5,0 ± 17,6
		J15	10,8 ± 3,5	2,8 ± 21,8	2,8 ± 23,2

Légende : Les valeurs pour le témoin correspondent aux diamètres de croissance moyens (mm) ± écart-type (n = 3 répétitions). Les valeurs pour les huiles essentielles correspondent aux pourcentages d'inhibition moyens ± écart-type (n = 3 répétitions). Les valeurs négatives indiquent une stimulation de la croissance par rapport au témoin.

Pour évaluer la robustesse des résultats, une analyse de cohérence entre les trois répétitions a été réalisée à J15, en suivant la méthodologie semi-quantitative adaptée de Ranaldi et al. (2025). Cette méthode, utilisée pour caractériser la variabilité des tests de diffusion en phase vapeur, classe l'effet de chaque condition selon trois profils : croissance absente (–, inhibition forte ≥50 %), croissance partielle (+/-, inhibition entre 10 et 49 %) et croissance présente (+, absence d'inhibition significative <10 % ou stimulation). Le tableau ci-dessous synthétise cette analyse.

Tableau 15 - Cohérence inter-répétitions (méthodologie + / – / +/-) à J15

Souche	HE – Concentration	Rép 1	Rép 2	Rép 3	Cohérence
Neurospora	Cannelle 5 %	+	–	+	Partielle
Neurospora	Cannelle 0,5 %	–	+	+	Faible
Neurospora	Cyprès 0,5 %	+/-	+/-	+/-	Élevée (toujours +/-)
Neurospora	Myrrhe 5 %	+	+	+	Élevée (toujours +)
Paecilomyces	Cannelle 0,5 %	+	+	–	Nulle (contradiction + vs –)
Paecilomyces	Cyprès 5 %	+	+	+/-	Faible
Paecilomyces	Myrrhe 5 %	+	+	+/-	Faible
Trichoderma	Cannelle 5 %	+	+	+/-	Faible
Trichoderma	Cyprès 5 %	+	+/-	+/-	Faible
Trichoderma	Myrrhe 5 %	+	+/-	+	Partielle

Légende : + = présence de croissance (absence d'inhibition significative, <10 %) ; – = absence de croissance (inhibition forte, ≥50 %) ; +/- = croissance partielle (inhibition entre 10 et 49 %).

L'évaluation de la cohérence inter-répétitions à J15 révèle que seuls quelques profils sont véritablement reproductibles. Une cohérence élevée est observée pour *Neurospora* avec le cyprès à 0,5 % (toujours le profil +/-, indiquant une inhibition partielle stable) et avec la myrrhe à 5 % (toujours le profil +, correspondant à une absence d'inhibition significative). En revanche, des incohérences majeures sont constatées, notamment

pour *Paecilomyces* avec la cannelle à 0,5 %, où l'on passe d'un profil + (croissance présente) en répétitions 1 et 2 à un profil – (absence de croissance) en répétition 3. De même, pour *Trichoderma*, la cannelle et le cyprès à 5 % montrent des profils variants entre + et +/- selon les répétitions.

CHAPITRE 4: DISCUSSION

4.1 Interprétation des états écologiques des surfaces en bois ancien

4.1.1 Le concept d'« empreinte écologique résiduelle » versus « colonisation active »

Les résultats obtenus dans cette thèse illustrent une distinction fondamentale entre deux états écologiques des surfaces de bois ancien. D'une part, une **colonisation active** (observée uniquement sur un objet à l'EMC) caractérisée par la présence de mycélium visible macroscopiquement ou microscopiquement, associée à des altérations physico-chimiques du bois (Anand et Rani, 2024). D'autre part, une **empreinte écologique résiduelle** correspondant à l'accumulation de spores latentes, de fragments d'ADN, de débris d'organismes morts et de particules exogènes (pollen, poussière, fibres), sans signes visibles de croissance fongique (Zeng et Haussmann, 2022 ; Manisi et al., 2023). Cependant, l'absence de signes visibles de colonisation n'implique pas nécessairement l'absence totale d'activité biologique. En l'absence de mesures d'ATP ou de méta-transcriptomique, on ne peut exclure qu'une partie des micro-organismes détectés par culture ou par analyse moléculaire (notamment les levures et autres microeucaryotes) soient viables et métaboliquement actifs sur le bois, sans pour autant produire d'altérations macroscopiques (Li et al., 2021). Cette distinction est essentielle pour l'interprétation des résultats analytiques et pour la prise de décision en conservation préventive.

Plus fondamentalement, il est illusoire de vouloir éliminer toute vie microbienne sur un objet patrimonial. L'objectif de la conservation préventive n'est pas d'atteindre une stérilité absolue, mais de maîtriser les micro-organismes biodétériorateurs – ceux capables de dégrader les polymères du bois (cellulose, hémicellulose, lignine) ou d'altérer la polychromie (Barry, 2003). Les microorganismes sans potentiel biodétériorateur (certaines levures, bactéries non cellulolytiques, microorganismes eucaryotes unicellulaires) ne constituent pas une menace direcrte pour l'intégrité de l'objet et ne justifient pas d'intervention curative (Deak et al., 2001).

L’activité microbienne à la surface des objets n’a pas été analysée ici. Des mesures par ATP-métrie auraient pu être effectuées pour comparer les niveaux d’activité microbienne sur les différents objets (Bruno et al. 2020) mais, compte-tenu des objectifs liés à la microflore de biodégradation du bois, et aux contraintes d’échantillonnage sur des objets à la valeur patrimoniale extraordinaire, seules des inspections macroscopiques visuelles ont été réalisées, à la recherche de traces de développement biologique et/ou de bio-détérioration active et passée de la surface. Sur les dix-huit objets analysés dans cette étude, un seul — le cercueil de l'Époque Tardive conservé en réserve au Musée égyptien du Caire (TR 17.10.17.3) présentait des signes de colonisation active : bois humide au toucher, zones pulvérulentes, présence de taches noires et d'efflorescences blanchâtres. Sur tous les autres objets, y compris ceux du CCL présentant des concentrations

culturales fongiques élevées (jusqu'à 3 760 UFC/cm²), aucun signe de colonisation active n'a été observé. Cette observation rejoint les travaux de Savković et al. (2022) qui, dans une étude sur les moisissures des environnements intérieurs, ont montré que la présence de colonies sur gélose après ensemencement n'est pas corrélée à la présence de mycélium actif sur l'objet. Les auteurs introduisent le concept de « charge sporale » (residual spore germination), qui peut être jusqu'à trois ordres de grandeur supérieure à la biomasse active, en particulier pour les espèces xérophiles dont les spores restent viables pendant des décennies.

Cette persistance des spores dans l'environnement muséal est favorisée par plusieurs facteurs. Les genres *Penicillium*, *Aspergillus* et *Cladosporium*, qui dominent très largement les isolats de l'étude (plus de 80 % des colonies identifiées), produisent des spores de petite taille (2-5 µm pour les conidies d'*Aspergillus*, 2-4 µm pour *Penicillium*) qui restent en suspension dans l'air pendant de longues périodes et se déposent sur toutes les surfaces (Gutarowska et al., 2025 ; Afifi et al., 2023). Leur paroi cellulaire, riche en mélanine et en hydrophobines, leur confère une résistance exceptionnelle aux stress environnementaux (dessiccation, UV, variations thermiques), leur permettant de survivre plusieurs décennies dans un état de quiescence (Gutarowska et al., 2025). Ainsi, un objet peut accumuler des spores pendant des années, voire des décennies, sans jamais développer de colonisation active si les conditions environnementales (en particulier l'activité de l'eau, aw) restent inférieures aux seuils de germination (Bastholm et al., 2024).

Ce phénomène est illustré de manière frappante par les résultats obtenus au Centre de Conservation du Louvre à Lievin (CCL). Les six objets analysés dans cet environnement muséal, transférés depuis les réserves historiques du Louvre où ils avaient séjourné pendant des décennies dans des conditions moins contrôlées, présentent les concentrations fongiques cultivables les plus élevées parmi les musées français (jusqu'à 3 760 UFC/cm² sur le cercueil de Mehytousekhet E7821). Les conditions environnementales actuelles au CCL (T = 19,4°C constante, HR = 51,1% ±5%, air filtré HEPA) sont très défavorables à la germination, avec une aw d'environ 0,51, bien en dessous du seuil minimal de 0,75 requis pour la croissance de la plupart des champignons xérophiles (Bastholm et al., 2024 ; IIC, 2025). Ainsi, les spores sont présentes et viables (comme en témoigne leur croissance sur gélose), mais elles restent latentes. On peut parler d'un « passif biologique » hérité de l'histoire parfois très ancienne de l'objet (Besserer, Rose et Deveau, 2023). Il n'est toutefois pas possible de dater précisément depuis quand ces spores sont présentes à la surface de l'objet. Ce passif ne constitue pas une menace immédiate mais représente un risque potentiel si les conditions environnementales venaient à se dégrader.

Comme le soulignent Sabatini et al. (2018) à propos des œuvres d'art en bois de la région du Montefeltro en Italie, la présence de champignons sur les surfaces (87,7 % de leurs prélèvements) ne signifie pas nécessairement une activité destructrice en cours, car de nombreuses espèces présentes sur les objets ou dans l'environnement peuvent être latentes et ne pas être directement responsables des altérations observées. Dès lors, c'est bien la dégradation des conditions environnementales (humidité, température,

ventilation) qui fait basculer cet état de dormance vers une colonisation active, comme cela s'est probablement produit pour l'objet TR 17.10.17.3 à l'EMC, où les pics d'HR >70 % en réserve ont fourni les conditions nécessaires à la germination du stock sporale accumulé.

Cette interprétation a des implications importantes pour la gestion des collections (« Museums Collections Management »). Un objet présentant une charge sporale élevée mais stocké dans un environnement maîtrisé n'a pas besoin de traitement curatif immédiat (Bastholm, Madsen, Frisvad et Richter, 2022). En revanche, il doit être surveillé plus étroitement qu'un objet « propre », car toute dérive des paramètres climatiques (panne du système CVC, augmentation de l'HR due à un dégât des eaux, etc.) pourrait déclencher une germination massive, transformant le stock de spores latentes en colonisation active en quelques jours. Dans ce contexte, le dépoussiérage régulier constitue une mesure de conservation préventive essentielle, souvent sous-estimée. En éliminant la couche de poussière qui s'accumule à la surface des objets, on supprime à la fois un substrat nutritif (particules organiques, fibres, pollen) et un réservoir de spores (Hameed, El-Gendy et Saeed, 2024). L'utilisation d'aspirateurs équipés de filtres HEPA permet de piéger efficacement les spores sans les remettre en suspension dans l'air (Soleha et al., 2024). Un dépoussiérage méthodique, réalisé à intervalles réguliers (semestriel ou annuel selon les conditions), réduit significativement la quantité de spores présentes à la surface des objets, limitant ainsi l'importance de la germination en cas de dérive climatique ponctuelle (Proietti, Panella, Leccese et Svezia, 2015).

4.1.2 La prépondérance des Ascomycota xérophiles : ubiquité et signification écologique

L'analyse des 138 isolats fongiques cryoconservés (collection ERI 1 à ERI 138 constituée dans le cadre de ces travaux) révèle une dominance très nette des Ascomycota, et plus spécifiquement des genres xérophiles des ordres Eurotiales (*Aspergillus, Penicillium, Paecilomyces*) et Capnodiales (*Cladosporium*). Cette prépondérance est observée dans les quatre environnements muséaux, quelles que soient les conditions environnementales, avec des proportions variant de 70 % à plus de 95 % des colonies identifiées. Cette ubiquité traduit des adaptations écologiques remarquables qui font de ces genres des colonisateurs privilégiés des environnements intérieurs, y compris muséaux (Bastholm, Madsen, Frisvad et Richter, 2022).

Les genres *Aspergillus* et *Penicillium* possèdent plusieurs traits de vie qui expliquent leur succès écologique dans les musées (Blanchette, Held, Chemello et Mardikian, 2025). Premièrement, leur tolérance à la dessiccation est exceptionnelle : certaines espèces (*Aspergillus restrictus, Eurotium repens, Wallemia sebi*) peuvent germer à des aw aussi basses que 0,70-0,75 (Savković et al., 2022). Cette capacité leur permet de coloniser des matériaux relativement secs où la plupart des autres champignons ne peuvent survivre (Gadd, Fomina et Pinzari, 2024). Deuxièmement, leur plasticité métabolique est très large car ils possèdent un arsenal enzymatique très important : ils peuvent ainsi utiliser une grande variété de sources de carbone (cellulose, hémicellulose, amidon, protéines, lipides, cires), ce qui leur permet de se développer sur des substrats aussi divers que le

bois, les textiles, les cuirs, les papiers, les colles et les résines (Sabatini et al., 2018). Troisièmement, leur reproduction par sporulation est rapide et abondante : une colonie d'*Aspergillus niger* peut produire jusqu'à 10^8 conidies en quelques jours, assurant une dissémination efficace dans l'environnement (Brown, 2026).

Cependant, la présence massive de ces genres ne doit pas être interprétée comme un signe de biodétérioration active. En effet, si *Aspergillus* et *Penicillium* sont capables de dégrader les polymères du bois (cellulose, hémicellulose, lignine) dans certaines conditions (Afifi et al., 2023), leur activité lignocellulolytique est faible comparée à celle des champignons spécialisés (basidiomycètes de pourriture blanche ou brune, certains ascomycètes comme *Chaetomium* ou *Neurospora*) (Abdel-Azeem, Blanchette et Held, 2020). La plupart des espèces d'*Aspergillus* et *Penicillium* sont des saprophytes opportunistes qui se nourrissent préférentiellement de composés solubles (sucres, acides organiques) ou de substrats facilement dégradables (gommes, colles, dépôts de poussière) (Isola et al., 2024). Leur capacité à dégrader la cellulose cristalline est limitée et nécessite souvent une activité de l'eau élevée (aw >0,85) et la présence d'enzymes spécifiques (cellobiohydrolases, endoglucanases) qui ne sont produites que dans certaines conditions (Ibrahim et al., 2025).

Cette distinction entre champignons « indicateurs de contamination » (indicateurs de l'exposition à des spores) et champignons « agents de biodétérioration » (responsables d'altérations actives) est fondamentale. Dans notre étude, les genres *Aspergillus* et *Penicillium* sont détectés sur tous les objets, dans toutes les conditions de stockage. Leur présence seule n'est pas associée à un risque immédiat de biodétérioration. En revanche, la détection de genres spécialisés comme *Chaetomium, Neurospora* ou *Heliocybe sulcata* est beaucoup plus préoccupante, car ces champignons possèdent des équipements enzymatiques complets pour la dégradation efficace de la cellulose (*Chaetomium*, *Neurospora*) ou de la lignine (basidiomycètes) (Abdel-Azeem, Blanchette et Held, 2020 ; Abdel-Azeem et al., 2019). Leur présence, même sous forme de spores isolées, justifie une vigilance accrue dans les environnements muséaux.

4.1.3 Interprétation des deux états écologiques des surfaces révélés par le croisement des approches culturales et métagénomiques dans les quatre environnements muséaux

L'analyse métagénomique ciblant la région V9 du gène de l'ARNr 18S a révélé une diversité eucaryote bien plus large que celle détectée par les approches culturales. Cependant, contrairement à une idée répandue, cette diversité accrue ne concerne pas principalement des champignons non cultivables, mais d'autres groupes eucaryotes (Apicomplexa, Metazoa, Streptophyta, Discosea) qui échappent totalement aux méthodes de culture microbiologique standard (Gokul et al., 2013). Le croisement de ces données métagénomiques avec les résultats culturaux (Tableau 6) à travers les quatre musées étudiés (ARM, LMP, CCL, EMC) révèle une dichotomie fondamentale dans la structure des communautés microeucaryotes résiduelles, permettant d'identifier deux états écologiques distincts corrélés à l'état de surface et à l'environnement de conservation : un « état fongique » et un « état Apicomplexa ».

L'« **état fongique** » se caractérise par une dominance des séquences fongiques (Fungi) dans l'empreinte ADN, associée à des concentrations culturales modérées à élevées (UFC/cm²) mais sans colonisation active visible. Cet état est typique des zones macroscopiquement non dégradées (MUZ) des trois musées français (ARM, LMP, CCL), ainsi que de la plupart des objets du Musée égyptien du Caire (EMC). Au niveau taxonomique, il se distingue par une abondance d'ascomycètes xérotolérants : la levure *Candida athensensis* domine très largement les profils de l'ARM (jusqu'à 100 % sur certaines MUZ, comme la zone MUZ du socle de statue CO.6554 et la zone MUZ de l'ouchebti CO.2349). Cette espèce de levure est connue pour être associée aux coléoptères, dont elle constitue un membre du microbiote intestinal ; sa présence à la surface des objets pourrait donc révéler une contamination passée ou présente par des insectes (fèces, cadavres, etc.), plutôt qu'une colonisation fongique active du bois (Suh et Blackwell, 2004). En revanche, *Eupenicillium crustaceum* prédomine au LMP et au CCL. Les approches culturales confirment cette prépondérance, avec des genres comme *Penicillium*, *Aspergillus* et *Cladosporium* représentant plus de 80 % des colonies isolées. Ces champignons pionniers, capables de survivre à faible activité de l'eau (Isola et al., 2024), représentent un stade de dormance ou une croissance primaire limitée, exploitant des nutriments résiduels ou des traces issues d'anciens traitements de restauration (Gadd, Fomina et Pinzari, 2024 ; Gutarowska et al., 2025). L'absence de colonisation active, malgré des charges culturales parfois très élevées (jusqu'à 3 760 UFC/cm² au CCL sur la zone MDZ du cercueil de Mehytousekhet E7821), confirme que cet état correspond très majoritairement à une accumulation de spores latentes et de débris organiques (dont des fèces d'insectes), et non à une activité biologique en cours. À l'EMC, l'état fongique est associé à des charges culturales plus uniformément élevées (jusqu'à 3 000 UFC/cm² sur le cercueil TR 17.10.17.3 en réserve) et, dans ce cas précis, à une colonisation active visible (poudrage, taches, bois humide), soulignant la différence fondamentale entre un stock de spores latentes (CCL) et une germination active (EMC). Les résultats obtenus montrent également qu'*Aspergillus* et *Penicillium* se développent facilement en milieu muséal sans pour autant dégrader le bois. Ils peuvent ainsi constituer un milieu biologique dense (Geweely et al., 2024).

L'« **état Apicomplexa** », en revanche, se caractérise par une dominance marquée des séquences d'Apicomplexa (principalement la famille des Polyplicariidae, espèce *Polyplicarium cirtusae*) dans l'empreinte métagénomique, avec une proportion de Fungi nettement réduite mais qui peut rester importante (souvent inférieure à 35 %). Les approches culturales montrent dans ces mêmes zones des concentrations fongiques faibles à modérées, sans agents lignivores majeurs. Cet état est fortement associé aux zones macroscopiquement dégradées (MDZ) et aux surfaces recouvertes de résine noire (BRZ) dans les trois musées français (ARM, LMP, CCL). À l'ARM, la zone MDZ du cercueil anthropoïde de Nana (CO.00871) présente 75 % d'Apicomplexa contre seulement 11 % de Fungi ; au LMP, la zone MDZ du cercueil de Tamoutnefret (N2571) montre 70 % d'Apicomplexa et 22 % de Fungi ; au CCL, la zone MDZ de la statue du serviteur funéraire de Qenimen (E11597) atteint 47 % d'Apicomplexa. En revanche, à l'EMC, l'état Apicomplexa n'est observé de manière significative que sur la zone de résine noire du

cercueil JE 39068 (49 % d'Apicomplexa), tandis que les zones dégradées sont dominées par les Fungi (68 à 84 %), reflétant les conditions chaudes et humides qui favorisent la germination fongique au détriment de la préservation des signatures Apicomplexa.

Les Apicomplexa (anciennement appelés Sporozoaires) constituent le groupe le plus surprenant de nos analyses métagénomiques. Ce phylum comprend des parasites obligatoires d'invertébrés, en particulier des insectes et des crustacés (Boulanger, Tonkin et Crawford, 2010). Leur présence à la surface des objets en bois est interprétée comme un marqueur indirect de la présence d'invertébrés (cafards, coléoptères, psocoptères, acariens) dans l'environnement muséal (Capo et al., 2019). En effet, les Apicomplexa produisent des oocystes ou des spores (sporozoïtes) qui sont excrétés par les invertébrés hôtes et se déposent sur les surfaces (Cova, Lamarque et Lebrun, 2022). Leur ADN peut persister longtemps après la mort de l'hôte ou la destruction des oocystes. Ainsi, une abondance élevée d'Apicomplexa dans un échantillon indique soit une présence passée ou actuelle d'invertébrés dans le musée, soit une accumulation de poussière contaminée par des fèces d'invertébrés (Nedler et al., 2024 ; Rodriguez et Makalowski, 2022). La corrélation systématique de cet état avec les zones dégradées et les résines noires s'explique par le fait que l'altération physique du bois (fissures, rugosité, porosité) et l'application de résine hygroscopique créent des micro-niches protégées où les débris organiques (poussière, fragments de cuticules, excréments) peuvent s'accumuler, favorisant l'établissement d'une microfaune détritivore et, par conséquent, de ses parasites apicomplexes (Card et al., 2021 ; Sterflinger et Piñar, 2013). L'« état Apicomplexa » signale ainsi un stade écologique plus avancé (Capo et al., 2019), où l'ADN des protistes sert de proxy pour l'activité passée ou présente d'une microfaune associée à des surfaces altérées ou résineuses (Abdel-Azeem et al., 2019).

Les Metazoa détectés dans nos échantillons incluent principalement des nématodes, des tardigrades, des rotifères et des acariens (Volodymr, 2016). Comme les Apicomplexa, leur présence est interprétée comme le résultat de l'accumulation de débris d'organismes morts, de leurs excréments ou de leurs œufs (Houliston et Sebé-Pedrós, 2022). L'échantillon L89-R de l'ARM (ouchebti CO.2389, zone MDZ) a montré une abondance exceptionnelle de Metazoa (69 %), suggérant une forte activité passée d'invertébrés sur cet objet. L'absence de corrélation entre cette détection moléculaire et l'observation macroscopique de trous de sortie d'insectes xylophages (pouvant atteindre 2-3 mm de diamètre) souligne une limite du métabarcoding : l'ADN des invertébrés est amplifié quelle que soit la taille de l'organisme, de sorte qu'un seul acarien peut générer autant de séquences qu'une population entière de coléoptères (Elbrecht, Peinert et Leese, 2017 ; Remmel et al., 2024). Les résultats métagénomiques doivent donc être interprétés avec prudence et confrontés à d'autres approches analytiques et notamment aux observations visuelles.

Les Streptophyta (plantes terrestres) détectés dans plusieurs échantillons (jusqu'à 32 % sur la zone MUZ du cercueil de Padiimenipet E13016 au LMP, et 40 % sur certains échantillons de l'EMC) correspondent très probablement à du pollen, des fibres de coton (chiffons de nettoyage), des fragments de bois exogènes, ou des particules de poussière

issues de l'extérieur (Qiao et al., 2017). Leur présence n'a aucune signification directe pour la biodétérioration, mais elle indique l'efficacité (ou l'inefficacité) des protocoles de nettoyage et de filtration de l'air. Cette interprétation est confortée par les travaux de Dias et al. (2025) sur les peintures murales d'Almada Negreiros à Lisbonne, qui ont également détecté la présence de Streptophyta parmi les colonisateurs microbiens des œuvres d'art. Au CCL, où l'air est filtré par des filtres HEPA, les Streptophyta sont quasi-absents (<3 %). À l'EMC, en revanche, leur abondance peut atteindre 10 % sur certaines zones, comme sur la zone de résine noire du cercueil JE 39068, reflétant l'absence de filtration et l'entrée de poussières extérieures par les fenêtres et les portes.

La comparaison entre les quatre musées révèle des variations significatives dans la répartition de ces deux états écologiques, reflétant l'impact des conditions environnementales et des protocoles de conservation.

Au Musée Auguste Rodin (ARM), l'« état fongique » domine très largement, avec 76 % de séquences fongiques en moyenne. Les zones MUZ des objets y sont souvent ultra-dominées par *Candida athensensis* (100 % sur la zone MUZ du socle de statue CO.6554 et sur la zone MUZ de l'ouchebti CO.2349 de l'ARM). Comme mentionné précédemment, cette levure est associée aux coléoptères (microbiote intestinal) ; sa présence pourrait donc révéler une contamination par des insectes (fèces) plutôt qu'une simple accumulation de spores (Suh et Blackwell, 2004). Par ailleurs, on ne peut exclure que ces levures soient viables et métaboliquement actives sur les surfaces, même en l'absence de signes visibles de colonisation. Les zones dégradées basculent quant à elles vers un « état Apicomplexa » marqué (jusqu'à 83 % sur la zone MDZ du cercueil anthropoïde de Nana CO.00871 de l'ARM). Cette dualité reflète un environnement contrasté, où les surfaces saines accumulent des signatures associées aux levures (et potentiellement aux insectes), tandis que les altérations physiques créent des niches pour la microfaune.

Au Louvre Paris (LMP) et au Centre de Conservation de Liévin (CCL), la tendance s'inverse nettement : les Apicomplexa deviennent majoritaires (56-57 % des séquences en moyenne), avec des profils particulièrement dominés par *Polyplicarium cirtusae* (jusqu'à 81 % sur la zone MUZ du cercueil d'Antef Sékhemrê-Hérouhermaât Antef E3020). Pourtant, les approches culturales révèlent des concentrations fongiques modérées à élevées (jusqu'à 3 760 UFC/cm² au CCL) et la présence de champignons lignivores (*Trichoderma*, *Paecilomyces*, *Gliocladium*). Cette apparente contradiction s'explique par l'histoire des objets : les artefacts du CCL proviennent des réserves historiques du Louvre, où ils ont pu accumuler des spores avant leur transfert. La dominance métagénomique des Apicomplexa dans ces musées, associée à des concentrations culturales fongiques importantes, suggère que l'« état Apicomplexa » n'exclut pas une forte charge sporale fongique résiduelle, mais indique une surface ayant subi une altération ou un encrassement propice à la microfaune (Capo et al., 2019).

Au Musée égyptien du Caire (EMC), les profils sont plus hétérogènes et reflètent des situations de conservation très variables. Les objets exposés dans les galeries (TR 26.12.24.1, JE 44970, JE 39068) présentent une dominance fongique marquée dans les zones dégradées (68 à 84 % de Fungi), principalement attribuable à *Petromyces*

alliaceus et à une espèce non classée d'Eurotiomycète, avec des concentrations culturales très élevées (jusqu'à 2 880 UFC/cm² sur le couvercle TR 26.12.24.1). En revanche, sur la zone de résine noire du cercueil JE 39068, on observe un « état Apicomplexa » typique (49 % d'Apicomplexa). L'objet conservé en réserve (TR 17.10.17.3) montre le signal fongique le plus élevé de toute l'étude (98-100 %), avec des concentrations culturales atteignant 3 000 UFC/cm², sans trace d'Apicomplexa, ce qui s'explique par des conditions environnementales extrêmes pour un environnement muséal (HR >70 %, T >28°C) ayant conduit aux aspects d' une colonisation active visible**.** Cette hétérogénéité indique qu'à l'EMC, les conditions chaudes et humides ont favorisé la germination et l'activité fongique, masquant partiellement l'« état Apicomplexa » observé dans les musées français, sauf sur les surfaces de résine noire où la barrière physicochimique a limité la croissance fongique tout en piégeant passivement les débris d'invertébrés.

La question cruciale de savoir si des champignons « non cultivables » ou « viables mais non cultivables » (VBNC) sont présents et échappent à notre approche culturale mérite d'être abordée. Les milieux de culture utilisés (MEA et DG18, incubés à 25°C pendant 7 jours) sont conçus pour isoler la majorité des champignons saprophytes aérobies des environnements intérieurs (Deak et al., 2001). Ils ne sont pas adaptés aux champignons anaérobies stricts (très rares sur bois exposé à l'air), ni aux champignons à croissance très lente (certains basidiomycètes peuvent nécessiter plusieurs semaines pour se développer) (Andersen et Thrane-Nissen, 2000). En ce qui concerne les champignons thermophiles (qui ont un optimum de croissance >40°C), ils sont généralement rares dans les environnages muséaux tempérés, mais certains champignons comme *Aspergillus fumigatus*, bien que thermotolérant (poussant aussi bien à 25°C qu'à 37°C), n'est pas un thermophile strict et a pu être détecté par notre approche culturale à 25°C (Madsen, Frederiksen et Árnadóttir, 2025 ; Brown, 2026). Ainsi, la principale limite de notre approche culturale réside moins dans l'incapacité à cultiver des espèces spécifiques que dans l'écart entre la diversité totale détectée par métagénomique (incluant ADN de spores mortes, fragments, etc.) et la fraction viable et cultivable.

La détection par analyse métagénomique de *Peniophora* sp. (un basidiomycète lignivore) et d'*Heliocybe sulcata* (agent de pourriture cubique), non isolés par culture, suggère que l'approche culturale utilisée a sous-estimé la diversité des basidiomycètes. Inversement, la détection par culture de *Neurospora* sp. (sur les milieux DG18 de l'EMC, après 7 jours d'incubation) indique que ce champignon thermophile (optimum 30-35°C) peut se développer à 25°C, mais plus lentement. L'état VBNC est un phénomène bien documenté chez les bactéries (Tchato et al., 2026), mais plus controversé chez les champignons filamenteux. Certaines études (Liu et al., 2017 ; Edet et al., 2017) ont montré que des spores fongiques exposées à des stress peuvent perdre leur capacité à former des colonies sur gélose tout en conservant leur viabilité. Dans notre étude, il est possible que certaines spores détectées par analyse métagénomique mais non cultivées correspondent à cet état VBNC.

Cependant, l'absence de corrélation systématique entre l'abondance des séquences d'un taxon et sa cultivabilité (par exemple, *Heliocybe sulcata* abondant en métagénomique mais non cultivé) peut aussi s'expliquer par la présence d'ADN de spores ou de fragments de mycélium morts. Les résultats du dénombrement direct des spores par microscopie à la cellule de Malassez (Tableaux 7, 8 et 9) apportent un éclairage complémentaire sur cette question. Sur les trois cercueils du LMP analysés, les concentrations sporales totales (spores intactes observées) étaient de 15 120 spores/cm² (Padiouf, Tableau 9), 31 360 spores/cm² (Padiimenipet, Tableau 8) et 72 800 spores/cm² (Tamoutnefret, Tableau 7). Ces valeurs sont bien supérieures aux concentrations culturales (UFC/cm²), qui n'ont pu être quantifiées précisément au LMP en raison de l'absence de gabarit (surface non standardisée) mais étaient estimées à quelques colonies par prélèvement. Cet écart considérable entre la charge sporale totale (microscopie) et la fraction cultivable (culture) confirme que la majorité des spores présentes à la surface des objets sont soit non viables, soit viables mais non cultivables (VBNC) dans les conditions de culture utilisées (milieux MEA et DG18, 25°C, 7 jours) (Keles et Celik, 2026). La distinction entre ADN de spores mortes et ADN de cellules VBNC n'est pas possible avec le séquençage d'amplicon standard, une limitation qui a conduit au développement de techniques plus avancées comme la PCR de viabilité (v-PCR) couplée à des monoazides (Fittipaldi, Nocker et Codony, 2012). Les résultats de microscopie soulignent néanmoins l'importance de la charge sporale résiduelle comme indicateur de risque potentiel, indépendamment de la viabilité.

L'analyse des diversités alpha et bêta indique que le facteur « musée » est significativement associé à la composition des communautés eucaryotes résiduelles détectées par métagénomique (ADN), bien qu'il n'explique qu'une part relativement faible de la variance observée (PERMANOVA, $p = 0,028$, $R^2 = 0,092$). La faible part de variance expliquée par le seul facteur « musée » ($R^2 = 0,092$) suggère que d'autres facteurs, non pris en compte dans ce modèle (histoire individuelle des objets, traitements de restauration antérieurs, microclimats locaux au sein d'un même musée, variabilité des protocoles d'entretien), contribuent également de manière significative à la structuration des communautés eucaryotes résiduelles (Elkadi et al., 2021 ; Simon et al., 2023). Les analyses PCoA montrent un cluster distinct pour l'ARM (dominance de signatures fongiques, principalement *Candida athensensis*), un chevauchement entre LMP et CCL (dominance de signatures d'Apicomplexa), et une dispersion plus large des échantillons de l'EMC. Ces différences ne reflètent pas une activité biologique active (colonisation fongique), mais plutôt des histoires d'accumulation différentielle de spores latentes, de poussière et de débris organiques (dont des fèces d'invertébrés) à la surface des objets, conditionnées par les environnements de conservation passés et présents (qualité de l'air, humidité, fréquentation, protocoles de nettoyage, historique des restaurations).

4.1.4 Particularité des zones dégradées :

Il n’y a pas de différence significative de diversité entre les zones étudiées sur les objets (dégradées, non dégradées, résine noire), comme le montrent les analyses de diversité alpha. En cas de dégradation causée par une activité fongique, on aurait pu s'attendre à

ce que les zones dégradées soient dominées par un petit nombre d'espèces lignivores, donc à une diversité plus faible. Parmi les objets sélectionnés pour l'étude, très peu avaient des signes de biodégradation fongique actuelle ou ancienne. La plupart des zones dégradées étaient certainement dues à d'autres facteurs (altération chimique, stress mécanique, attaques anciennes d'insectes, etc.) (Ortiz et al., 2014 ; Blanchette, Held, Chemello et Mardikian, 2025). Les zones dégradées, en raison de leur rugosité accrue, de leurs fissures et de leur porosité, pourraient piéger plus efficacement les particules exogènes (poussière, spores, débris), les fèces d'insectes, les œufs de nématodes, les pollens et autres débris organiques de petite taille que les surfaces lisses non dégradées (Ruggieri, 2021, *Idem.,* 2021). Ainsi, au niveau des zones dégradées, la proportion d'Apicomplexa est systématiquement plus élevée que dans les zones non dégradées (55 % contre 30 % en moyenne, respectivement) ce qui n'est pas le cas pour les champignons (38 % contre 43 %, respectivement).

L'absence de colonisation fongique visible ne signifie pas qu'un objet est en bon état : il peut être dégradé par d'autres processus (vieillissement chimique du bois, hydrolyse acide, dommages mécaniques, attaques anciennes d'insectes). Cette observation est corroborée par l'étude approfondie menée par Ibrahim et al. (2025) sur la seconde barque solaire de Khéops, vieille de 4500 ans. Ces auteurs ont démontré, grâce à une approche multi-analytique intégrant la microscopie électronique à balayage (SEM), la microtomodensitométrie aux rayons X par rayonnement synchrotron (SR-µCT), la diffraction des rayons X (XRD) et la spectroscopie infrarouge à transformée de Fourier (FTIR), que le bois de cèdre utilisé présentait des altérations structurales et chimiques avancées. Ils ont notamment mis en évidence une déformation cellulaire, une fracturation des parois des trachéides, une détérioration de la lamelle mitoyenne et un effondrement partiel de la structure, altérations qu'ils attribuent à une combinaison complexe de facteurs abiotiques (dépôts minéraux, cristallisation de sels, cycles d'hydratation-déshydratation) et d'attaques biotiques anciennes. Ainsi, comme dans notre étude où certains objets du CCL présentent des charges fongiques élevées sans colonisation active, Ibrahim et al. (2025) soulignent que la présence de microorganismes à la surface du bois archéologique ne constitue pas nécessairement la cause première de l'altération observée, mais peut résulter d'une colonisation secondaire sur un matériau déjà fragilisé par des processus abiotiques.

Ainsi, la présence de spores fongiques sur une zone dégradée ne prouve pas que les champignons sont la cause de la dégradation ; ils peuvent être simplement des « passagers » colonisant une surface déjà altérée. Cette distinction est cruciale et a été clairement établie par Geweely et al. (2024) dans leur étude sur la préservation écologique des artefacts en bois pharaoniques. Ces auteurs ont isolé 26 espèces fongiques à partir d'objets archéologiques (une statue en bois d'un homme assis, un cercueil anthropoïde avec momie, une boîte en bois) conservés au Musée égyptien du Caire, les espèces les plus fréquentes appartenant au genre *Aspergillus*. Cependant, plutôt que de conclure hâtivement à une relation causale entre ces champignons et la détérioration observée, ils ont procédé à des tests d'activité biodétériorante en inoculant des blocs de bois expérimentaux avec les souches isolées, démontrant que seules certaines espèces

possédaient une véritable activité cellulolytique. Cette approche leur a permis de distinguer les champignons « actifs » (responsables de la dégradation) des champignons « passagers » (colonisateurs secondaires sans impact destructeur direct). C'est précisément pourquoi l'approche intégrée (culture + métagénomique + dénombrement direct) est indispensable pour distinguer la cause de la conséquence et orienter les traitements appropriés, comme le recommandent également Geweely et al. (2024).

4.1.5 La résine noire : barrière physicochimique, piège à spores ou agent fongistatique ?

La présence de résine noire sur plusieurs objets — le couvercle de cercueil de Nana (CO.00871) au Musée Auguste Rodin de Meudon (ARM), le cercueil de Padiouf (N 2579) au Département des Antiquités égyptiennes du Louvre Paris (LMP), le cercueil de Tamoutnefret (N 2571) dans la galerie Sully 321 du LMP, le cercueil de Sékhemrê-Hérouhermaât Antef (E 3020) dans la Crypte d'Osiris du LMP, le cercueil de Mehytousekhet (E 7821) au Centre de Conservation du Louvre à Liévin (CCL) et le cercueil de l'Époque Tardive provenant d'Assiout (JE 39068) au Musée égyptien du Caire (EMC) — a permis d'étudier l'interaction entre cette matière organique ancienne et la contamination fongique. Les résultats obtenus sont complexes selon la méthode d'analyse, suggérant que la résine n'a pas un effet univoque.

Bien que cela n'ait pas été étudié ici, la résine noire confère probablement à la surface des objets des propriétés différentes de celle du bois. Premièrement, la résine noire, en se solidifiant, forme une couche superficielle lisse et continue qui pourrait réduire physiquement l'adhésion des spores, comparée à la surface rugueuse et poreuse du bois dégradé (Abdelmoniem, Mahmoud, et Mohamed, 2020). Les spores fongiques adhèrent mieux aux surfaces hydrophiles et rugueuses qu'aux surfaces hydrophobes et lisses ; or la résine, composée majoritairement de composés hydrophobes (terpènes, acides gras, hydrocarbures), est très probablement plus hydrophobe que le bois nu (dont les groupements hydroxyles de la cellulose et de l'hémicellulose créent des interactions polaires) (Wong et al., 2015). Il importe de souligner ici que les terpènes évoqués ne sont pas des composés externes que la résine « empêcherait » d'atteindre le bois, mais des constituants endogènes de la résine elle-même. La résine noire des cercueils égyptiens anciens, dérivée de conifères ou de pistachiers, contient naturellement des mono-, sesqui- et triterpènes qui, au cours du vieillissement, polymérisent et s'oxydent en acides résiniques (Rageot et al., 2023). Ainsi, la résine ne bloque pas l'action des terpènes ; elle agit plutôt comme un réservoir qui les libère progressivement ou les conserve au sein de sa matrice polymérisée, contribuant directement à ses propriétés fongistatiques (Dutoit et al., 2020).

Deuxièmement, la résine pourrait contenir des composés fongistatiques (terpènes, phénols, acides résiniques) qui inhibent la germination des spores sans nécessairement les tuer (Stewart, Thomas, Bean et Fredrickson, 1990). La résine noire des cercueils égyptiens anciens, bien que dégradée par plusieurs millénaires de vieillissement, pourrait encore conserver une partie de son activité antimicrobienne originelle, comme le suggèrent les travaux de Rageot et al. (2023) sur les mélanges d'embaumement de

Saqqara. Troisièmement, la résine, en encapsulant les spores, pourrait les empêcher d'entrer en contact avec les nutriments nécessaires à leur germination (sucres, acides aminés, ions) présents dans les couches sous-jacentes du bois (Abdelmoniem, Mahmoud, et Mohamed, 2020).

Les résultats de dénombrements fongiques par culture sur milieu gélosé ne permettent pas d'établir d'effet de la résine noire commun aux différents objets. Ainsi, le cercueil de Mehytousekhet (E7821, CCL) présente des concentrations fongiques de surface équivalentes entre les zones recouvertes de résine noire (BRZ, maximum de 760 UFC/cm²) et les zones non dégradées (MUZ, maximum de 880 UFC/cm²), mais plus élevées sur les zones dégradées (MDZ, maximum de 3 760 UFC/cm²) (Tableau 6). En revanche, le cercueil JE 39068 du Musée égyptien du Caire présente un profil différent : les concentrations sont plus élevées sur la zone non dégradée (MUZ, maximum de 2 760 UFC/cm²) que sur les zones dégradée (MDZ, maximum de 1 280 UFC/cm²) et de résine noire (BRZ, maximum de 1 360 UFC/cm²) (Tableau 6). Cette variabilité inter-objets confirme que l'effet de la résine n'est pas univoque et dépend probablement de son état de conservation (fissuration, vieillissement, adhérence au bois) et de l'historique de l'objet. Dans le cas du CCL, la résine noire semble offrir une protection similaire à celle du bois non dégradé, tandis que dans le cas de l'EMC, la résine noire présente des concentrations inférieures à celles de la zone non dégradée, suggérant un effet protecteur plus marqué, bien que les concentrations restent élevées en valeur absolue.

Une concentration culturale faible sur une zone de résine noire ne signifie pas que l'objet est « propre » au sens microbiologique ; il peut y avoir une grande quantité d'ADN d'organismes morts ou latents qui peut être mise en évidence par des techniques de biologie moléculaire. La capacité de la résine noire à piéger et à préserver des composés organiques sur de très longues périodes a été mise en évidence par les travaux de Dutoit et al. (2020) sur l'analyse non destructive des baumes de momification de l'Égypte ancienne par résonance paramagnétique électronique (RPE). Ces auteurs ont démontré que les bitumes et résines noires employés dans les rites funéraires possèdent une structure tridimensionnelle hautement polymérisée (de type asphalte), capable de stabiliser et de conserver des marqueurs paramagnétiques (radicaux carbonés et complexes de vanadyle) pendant des millénaires, sans altération chimique ou biologique majeure. Cette remarquable stabilité chimique, que les auteurs attribuent à la nano-structuration des composés au sein de la matrice asphalténique, explique pourquoi la résine noire peut piéger des molécules, des particules et divers débris biologiques (dont l'ADN) tout en restant défavorable à la germination des spores fongiques. Ainsi, comme le soulignent Dutoit et al. (2020), la matière noire ancienne constitue à la fois un piège moléculaire (préservant les traces d'organismes morts) et une barrière physique (limitant les processus biologiques actifs). Cette dualité fonctionnelle est cohérente avec le rôle des terpènes endogènes : ceux-ci participent à la fois à l'activité fongistatique et à la préservation chimique de la matrice résineuse, sans qu'il y ait contradiction entre ces deux rôles.

Ainsi, du point de vue de la conservation, la présence de résine noire semble globalement protectrice contre la colonisation fongique active, mais elle ne doit pas être considérée comme un traitement conservatoire définitif (Holman et al., 2024). Avec le temps, la résine vieillit, se fissure, se décolle, créant des micro-niches où l'eau et les spores peuvent s'accumuler (Geweely et al., 2022). Les objets à résine doivent être surveillés attentivement, et la résine ne doit pas être retirée sans raison valable, car elle fait partie intégrante de l'histoire de l'objet (pratiques funéraires de l'Égypte ancienne). En revanche, il serait imprudent d'ajouter une nouvelle couche de résine « moderne » dans un but protecteur, car la compatibilité chimique avec la résine ancienne n'est pas garantie et l'intervention pourrait être irréversible (Fulcher, Serpico, Taylor et Stacey, 2021).

4.2 L'environnement muséal comme facteur déterminant de l'écologie microbienne

4.2.1 Le gradient CCL → LMP → ARM → EMC : une hiérarchie des risques

Les quatre musées étudiés dans cette thèse représentent un gradient de conditions de conservation, allant des situations les plus maîtrisées (CCL) aux plus dégradées (EMC), en passant par des situations intermédiaires (LMP, ARM). Ce gradient est reflété dans l'ensemble des paramètres mesurés : température, humidité relative, qualité de l'air, concentrations fongiques aériennes et surfaciques, diversité des espèces détectées. Cependant, l'analyse croisée des données environnementales et microbiologiques révèle que la qualité des conditions environnementales ne se superpose pas parfaitement à l'état microbiologique des objets. Ainsi, deux gradients distincts émergent de notre étude : un gradient de qualité environnementale (CCL > LMP > ARM > EMC) et un gradient de l'état microbiologique des objets en bois (ARM > LMP ≈ CCL > EMC). Cette distinction est fondamentale pour la gestion des collections, car elle souligne qu'un environnement optimal ne garantit pas un état microbiologique optimal des artefacts, et inversement.

Le **Centre de Conservation du Louvre à Liévin (CCL)** représente l'« or » de la conservation préventive en termes de qualité environnementale. Inauguré en 2019, ce bâtiment a été conçu spécifiquement pour la conservation des collections nationales, avec des systèmes CVC (Chauffage, Ventilation, Climatisation) de haute technologie (Musée du Louvre, s.d.) maintenant une température constante de 19,4°C tout au long de l'année et une humidité relative rigoureusement contrôlée à 50 % ± 5 %. L'air est filtré par des filtres HEPA (High Efficiency Particulate Air) qui retiennent plus de 99,97 % des particules de taille ≥0,3 µm, y compris les spores fongiques (la plupart des conidies ont un diamètre de 2-10 µm) (Museums Galleries Scotland, 2024). Les réserves sont organisées en compactus métalliques, sans bois (source potentielle de moisissures) (Frank, Clauder et Pfriem, 2014) et l'accès du personnel est régulé (vêtements de protection, aspirateur à l'entrée). Les résultats obtenus montrent que dans cet environnement, les concentrations fongiques aériennes sont très faibles et ne dépassent pas quelques dizaines d'UFC/m³ en moyenne. Ces valeurs sont bien en dessous des seuils recommandés par l'ICOM (2022 a) pour les collections organiques (seuil d'alerte à 100 UFC/m³, seuil d'intervention

à 500 UFC/m³). Aucun agent de biodégradation majeur (*Chaetomium*, *Neurospora*, basidiomycète lignivore) n'a été détecté dans l'air du CCL. Si la filtration HEPA contribue à réduire l'apport global de particules et de spores, l'absence spécifique de ces genres lignivores par rapport à d'autres moisissures ubiquitaires (*Penicillium*, *Aspergillus*) ne peut être attribuée à la seule filtration, mais probablement à leur faible présence dans l'environnement extérieur immédiat du bâtiment ou à leur incapacité à être introduits par les ouvertures ponctuelles (portes, sas) (Museums Galleries Scotland, 2024). Quoi qu'il en soit, cette absence dans l'air est cohérente avec le faible risque de bio-détérioration observé au CCL.

Cependant, l'état microbiologique des objets conservés au CCL ne reflète pas cette qualité environnementale optimale. Les six artefacts analysés au CCL proviennent tous des réserves historiques du Louvre à Paris, où ils ont été stockés pendant des décennies dans des conditions moins maîtrisées. Les concentrations fongiques surfaciques y sont les plus élevées de tous les musées français, atteignant jusqu'à 3 760 UFC/cm² sur le cercueil de Mehytousekhet (E7821), avec la présence de champignons lignivores (*Trichoderma*, *Paecilomyces*, *Gliocladium*) et la détection métagénomique d'*Heliocybe sulcata* (basidiomycète de pourriture cubique). Ces contaminations sont très probablement des héritages de la période antérieure de stockage au Louvre, même s'il n'est pas possible de dater avec certitude leur origine. Les conditions environnementales au CCL permettent de « geler » le développement fongique (HR ~51 %, T 19,4°C), mais les objets restent porteurs de leurs contaminations microbiennes de surface sans intervention curative. Ainsi, le CCL se caractérise par un environnement optimal (CCL > LMP > ARM > EMC) mais des objets en état microbiologique intermédiaire (ARM > LMP ≈ CCL > EMC), avec une charge sporale résiduelle élevée mais latente.

Cette observation soulève plusieurs questions pour la gestion des collections : faut-il transférer tous les objets à risque vers des centres de conservation de pointe comme le CCL, ou bien l'effort doit-il porter sur la restauration curative des objets déjà contaminés avant leur transfert ? Une troisième piste consisterait à reproduire, dans les bâtiments à risque, des conditions environnementales équivalentes à celles du CCL (stabilité thermique, maîtrise de l'humidité relative, filtration HEPA) afin de limiter le développement fongique sans avoir à déplacer les collections (Bastholm et al., 2024). Dans l'idéal, ces approches sont complémentaires : le maintien de conditions maîtrisées sur site bloque la dégradation active, le transfert vers un centre de conservation permet de protéger les collections les plus sensibles, tandis que les traitements curatifs (mécaniques, chimiques, biologiques) réduisent la contamination de surface et les risques de développement fongique. Ainsi, le transfert d'un objet vers un centre de conservation comme le CCL, avec ses conditions environnementales rigoureusement contrôlées, constitue une mesure préventive essentielle conforme aux recommandations d'Avdanina et Zhgun (2024) pour la sauvegarde du patrimoine culturel, en complément des traitements curatifs ciblés. Cette complémentarité s'inscrit dans la démarche proposée par Avdanina et Zhgun (2024) qui, dans leur « code arc-en-ciel de la bio-détérioration », soulignent l'importance d'une approche intégrée combinant trois niveaux d'analyse microbiologique : (i) des analyses moléculaires indépendantes de la culture (métagénomique, méta-transcriptomique) pour

caractériser l'ensemble de la communauté microbienne ; (ii) des analyses dépendantes de la culture pour isoler et caractériser les micro-organismes agents de bio-détérioration ; et (iii) des analyses physico-chimiques du matériau dégradé. Ces auteurs insistent sur le fait que la compréhension des mécanismes de bio-détérioration et l'élaboration de stratégies de conservation efficaces nécessitent une approche holistique, où la caractérisation de l'environnement de conservation (climat, matériaux constitutifs, historique de l'objet) est tout aussi importante que l'identification des agents microbiens.

Le Musée du Louvre à Paris (LMP) présente une situation plus hétérogène, reflétant la diversité des espaces d'exposition et de stockage. En termes de qualité environnementale, le LMP se situe en position intermédiaire entre le CCL et l'ARM (CCL > LMP > ARM > EMC). La réserve du Carrousel (où sont entreposés les cercueils de Padiimenipet E13016 et Padiouf N2579) bénéficie de conditions partiellement contrôlées : température moyenne de 22°C, HR de 50±5 % dans l'ensemble, mais avec des fluctuations liées à l'activité humaine (ouvertures fréquentes des portes, entrées et sorties des restaurateurs). Les concentrations fongiques aériennes y sont faibles et comparables à celles du CCL. La Crypte d'Osiris (cercueil d'Antef E3020), une salle souterraine, bénéficie d'une certaine inertie thermique et hygrométrique, avec une température stable autour de 20°C et une HR modérée (50-55%). Cependant, la fréquentation des visiteurs (flux continu) et la présence de matériaux de construction anciens (pierres, moquettes) peuvent être des sources de spores (Grabek-Lejko, Tekiela, et Kasprzyk, 2017). Les concentrations fongiques aériennes à l'intérieur des vitrines scellées sont très faibles (quelques unités d'UFC/dm²/h), mais l'extérieur des vitrines montre des valeurs dix fois plus élevées et une diversité incluant *Trichoderma*, *Phoma*, *Neosartorya* et des basidiomycètes. Ce contraste souligne l'efficacité des vitrines modernes scellées pour protéger les objets des spores aéroportées, à condition qu'elles soient correctement entretenues (pas de fuites, nettoyage régulier des surfaces extérieures) (Konsa, Tirrul et Herrmann, 2014). La galerie Sully 321 (cercueil de Tamoutnefret N2571) présente la situation environnementale la moins satisfaisante du LMP. Les concentrations fongiques aériennes sont plus élevées (260-380 UFC/m³ en échantillonnage actif, 22-33 UFC/dm²/h en échantillonnage passif), avec une diversité fongique plus élevée incluant *Trichoderma*, *Fusarium*, *Phoma*, *Alternaria*, *Aureobasidium*, et des basidiomycètes. Plusieurs facteurs peuvent expliquer cette situation. Premièrement, la salle Sully 321 est une grande galerie d'archéologie égyptienne éclairée par la lumière naturelle (fenêtres donnant sur la cour Carrée). L'objet lui-même est un grand sarcophage exposé dans une vitrine verticale de grande taille (plusieurs mètres de hauteur), dont le volume important crée une inertie hygrométrique qui peut favoriser la condensation en cas de variations rapides (Sterflinger, 2010). Deuxièmement, la salle est très fréquentée (plusieurs milliers de visiteurs par jour en haute saison), et les visiteurs sont une source importante de particules (peau morte, fibres textiles, pollen) et de spores (transportées sur les vêtements, les chaussures, les cheveux) (Mecklenburg, 2007). Troisièmement, l'objet lui-même est un grand sarcophage exposé dans une vitrine verticale de grande taille (plusieurs mètres de hauteur), et dont le volume important crée une inertie hygrométrique qui peut favoriser la condensation en cas de variations rapides (Sterflinger,

2010). Quatrièmement, l'historique de restauration du cercueil de Tamoutnefret (traitements invasifs dans les années 1990, incluant l'application de vernis synthétiques) peut avoir créé des substrats carbonés supplémentaires ou modifié la réactivité de surface (Cappitelli, Zanardini et Sorlini. 2004).

En ce qui concerne l'état microbiologique des objets, le LMP se situe dans une position intermédiaire, comparable à celle du CCL (ARM > LMP ≈ CCL > EMC). Les concentrations fongiques surfaciques n'ont pu être quantifiées précisément en raison de l'absence de gabarit de prélèvement, mais le nombre de colonies par prélèvement était faible à modéré (3 à 7 colonies sur les zones MUZ, jusqu'à 7 colonies sur les zones MDZ). La diversité fongique cultivable est faible à modérée (3 à 5 genres par objet), avec des agents lignivores potentiels (*Trichoderma*, *Paecilomyces*, *Phoma*, basidiomycètes probables) détectés sur plusieurs objets. Aucune colonisation active n'était visible macroscopiquement. Le dénombrement direct à la cellule de Malassez a révélé des charges sporales totales considérables (15 120 à 72 800 spores/cm²), confirmant que la fraction cultivable ne représente qu'une infime partie de la contamination sporale totale. Ainsi, le LMP présente un risque intermédiaire, avec une contamination sporale résiduelle significative mais latente, dans des conditions environnementales globalement maîtrisées.

Le Musée Auguste Rodin à Meudon (ARM) représente un cas typique de « palais historique transformé en musée » comme le LMP mais qui présente cette fois des infrastructures de conservation inadaptées. En termes de qualité environnementale, l'ARM se situe en avant-dernière position (CCL > LMP > ARM > EMC). La réserve, située dans un bâtiment semi-enterré à proximité immédiate d'un jardin, communique avec l'extérieur par des ouvertures non étanches (portes, fenêtres, grilles d'aération), ce qui permet la circulation de l'air, de l'humidité, des spores et des insectes. La température et l'HR suivent les variations saisonnières, avec une amplitude annuelle importante (12,6°C pour la température, 43,1 % pour l'HR). Les conditions les plus critiques sont les pics d'HR estivale (76,0% en août 2024), qui frôlent les seuils de germination pour les champignons xérophiles (Gock, Hocking, Pitt et Poulos, 2003) et les pics de sécheresse printanière (HR minimale 32,9% en avril 2025), qui peuvent fragiliser le bois (fissuration, décollement des polychromies). Les concentrations fongiques aériennes restent inférieures à 100 UFC/m³, mais la présence de *Chaetomium* (champignon de pourriture molle) et de basidiomycètes probables (pouvant inclure des espèces de pourriture cubique) dans l'air est alarmante, car elle indique que l'environnement extérieur (jardin, sol) est une source permanente d'inoculum potentiellement lignivore.

Cependant, et c'est là une observation contre-intuitive, l'état microbiologique des objets à l'ARM est le meilleur de tous les musées étudiés (ARM > LMP ≈ CCL > EMC). Les concentrations fongiques surfaciques sont les plus faibles de l'étude (maximum de 80 UFC/cm²), avec une diversité fongique très limitée (2 à 3 genres par objet maximum). Les charges culturales sont très faibles, et la métagénomique révèle une dominance de l'« état fongique » (76 % de séquences fongiques en moyenne), principalement attribuable à la levure *Candida athensensis* (associée aux coléoptères) et à *Eupenicillium*

crustaceum. Aucune colonisation active n'a été observée. Ce paradoxe — un environnement à risque mais des objets en bon état microbiologique — s'explique probablement par plusieurs facteurs : (i) les objets sont peu nombreux et entreposés dans des armoires métalliques fermées qui les protègent partiellement des spores aéroportées ; (ii) les pics d'humidité estivale, bien que ponctuellement élevés, sont de courte durée (quelques jours à quelques semaines) et n'atteignent pas la durée critique nécessaire à la germination des spores ; (iii) la ventilation naturelle du bâtiment semi-enterré, bien que non contrôlée, assure un certain brassage de l'air qui limite la stagnation et la condensation sur les surfaces ; (iv) les objets ont probablement bénéficié d'un entretien régulier (dépoussiérage) qui a limité l'accumulation de spores à leur surface. Ainsi, l'ARM illustre qu'un environnement en apparence à risque peut ne pas provoquer de colonisation active si les pics d'humidité sont courts et si la ventilation est suffisante (Sterflinger, 2010). Cette situation va probablement évoluer et les risques s'accentuer avec les effets du changement climatique qui verra se succéder des périodes de fortes variations de température et de pluviométrie, avec une multiplication de phénomènes météorologiques extrêmes (Blavier et al., 2023). L'augmentation de la fréquence et de l'intensité des événements climatiques extrêmes (précipitations intenses, vagues de chaleur, tempêtes) constitue une menace directe pour les bâtiments historiques et leurs collections, en accélérant les processus de dégradation des matériaux (Huijbregts et al., 2012). Par ailleurs, la hausse des températures et l'augmentation de l'humidité relative dans les bâtiments historiques non climatisés, telles que projetées par les scénarios climatiques futurs, pourraient favoriser le développement de moisissures et la biodétérioration des collections organiques (Huijbregts et al., 2012 ; Blavier et al., 2023).

Le Musée égyptien du Caire (EMC) représente la situation la plus préoccupante, tant en termes de qualité environnementale (CCL > LMP > ARM > EMC) que d'état microbiologique des objets (ARM > LMP ≈ CCL > EMC). Construit en 1902, le bâtiment historique n'a jamais été équipé d'un système de climatisation performant (Elkadi et al., 2021). Dans les galeries d'exposition (deuxième étage), les mesures climatiques effectuées en juin-juillet 2025 ont montré une température moyenne de 28,5°C et une HR moyenne de 62,5%, avec des pics dépassant 70% dans certaines zones mal ventilées. La réserve (sous-sol, architecture de type shed) présente un environnement particulièrement à risque : température >28°C, HR >65-70%, stagnation de l'air, éclairage naturel favorisant le développement d'algues et de moisissures, et présence de poussière accumulée depuis des décennies (Konsa, Tirrul et Herrmann, 2014 ; Valentin, 2007). Les travaux de rénovation en cours au rez-de-chaussée (ponçage des sols acryliques, peinture des murs) génèrent des poussières fines et des composés organiques volatils qui peuvent irriter les conservateurs et pourraient impacter la physiologie des champignons en servant de substrat nutritif notamment (bien qu'aucune étude ne l'ait démontré) (Uring et al., 2018 ; Hameed, El-Gendy et Saeed, 2024). Les concentrations fongiques aériennes sont très élevées, dépassant parfois largement le seuil de 100 UFC/m³ dans les galeries, et en réserve (ICOM, 2022b ; Pasquarella et al., 2015). La diversité fongique révèle également un risque élevé, avec la présence

de *Neurospora*, *Chaetomium*, et *Trichoderma* (Simpson et Schilling, 2025 ; Abdel-Azeem, Blanchette et Held, 2020).

L'état microbiologique des objets à l'EMC est le plus dégradé de toute l'étude. Les concentrations fongiques surfaciques sont très élevées et uniformément réparties, avec des maximums atteignant 2 880 UFC/cm² sur le couvercle TR 26.12.24.1, 2 760 UFC/cm² sur le cercueil JE 39068 (MUZ), et 3 000 UFC/cm² sur le cercueil TR 17.10.17.3 en réserve. La présence simultanée de *Neurospora* (par culture et métagénomique), de *Chaetomium* et de *Peniophora* sp. (par métagénomique) est extrêmement préoccupante. Sur l'objet TR 17.10.17.3, des signes macroscopiques de colonisation active (poudrage, taches, bois humide et pulvérulent) ont été observés, confirmant que les spores ont germé et que le mycélium dégrade le bois (Blanchette, 2000 ; Blanchette, Held, Chemello et Mardikian, 2025). Bien que les concentrations surfaciques maximales à l'EMC (3 000 UFC/cm²) soient légèrement inférieures au pic enregistré au CCL (3 760 UFC/cm²), la différence cruciale réside dans l'environnement : au CCL, ces spores restent latentes (HR ~51 %), tandis qu'à l'EMC, elles ont germé en raison des conditions chaudes et humides (HR >65 %, T >28°C). Ainsi, l'EMC illustre le « cercle vicieux » de la bio-détérioration : plus il y a de champignons, plus ils produisent des spores, plus l'air est contaminé, plus les objets propres se contaminent, et plus les conditions environnementales favorables permettent la germination et la dégradation active du bois.

Ce double gradient CCL > LMP > ARM > EMC (qualité environnementale) et ARM > LMP ≈ CCL > EMC (état microbiologique des objets) illustre la relation causale complexe entre conditions environnementales et risque de biodétérioration fongique. Il souligne que la qualité de l'environnement de conservation ne prédit pas parfaitement l'état microbiologique des objets, car l'histoire individuelle des artefacts (stockage antérieur, traitements de restauration, manipulations) joue un rôle déterminant dans la contamination résiduelle. Il souligne également que les normes internationales (ICOM, 2022) sont des guides utiles mais non suffisants : même en respectant les seuils de T et HR, d'autres facteurs (poussière, fréquentation, historique des objets) peuvent conduire au maintien d'un risque résiduel. À l'inverse, des conditions non maîtrisées en apparence à risque (ARM) peuvent ne pas provoquer de colonisation active si les pics d'humidité sont courts et si la ventilation est suffisante (brassage de l'air limitant la condensation sur les surfaces) (Sterflinger, 2010). La situation de l'EMC est unique par la combinaison de facteurs défavorables : température élevée (accélère la croissance), humidité relative élevée (permet la germination et la croissance), absence de ventilation (stagnation de l'air et de l'humidité), poussière abondante (source d'inoculum et de nutriments), et absence de protocoles de nettoyage. Cette combinaison crée un « cercle vicieux » de la bio-détérioration, où les spores germent, le mycélium dégrade le bois, et les nouvelles spores contaminent l'environnement, aggravant la situation de manière continue.

4.2.2 Les microclimats de vitrine : efficacité et limites des barrières physiques

La comparaison des prélèvements d'air à l'intérieur et à l'extérieur des vitrines a permis d'évaluer l'efficacité des systèmes de présentation comme barrières à la contamination fongique.

Les résultats sont contrastés et dépendent fortement du type de vitrine, de son étanchéité, de son âge et de son entretien.

Les vitrines modernes scellées, comme celles utilisées dans la Crypte d'Osiris (LMP) ou pour le sarcophage de Nana à l'ARM (vitrine métallique à joints en polyéthylène), se sont révélées très efficaces contre les contaminations aéroportées. À la Crypte d'Osiris, les concentrations aériennes fongiques à l'intérieur étaient 10 à 20 fois inférieures à celles de l'extérieur des vitrines. Cet écart important démontre que les vitrines étanches protègent efficacement les objets des spores aéroportées, à condition qu'elles soient correctement installées et entretenues (joints intacts, pas de fissures, pas d'ouverture fréquente). Cependant, cette protection a un revers : l'intérieur de la vitrine peut devenir un microclimat confiné où l'humidité relative et la concentration de polluants (acides organiques émis par les matériaux de construction, composés volatils dégagés par les objets eux-mêmes) peuvent s'accumuler (Chiantore et Poli (2021). Dans les vitrines de grande taille (comme celle du sarcophage de Nana à l'ARM, qui mesure 187 cm de hauteur), le volume d'air est important et l'inertie thermique est grande, ce qui peut retarder les variations de T et HR mais aussi favoriser la stratification (air chaud en haut, air froid en bas) et la condensation sur les parois froides (Bastholm et al., 2024). Des capteurs microclimatiques à l'intérieur des vitrines sont indispensables pour détecter ces phénomènes et ajuster les stratégies de conservation (ex. ajout de matériaux tampons comme le gel de silice, augmentation de la ventilation passive par des micro-perforations). Cette observation est cohérente avec les résultats de Wang et al. (2025) sur les environnements de conservation des marionnettes en bois en Chine. Ces auteurs ont comparé la contamination microbienne dans trois types d'environnements de préservation : les salles d'exposition (environnement ouvert, 890 m²), les vitrines de présentation (espaces confinés contenant directement les artefacts) et les réserves (espaces de stockage à long terme). Leurs résultats montrent que la concentration fongique moyenne dans les vitrines était significativement plus élevée que dans les salles d'exposition et dans les réserves. Cette augmentation peut résulter soit d'un faible renouvellement de l'air à l'intérieur des vitrines, conduisant à l'accumulation de spores aéroportées, soit d'un développement fongique actif sur les parois ou à proximité des objets, soit d'une combinaison des deux phénomènes. Les auteurs attribuent ce phénomène au fait que l'environnement relativement clos à l'intérieur des vitrines, associé à un renouvellement d'air plus faible que dans les espaces ouverts, peut créer des microclimats localement plus favorables à la prolifération fongique.

Ainsi, comme le soulignent Wang et al. (2025), l'efficacité d'une vitrine comme barrière physique dépend non seulement de son étanchéité, mais aussi de la gestion des paramètres environnementaux internes (température, humidité relative, renouvellement d'air). Une vitrine bien étanche mais mal ventilée peut paradoxalement piéger l'humidité et favoriser le développement de moisissures, ce qui n'a pas été observé dans la Crypte d'Osiris grâce aux conditions maîtrisées du Louvre.

À l'inverse, les vitrines anciennes en bois du Musée égyptien du Caire, dépourvues de tout système de régulation climatique et présentant une accumulation importante de

poussière noire à l'intérieur, illustrent la situation inverse décrite par Wang et al. (2025) : des vitrines inefficaces qui, au lieu de protéger les objets, créent des microclimats confinés et contaminés. Ainsi, nous pouvons nous rendre compte que les vitrines anciennes en bois du Musée égyptien du Caire sont inefficaces, voire accentuent le risque pour les objets. Ces vitrines, fabriquées dans les années 1950-1960, sont en bois massif (matériau lui-même sensible aux moisissures) (Tetreault, 1999), avec des joints non étanches, des portes qui ferment mal, et des matériaux intérieurs (velours, moquette, panneaux de particules) qui peuvent héberger des spores et libérer des composés organiques volatils (formaldéhyde, acide acétique) préjudiciables aux collections. Les prélèvements à l'intérieur de ces vitrines ont montré des concentrations fongiques aériennes relativement élevées, égales voire supérieures aux valeurs extérieures, ce qui indique que l'intérieur de la vitrine est au moins aussi contaminé que la salle elle-même. Dans leur revue sur la qualité de l'air dans les vitrines de musée, Chiantore et Poli (2021) soulignent que, si les vitrines étanches de qualité « conservation grade » (taux de renouvellement d'air ≤ 0,1 volume par jour) protègent efficacement les objets des poussières et des polluants extérieurs, elles créent également un environnement confiné où les COV émis par les matériaux de construction s'accumulent jusqu'à atteindre des concentrations potentiellement dangereuses pour les objets stockés. En particulier, les bois et leurs dérivés (panneaux de fibres, contreplaqués) émettent de l'acide acétique et de l'acide formique, dont les effets corrosifs sur les métaux, les matériaux calcaires et les objets organiques sont bien documentés.

Pour ces raisons, une priorité de l'EMC devrait être le remplacement progressif des vitrines anciennes par des vitrines modernes en matériaux inertes (aluminium, verre, joints silicone) avec des systèmes de contrôle passif (gel de silice) ou actif (microclimatisation) et une ventilation efficace. Comme le recommandent Chiantore et Poli (2021), le choix des matériaux de construction doit être rigoureusement validé par des analyses des émissions de COV (par exemple par microextraction sur phase solide couplée à la chromatographie en phase gazeuse), et l'installation de systèmes d'adsorption (charbons actifs, alumine activée) peut être nécessaire pour maintenir la qualité de l'air à l'intérieur des vitrines à des niveaux acceptables pour la conservation.

Un cas intermédiaire est celui de la galerie Sully 321 au LMP. Les vitrines sont modernes (métal et verre, joints étanches), mais les valeurs à l'intérieur sont élevées (22,0 - 23,6 UFC/dm²/h), comparables à celles de l'extérieur (17,3-33,0 UFC/dm²/h). Plusieurs hypothèses peuvent expliquer cette anomalie. *Premièrement*, l'objet lui-même peut être une source endogène de spores (Avdanina et Zhgun, 2024) : le cercueil de Tamoutnefret, avec son histoire de restauration invasive et sa longue exposition dans des environnements variés, a pu accumuler des spores dans ses fissures, ses lacunes, ses zones de polychromie écaillée. Cette hypothèse est confortée par les résultats du dénombrement direct des spores, qui ont révélé une concentration de 72 800 spores/cm² à la surface de cet objet, la plus élevée parmi les trois cercueils analysés. Même après nettoyage, les spores résistent au dépoussiérage superficiel et peuvent être remises en suspension par les micro-vibrations dues au passage des visiteurs ou à la fermeture des portes de la vitrine (Hameed, El-Gendy et Saeed, 2024). *Deuxièmement*, la vitrine peut

être imparfaitement étanche : malgré les joints, les grandes dimensions (plusieurs mètres) et les ouvertures fréquentes pour la maintenance (changement des ampoules, nettoyage des vitres) peuvent créer des micro-fuites (Sterflinger, 2010). Troisièmement, le système de régulation climatique de la vitrine (si présent) peut avoir été mal calibré ou peut être en panne. Une inspection technique approfondie serait nécessaire pour diagnostiquer la cause exacte de la contamination.

La leçon à tirer de ces observations est que la simple présence d'une vitrine ne garantit pas la protection de l'objet (Bastholm et al., 2024). La qualité de la vitrine (matériaux, étanchéité, volume, présence de matériaux tampons) et son entretien (nettoyage régulier, vérification des joints, contrôle climatique) sont tout aussi importants. Pour les objets très sensibles (bois polychrome, papyrus, textiles), des vitrines à microclimat (avec HR contrôlée par des capteurs et des générateurs d'humidité) sont préférables aux vitrines passives. Pour les objets moins sensibles (céramique, pierre), une vitrine simple mais étanche peut suffire (Konsa, Tirrul et Herrmann, 2014).

4.2.3 L'histoire des interventions de restauration : un facteur confondant majeur

Les rapports de restauration consultés pour les objets du corpus révèlent des interventions parfois invasives, qui peuvent avoir modifié la sensibilité des objets à la contamination fongique. Ces interventions, datant pour certaines des années 1960-1990, utilisent des produits (Culminal MC 400, PVA, Paraloid B72, méthacrylate de méthyle, Klucel G) dont le vieillissement à long terme n'est pas complètement maîtrisé. Plusieurs documents ont été analysés : le rapport d'intervention de 1993 détaillant le traitement du sarcophage de Nana (CO.00871) à l'ARM, qui mentionne l'utilisation de Culminal™ MC 400 et de PVA™ pour le refixage de la polychromie (Portal et Rembiesa, 1993) ; les rapports de restauration des cercueils du Louvre, notamment ceux de Padiimenipet (E13016) en 1996-1997 (Faunières, Ibled et Levy, 1997), de Padiouf (N2579) en 1998 (Joigneau et Louis, 1998), de Tamoutnefret (N2571) en 1993-1994 (Darowska et Portal, 1994), ainsi que les interventions documentées pour les objets du CCL, comme le cercueil de Iâhmes (E18842) traité au méthacrylate de méthyle (Portal et Darowska, 1996 b) et les statues de Qenimen consolidées au Klucel™ G (De-Guiran, 2013) dont le vieillissement à long terme n'est pas complètement maîtrisé (Verdu et Fayolle, 2011).

Le Culminal MC 400 (éther cellulosique) et le PVA (acétate de polyvinyle) ont été largement utilisés pour le re-fixage des polychromies sur plusieurs cercueils (Lazzari et López-Morán, 2024). Des études ont montré que des espèces d'*Aspergillus* et de *Penicillium* — genres largement isolés dans notre étude — peuvent coloniser et dégrader certains matériaux synthétiques de restauration (Kujović et al., 2025). Cependant, dans notre étude, aucune colonisation fongique active n'a été observée sur les zones restaurées des objets analysés. Les colonies de *Penicillium* détectées par culture sur ces zones correspondent à des spores latentes (contamination sporale) et non à un développement actif lié aux matériaux de restauration.

Le Paraloid B72 et le méthacrylate de méthyle, utilisés pour la consolidation du bois pulvérulent (ouchebti CO.2349 à l'ARM, cercueil de Iâhmes au CCL), sont des résines

acryliques réputées pour leur stabilité (Crisci et al., 2010). Bien que certaines études aient rapporté une sensibilité de ces résines à la colonisation fongique (Mansour et Salem, 2015 ; Gomoiu et al., 2022), aucune colonisation spécifique n'a été associée au Paraloid dans notre étude, probablement parce que les objets traités (CCL, ARM) sont stockés dans des conditions défavorables à la germination (température basse, HR contrôlée).

L'utilisation de ruban adhésif sur le cercueil de Padiouf (N2579), décrite dans le rapport de restauration de 1998 (Joigneau et Louis, 1998), a laissé des résidus de colle visibles sur les photos d'archive. Des études ont montré que certaines espèces d'*Aspergillus* peuvent dégrader le caoutchouc (Nayanashree et Thippeswamy, 2013). Toutefois, le nettoyage de 1998 a éliminé une grande partie des résidus, et aucune colonisation fongique associée à ces résidus n'a été observée dans notre étude.

Ainsi, bien que les matériaux de restauration anciens aient pu théoriquement introduire des substrats carbonés, aucune corrélation directe n'a été établie dans notre étude entre la présence de ces matériaux et une colonisation fongique active. Les microorganismes détectés sur les zones restaurées correspondent très majoritairement à une contamination sporale résiduelle, sans développement actif lié aux produits de restauration.

Les interventions de restauration anciennes, bien que bien intentionnées, peuvent constituer un facteur confondant dans l'interprétation des analyses microbiologiques (Atwa et al., 2022). Pour les objets déjà restaurés, il est important de documenter précisément les produits utilisés, afin de contextualiser les résultats microbiologiques : une colonie de *Penicillium* isolée sur une zone restaurée avec du PVA n'a pas la même signification qu'une colonie sur du bois nu, mais dans notre étude, aucune colonisation active n'a été observée sur ces zones (Ilieș et al., 2026). Pour les interventions futures, il convient de privilégier des produits inertes, réversibles, et de préférence « verts » (dérivés naturels), conformément aux principes de la conservation durable (Geweely et al., 2024). En l'absence de corrélation directe entre les restaurations anciennes et une colonisation fongique active dans notre étude, ces recommandations s'inscrivent davantage dans une perspective de précaution que comme une réponse à un problème avéré.

4.2.4 L'importance de la documentation des conditions environnementales

Un enseignement méthodologique majeur de cette thèse est l'importance de la documentation systématique des conditions environnementales. Dans les trois musées français (CCL, LMP, ARM), nous avons pu obtenir des séries temporelles de température et d'HR sur plusieurs mois ou années (Garnier, 2025 ; Guichard, 2025 ; LeRoux, 2024), grâce aux systèmes de monitoring en place (capteurs sans fil, data loggers). Au CCL et au LMP, ces données étaient exhaustives et de bonne qualité. À l'ARM, une seule vitrine était équipée d'un capteur (boîte Jasmin), et les données présentaient des lacunes (période septembre-novembre 2024 non surveillée). À l'EMC, en revanche, aucun système de monitoring n'était en place ; nous avons dû nous contenter de mesures ponctuelles (hygromètre portatif) lors des prélèvements, ce qui ne permet pas de connaître l'historique des T et HR ni les pics saisonniers.

Cette absence de documentation à l'EMC est très préjudiciable. Nous savons que l'HR était d'environ 62-65 % au moment des prélèvements (juin-juillet 2025), mais nous ignorons si elle était plus élevée pendant la saison des pluies (hiver, HR pouvant dépasser 80 %) ou plus basse pendant les pics de chaleur estivale (HR pouvant descendre à 30-40 %). Or, ces variations saisonnières sont cruciales pour interpréter la présence de colonisation active sur l'objet TR 17.10.17.3 : les spores ont-elles germé en juillet (pic de T et HR modérée) ou pendant l'hiver précédent (HR élevée) ? Sans données historiques, impossible de le savoir (Bastholm et al., 2024 ; Derksen et al., 2025). De plus, l'absence de monitoring empêche d'évaluer l'efficacité des actions correctives : si l'EMC installe demain un système de déshumidification, comment saura-t-on s'il fonctionne sans capteurs ? (Laborda et al., 2022 ; Bacci et al., 2008).

Nous recommandons donc instamment à l'EMC, ainsi qu'à tous les musées sans système de monitoring, d'installer des data loggers (Hygrochron, Tinytag, ou équivalents) dans les salles d'exposition et les réserves, avec une fréquence d'enregistrement d'au moins une mesure par heure (Laborda et al., 2022). Les données doivent être téléchargées régulièrement (tous les 3-6 mois) et analysées pour détecter les dérives. Les seuils d'alerte (par exemple, HR >65 % pendant plus de 24 heures consécutives) doivent être définis et déclencher des actions (augmentation de la ventilation, réduction de l'apport d'humidité, isolement des objets sensibles) (Bacci et al., 2008). Idéalement, les capteurs devraient être placés à l'intérieur des vitrines (pour mesurer le microclimat de l'objet) et à l'extérieur (pour mesurer les conditions ambiantes). Cette surveillance est un prérequis à toute conservation préventive efficace (ElKadi et al., 2021).

4.2.5 L'effet sélectif de la température sur la composition des communautés fongiques

La température moyenne annuelle à l'EMC (28,5°C) est nettement supérieure à celle des musées français (19-22°C). Cette différence a un impact sélectif : *Neurospora* sp., champignon thermophile (optimum 30-37°C (Derksen et al., 2025)), est quasi-exclusif à l'EMC (un seul isolement au LMP, peut-être lié à un pic estival). Ce résultat a des implications pour les régions chaudes : les champignons thermophiles, souvent de puissants dégradeurs de cellulose ou de lignine, peuvent dominer les communautés, augmentant le risque de bio-détérioration (Brown, 2026). Les normes internationales (T 19-21°C, HR 45-55 %) (ICOM, 2022b), basées sur des études européennes, peuvent ne pas être adaptées aux réalités climatiques des pays du Sud (ElKadi et al., 2021).

4.2.6 Interactions entre facteurs et perspectives de modélisation

Les facteurs n'agissent pas indépendamment. Une HR élevée interagit avec la température : à HR égale, le risque est plus élevé à 30°C qu'à 20°C. La poussière interagit avec l'essence de bois : sur un bois résistant (cèdre), elle peut être sans conséquence (Bouramdane, Fellak, El Mansouri et Boukir, 2022) ; sur un bois sensible (sycomore), elle peut déclencher une colonisation (Pinna, 2025 ; Sitompul et al., 2026). Les traitements de restauration (PVA, Paraloid) interagissent avec l'historique de l'objet. Cette complexité rend difficile l'établissement de modèles prédictifs simples. Des approches comme les

modèles de niches écologiques, calibrés à partir de données de laboratoire et de terrain, pourraient prédire la probabilité de colonisation en fonction des conditions environnementales (Savković et al., 2022). En attendant, la prévention repose sur des mesures pragmatiques : maintien de conditions stables (T 19-21°C, HR 45-55 %) (ICOM, 2022b), nettoyage régulier, surveillance des objets à risque, et formation du personnel. Les analyses microbiologiques doivent être utilisées comme des outils de diagnostic ponctuels, non comme des indicateurs de routine en continu (Vassallo, 2025).

4.3 Évaluation du risque de bio-détérioration et intérêt d'une approche intégrée

4.3.1 Une grille d'évaluation du risque à trois niveaux

À partir des résultats obtenus dans les quatre musées, nous proposons une grille d'évaluation du risque de bio-détérioration fongique **(Figure 129)**, destinée aux conservateurs et restaurateurs. Cette grille intègre à la fois des indicateurs environnementaux (T, HR, qualité de l'air) et des indicateurs biologiques (présence de champignons lignivores, charges culturales, détection métagénomique). Elle distingue trois niveaux de risque : faible (vert), modéré (orange), élevé (rouge).

Niveau faible (vert)

- **Conditions environnementales** : T 19-21°C, HR 45-55 % toute l'année, amplitude thermique <2°C, HR stable ±5 %, air filtré (filtres HEPA), absence de poussière visible.
- **Indicateurs biologiques** : concentration fongique aérienne <50 UFC/m³, absence de champignons lignivores (*Chaetomium*, *Neurospora*, basidiomycètes) dans l'air, charge surfacique <100 UFC/cm² sur les zones non dégradées, absence de détection métagénomique de lignivores.
- **Actions** : surveillance annuelle (prélèvements d'air et de surface), maintien des bonnes pratiques (nettoyage, contrôle climatique).

Niveau modéré (orange)

- **Conditions environnementales** : T 19-24°C, HR 45-65 % avec pics <70 % pendant <1 mois/an, amplitude thermique <5°C, pas de filtration HEPA mais ventilation adéquate, poussière visible mais en quantité modérée.
- **Indicateurs biologiques** : concentration fongique aérienne 50-200 UFC/m³, présence de champignons lignivores (*Chaetomium*, *Trichoderma*) dans l'air mais en faible quantité (<5 colonies), charge surfacique 100-1000 UFC/cm², détection métagénomique de lignivores en faible abondance (<5 % des séquences), absence de colonisation active visible.
- **Actions** : surveillance semestrielle (prélèvements d'air et de surface), renforcement du nettoyage (aspiration, essuyage), contrôle de l'humidité (déshumidificateurs, amélioration de la ventilation), vérification de l'étanchéité des vitrines, isolement des objets à risque.

Niveau élevé (rouge)

- **Conditions environnementales** : T >25°C ou <15°C, HR >65 % pendant >1 mois/an, amplitude thermique >5°C, absence de ventilation, poussière abondante visible.
- **Indicateurs biologiques** : concentration fongique aérienne >200 UFC/m³, présence de champignons lignivores dans l'air en quantité notable (>5 colonies, surtout *Neurospora*, basidiomycètes), concentration fongique surfacique >1000 UFC/cm², détection métagénomique de lignivores en abondance significative (>5 %), aspects de colonisation active (poudrage, taches, bois humide, altérations macroscopiques).
- **Actions** : intervention immédiate (isolement de l'objet, traitement curatif), correction des conditions environnementales (déshumidification, filtration, ventilation), expertise par un microbiologiste, documentation photographique et analytique.

Cette grille a été appliquée aux quatre musées :

CCL (niveau faible) : environnement optimal (T 19,4°C, HR 51 %), mais charges surfaciques élevées (3 760 UFC/cm²) ; classé faible car les spores sont dormantes (HR <55 %, pas de colonisation active).

LMP (niveau faible à modéré) : environnement partiellement contrôlé, charges modérées, lignivores potentiels présents mais absence de colonisation active.

ARM (niveau modéré) : environnement non contrôlé (pics d'HR à 76 %), mais charges très faibles (80 UFC/cm²) ; risque lié à la potentialité de germination en cas de pics d'humidité prolongés.

EMC (niveau élevé, critique pour la réserve) : environnement chaud et humide (T >28°C, HR >65 %), charges très élevées (3 000 UFC/cm²), présence de lignivores majeurs (Neurospora, Chaetomium, Peniophora sp.), colonisation active visible.

Le contraste entre CCL et EMC est fondamental : des concentrations similaires (3 760 vs 3 000 UFC/cm²) aboutissent à des niveaux de risque opposés (faible vs élevé) en raison des conditions environnementales. Le risque est donc déterminé par l'interaction charge fongique × environnement, et non par la charge seule. Un objet à forte charge sporale en environnement maîtrisé (CCL) ne nécessite pas de traitement curatif immédiat mais une surveillance accrue ; un objet à charge modérée en environnement favorable à la germination (ARM) peut présenter un risque non négligeable. Cette grille, à valider sur d'autres collections, constitue un outil d'aide à la décision pour la gestion des collections en bois ancien.

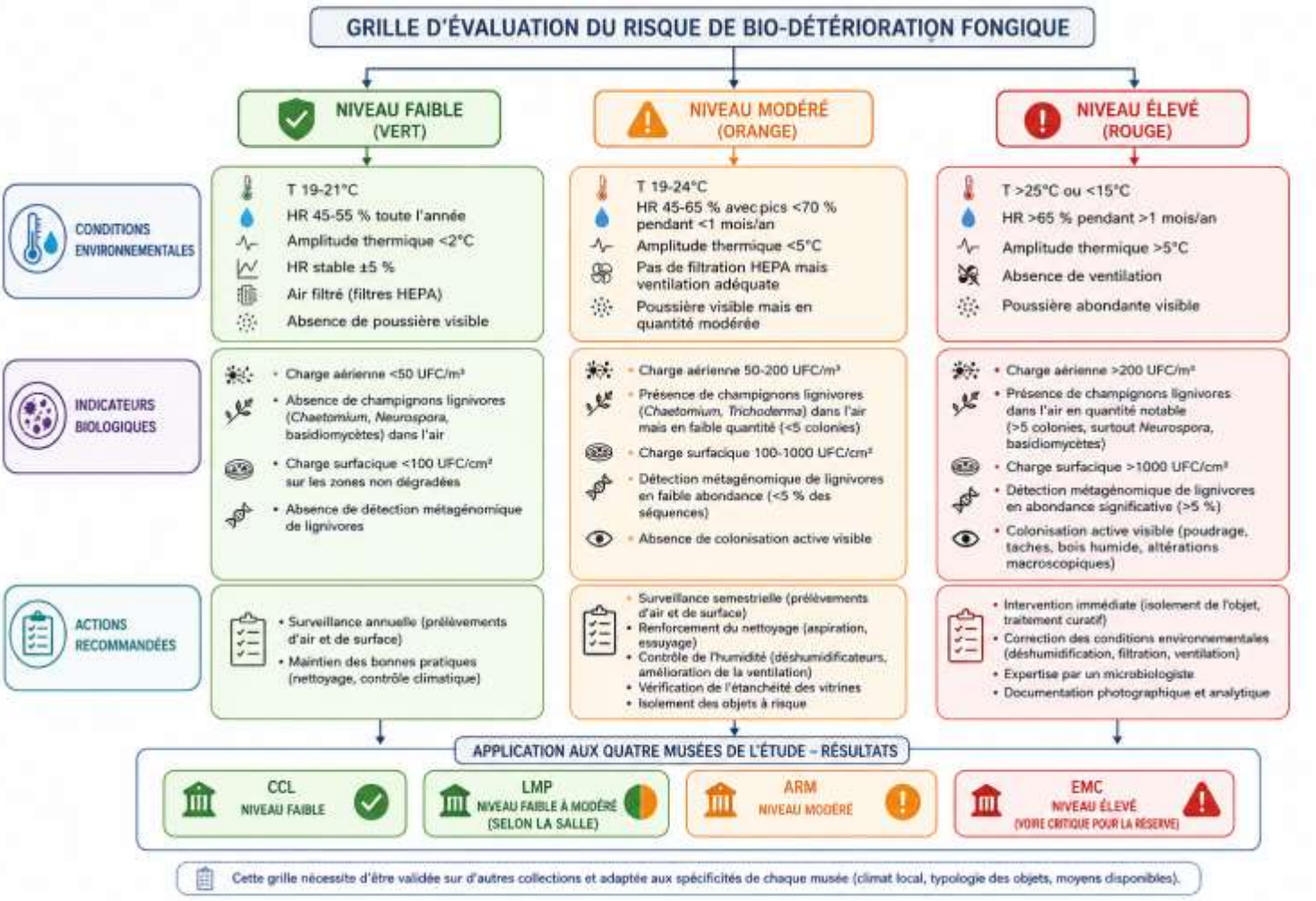


Figure 129 – Grille d'évaluation du risque de bio-détérioration fongique. Basée sur des indicateurs environnementaux (T, HR, qualité de l'air) et biologiques (charges fongiques, lignivores, métagénomique), elle distingue trois niveaux de risque (vert, orange, rouge) avec actions associées. Appliquée aux quatre musées : CCL (faible), LMP (faible à modéré), ARM (modéré), EMC (élevé). Outil d'aide à la décision pour la gestion des collections en bois ancien.

4.3.2 Limites des seuils quantitatifs : le cas des « faux positifs » et « faux négatifs »

Les seuils proposés (50 UFC/m³, 100 UFC/cm², etc.) sont des guides, non des valeurs absolues. Il existe des situations où un musée avec des concentration fongique aériennes faibles peut présenter un risque élevé (par exemple, présence de spores d'un lignivore très agressif comme *Serpula lacrymans*, même en faible quantité (Barboux, Bousta et Di-Martino, 2021) et, inversement, des situations où un musée avec des charges aériennes élevées peut présenter un risque faible (par exemple, domination par des champignons non lignivores comme *Penicillium*, dans des conditions environnementales défavorables à la germination) (Afifi et al., 2023). Il faut donc éviter une interprétation trop mécaniste des seuils.

Dans notre étude, le cas du LMP (Sully 321) illustre le risque de « faux positif » si l'on se fie uniquement aux concentrations fongiques aériennes (380 UFC/m³, seuil d'intervention dépassé). Pourtant, aucun signe de colonisation active n'a été observé sur le cercueil de Tamoutnefret, et les concentrations fongiques surfaciques (non quantifiées précisément mais faibles) ne suggèrent pas une contamination massive. Les conditions environnementales (T 22°C, HR 50-55 %) sont défavorables à la germination, malgré la présence de spores. L'objet est donc à risque modéré, non élevé. Inversement, le cas de l'ARM illustre le risque de « faux négatif » : les concentrations fongiques aériennes sont modérées (60-97 UFC/m³), inférieures au seuil d'intervention, mais la présence de *Chaetomium* dans l'air et l'absence de contrôle climatique créent un risque en période estivale (HR 76 %). En août 2024, les conditions étaient réunies pour la germination des spores de *Chaetomium*, même si celle-ci n'a pas été observée (peut-être parce que le pic d'humidité était trop court). Un suivi continu est nécessaire pour détecter les pics saisonniers.

Ces exemples soulignent l'importance d'une évaluation intégrée, combinant plusieurs indicateurs, plutôt que d'un seul seuil. Cette approche est confortée par les travaux de Simon et al. (2023), qui ont démontré que la composition microbienne des surfaces des objets de musée (notamment la porte d'Ishtar et les lions de Sam'al au Pergamonmuseum de Berlin) est influencée de manière significative par l'exposition au contact humain, au point de masquer les signatures microbiennes originales liées à l'environnement de stockage ou aux matériaux constitutifs. Leur étude a montré que les zones d'objets fréquemment touchées par les visiteurs présentaient une signature microbienne dominée par des genres associés à la peau humaine (*Corynebacterium*, *Staphylococcus*, *Streptococcus*), tandis que les zones hors de portée conservaient une empreinte distincte. De manière cruciale pour notre propos, les auteurs ont observé que cette signature de contact pouvait « écraser » ou « réécrire » partiellement l'empreinte microbienne antérieure de l'objet, y compris celle liée à son environnement de conservation. Ainsi, comme dans nos cas de « faux positifs » (Sully 321) et de « faux négatifs » (ARM), l'interprétation des seules données quantitatives (charges fongiques) sans prise en compte des facteurs contextuels (conditions environnementales, historique de manipulation, fréquentation) peut conduire à des erreurs d'appréciation du risque. Une approche intégrée, combinant métriques environnementales, biologiques et contextuelles, est donc indispensable.

4.3.3 La valeur ajoutée de la métagénomique pour le diagnostic précoce

L'un des apports majeurs de la métagénomique dans notre étude a été la détection de champignons lignivores non cultivés ou en faible abondance. La détection d'*Heliocybe sulcata* sur la statue de Qenimen (CCL) et de *Peniophora sp*. sur le cercueil JE 44970 (EMC) aurait été impossible par les seules méthodes culturales. Ces détections doivent être interprétées comme des signaux d'alerte précoces, permettant de prendre des mesures préventives avant que le champignon ne devienne actif et ne cause des dommages irréversibles (Blanchette, Held, Chemello et Mardikian, 2025 ; Saitta et al., 2011).

Dans le cas du CCL, *Heliocybe sulcata* a été détecté sur une zone dégradée, mais aucune colonisation active n'a été observée macroscopiquement. L'objet est stocké dans des conditions défavorables à la germination (T 19,4°C, HR 51 %). Le risque est donc faible, mais une surveillance accrue est justifiée : vérification régulière de l'état de la zone dégradée (aggravation des fissures, apparition de poudre brune typique de la pourriture cubique), contrôle de l'HR (s'assurer qu'elle ne dépasse pas 60 %), et isolement de l'objet dans une vitrine étanche si des signes d'activité apparaissent (Tsukida *et al.,* 2024). Une intervention curative (traitement par huile essentielle ou biocide) n'est pas justifiée à ce stade, car elle pourrait endommager l'objet plus que le champignon lui-même.

Dans le cas de l'EMC, *Peniophora* sp. a été détecté par métagénomique sur le cercueil JE 44970, mais surtout, *Neurospora* sp. a été isolé par l'approche culturale à partir de plusieurs objets (notamment les cercueils TR 26.12.24.1, JE 39068 et TR 17.10.17.3), ce qui confirme la présence de ce champignon cellulolytique dans l'environnement du musée. Étant donné les conditions environnementales (HR 62-70 %, T 28-30°C), le risque de germination est bien clair. La présence de *Neurospora* (champignon cellulolytique) sur les objets exposés justifie une intervention rapide (Simpson et Schilling, 2025) : isolement des objets dans des vitrines étanches avec gel de silice (pour abaisser l'HR à <55 %), traitement curatif par fumigation (huile essentielle de cannelle à 5 % en phase vapeur) dans des caissons hermétiques, et installation d'un système de déshumidification dans les salles.

La métagénomique permet également d'identifier des espèces potentiellement nouvelles ou non décrites. L'espèce d'Eurotiomycète non classée qui domine les profils de l'EMC (jusqu'à 97 % sur l'objet TR 17.10.17.3) pourrait être une nouvelle espèce adaptée aux conditions chaudes et humides des réserves du Caire. Son identification précise (séquençage des régions ITS, LSU, et peut-être génome complet) serait importante pour comprendre sa physiologie, son potentiel lignivore (à tester par des tests enzymatiques), et sa sensibilité aux huiles essentielles.

4.3.4 L'approche intégrée : un flux de travail pour le diagnostic routine

À partir de notre expérience et sur la base de la littérature existante (Sterflinger et Pinzari, 2012 ; Caneva, Nugari et Salvadori, 2009), nous proposons un flux de travail en plusieurs étapes pour le diagnostic microbiologique des collections en bois dans les musées, combinant approches culturales et métagénomiques. Ce flux est adapté aux moyens des musées (certaines étapes peuvent être sautées en fonction des ressources).

Étape 1 : Inspection visuelle et prélèvement orienté (réalisable par tout conservateur formé)

- Inspection macroscopique des objets à la recherche de signes de colonisation active (poudrage, taches de couleurs variées, efflorescences, mycélium visible, odeur de moisi, bois humide) (Sterflinger et Pinzari, 2012).

- Prélèvement par écouvillonnage ou ruban adhésif sur les zones suspectes (taches, fissures, zones pulvérulentes) et sur des zones témoins (surface apparemment saine) (Angeles Flores, Venanzoni, Martino et Angelini. 2026.).
- En cas de colonisation active massive, prélèvement d'un fragment de bois (avec l'autorisation du conservateur) pour analyse microscopique et culture (Gutarowska et al., 2025).

Étape 2 : Examen microscopique direct (réalisable dans tout laboratoire équipé d'un microscope optique à contraste de phase)

- Montage du prélèvement (écouvillon ou ruban adhésif) entre lame et lamelle avec un colorant (bleu de coton lactophénol, bleu trypan) (Florian, 1997).
- Observation aux grossissements ×200, ×400, ×1000 (immersion) pour détecter la présence de spores, d'hyphes, de structures de fructification (Geweely et al., 2024).
- Si des hyphes sont visibles, évaluer leur viabilité (contenu cytoplasmique, septum, absence de vacuolisation excessive) et leur activité (présence de gouttelettes d'eau à l'apex des hyphes en croissance) (Abdallah, Abdrabou, Ismaiel, et Hemida, 2025).
- Si des spores sont visibles mais pas d'hyphes : interpréter comme une contamination sporale sans activité active (Afifi et al., 2023).

Étape 3 : Mise en culture (nécessite un laboratoire de microbiologie de niveau 1)

- Ensemencement des écouvillons sur milieux sélectifs (MEA, DG18, éventuellement MA2 pour les champignons cellulolytiques) (Abdel-Azeem, Blanchette et Held, 2020 ; Bastholm, Madsen, Frisvad et Richter, 2022 ; Grabek-Lejko, Tekiela et Kasprzyk, 2017).
- Incubation à deux températures (25°C et 30°C pour détecter les thermophiles comme *Neurospora*) (Geweely et al., 2024).
- Lecture à J3, J7, J14 (les basidiomycètes peuvent être lents) (Samson et al., 2019).
- Dénombrement (UFC/cm²) et isolement des colonies dominantes.
- Identification morphologique (macroscopique et microscopique) ou envoi à un laboratoire partenaire pour séquençage (Abdel-Azeem,. Abdel-Azeem, et Khalil, 2019; Slimen et al., 2020).

Étape 4 : Métagénomique ciblée (nécessite un laboratoire de biologie moléculaire et des moyens financiers, à réserver pour les cas complexes)

- Extraction d'ADN total à partir des écouvillons.

- Séquençage d'amplicon (ITS pour les champignons, 18S pour l'ensemble des eucaryotes) sur plateforme Illumina (Vassallo, 2025).
- Analyse bioinformatique (QIIME2, DADA2, UNITE) pour obtenir les profils taxonomiques (Nilsson et al., 2019).
- Interprétation : distinguer les champignons potentiellement lignivores des saprophytes, évaluer l'abondance des Apicomplexa (indicateurs d'infestation par des insectes), détecter les espèces non cultivables.

Étape 5 : Décision d'intervention (Saraiva et al., 2025 ; ICOM, 2022b)

Avant d'engager des analyses longues (cultures, métagénomique), un test rapide d'ATP (par bioluminescence) peut être réalisé sur site. Ce test, qui prend moins de 5 minutes, permet d'évaluer l'activité biologique totale à la surface de l'objet (micro-organismes viables, y compris champignons et bactéries) sans avoir à attendre des résultats de culture ou de séquençage. Un résultat élevé (ex. > 500 RLU/cm²) peut justifier une intervention rapide, même avant l'identification précise des espèces.

La décision d'intervention suit ensuite l'arbre décisionnel suivant :

- Si colonisation active confirmée (hyphes visibles, altérations du bois, test ATP positif élevé) → traitement curatif immédiat (isolement de l'objet, nettoyage mécanique, traitement par huile essentielle ou biocide si justifié).
- Si spores uniquement mais conditions environnementales favorables à la germination (HR > 65 % plus d'un mois par an) → traitement préventif et amélioration de l'environnement (déshumidification, ventilation, dépoussiérage). La métagénomique peut être réalisée en parallèle pour identifier les espèces et affiner l'évaluation du risque.
- Si spores uniquement et environnement défavorable (HR < 55 % stable) → surveillance annuelle (prélèvements culturaux, test ATP ponctuel). La métagénomique est réservée aux cas où des espèces lignivores sont suspectées (ex. présence de *Chaetomium*, *Trichoderma*, *Neurospora*).
- Si détection métagénomique de lignivores sans signes d'activité (test ATP faible ou nul) → surveillance accrue (prélèvements semestriels, contrôle strict de l'HR, dépoussiérage renforcé).

Ainsi, la métagénomique, qui peut prendre plusieurs semaines à plusieurs mois, n'est pas un prérequis pour une intervention rapide en cas d'urgence. Elle est plutôt utilisée pour affiner le diagnostic à long terme et orienter les stratégies de conservation préventive.

4.3.5 Les limites de l'approche intégrée : coûts, délais, expertise

Malgré ses avantages, l'approche intégrée (culture + métagénomique + dénombrement direct) présente des limites pratiques importantes, qui peuvent freiner son adoption par les musées (Pinzari et Jurado, 2018).

Le coût est la première limite. Une analyse métagénomique (extraction ADN, PCR, séquençage Illumina, analyse bioinformatique) coûte entre 200 et 500 € par échantillon, selon les services. Pour un musée comme l'EMC, avec plusieurs centaines d'objets en bois potentiellement contaminés, le coût serait prohibitif. Les approches culturales sont moins chères (environ 10-20 € par échantillon pour les milieux de culture et l'incubation), mais elles nécessitent du temps de technicien (préparation des milieux, ensemencement, identification) qui a aussi un coût. Le dénombrement à la cellule de Malassez est le moins cher (quelques centimes par échantillon pour le colorant et la lame), mais il nécessite une formation spécifique et un microscope à contraste de phase (équipement coûteux, 5 000-10 000 €). Comme le soulignent Pinzari et Jurado (2018), des stratégies de diagnostic adaptées aux budgets limités doivent être développées, privilégiant les approches culturales pour le dépistage de routine et réservant la métagénomique aux cas complexes.

Le délai est la deuxième limite. Une analyse culturale complète (incubation 7-14 jours, identification 1-2 jours) prend environ 2-3 semaines (Samson et al., 2019). Une analyse métagénomique (extraction, PCR, séquençage, bioinformatique) prend 4-6 semaines, voire plus si les plateformes sont surchargées. Pendant ce temps, l'objet peut continuer à se détériorer si une colonisation active est en cours. Pour les situations d'urgence (colonisation massive), des méthodes plus rapides sont nécessaires. Le dosage d'ATP (par bioluminescence) est particulièrement adapté : réalisable en moins de 5 minutes sur site, il permet d'obtenir une évaluation instantanée de l'activité biologique totale à la surface de l'objet. D'autres méthodes rapides incluent l'observation microscopique directe (en 1 heure), le test de viabilité des spores par coloration au fluorochrome (FDA ou Sytox, 30 minutes), ou la PCR en temps réel (qPCR) ciblant des espèces spécifiques (2-4 heures) (Cappitelli et Sorlini, 2008). Ces méthodes n'ont pas été utilisées dans notre étude mais pourraient être développées pour des diagnostics d'urgence, en complément des approches culturales et métagénomiques réservées aux analyses approfondies.

L'expertise est la troisième limite. L'interprétation des résultats microbiologiques (distinguer un champignon lignivore d'un saprophyte, évaluer la signification d'une détection métagénomique, recommander un traitement) nécessite une formation en mycologie et en conservation du patrimoine (Caneva et al., 2008). Peu de conservateurs-restaurateurs ont cette double compétence. Une collaboration étroite entre les musées et les laboratoires universitaires (comme celle réalisée dans cette thèse) est donc essentielle (Strzelczyk, 2004). Des formations continues (sessions de quelques jours) pourraient être organisées à destination des conservateurs, pour leur apprendre les bases de la reconnaissance macroscopique des moisissures et les protocoles de prélèvement, comme recommandé par Caneva et al. (2008).

4.4 Potentiel des huiles essentielles comme alternative de biocontrôle : mécanismes d'action et efficacité

4.4.1 Le cinnamaldéhyde de la cannelle :

Les tests in vitro effectués montrent que l'huile essentielle de cannelle (*Cinnamomum cassia*) s'est révélée la plus efficace des trois huiles testées, avec des inhibitions maximales de 82,9 % sur *Neurospora sp*. à J3 à une concebtration de 5 %. Cette efficacité est très probablement due à sa teneur exceptionnelle en cinnamaldéhyde (E)- (89,58 %), un aldéhyde phénolique qui possède un large spectre d'activité antifongique, antibactérienne et antivirale (Antonelli et al., 2020 ; Geweely et al., 2024). Le mécanisme d'action du cinnamaldéhyde implique plusieurs cibles cellulaires.

Premièrement, le cinnamaldéhyde altère l'intégrité de la membrane plasmique. En raison de son caractère hydrophobe (log P d'environ 2,0), le cinnamaldéhyde s'intercale dans la bicouche lipidique, modifiant sa fluidité, sa perméabilité et son potentiel électrique (Bahmani et Schmidt. 2018). Des études en fluorescence (marqueur SYTOX Green, iodure de propidium) ont montré que le cinnamaldéhyde provoque une fuite de matériel cellulaire (ions K+, acides aminés, ATP) dès les premières minutes de contact (Guo et al., 2024). Cette fuite entraîne une dissipation du gradient électrochimique, une acidification du cytoplasme (si la membrane plasmique est perméable aux protons), et à terme, la mort cellulaire par nécrose (Pinna, 2025).

Deuxièmement, le cinnamaldéhyde inhibe la synthèse de la paroi cellulaire. Il se lie aux enzymes impliquées dans la synthèse du chitosane (chitosane synthase) et du β-1,3-glucane (glucane synthase), deux polymères majeurs de la paroi fongique. Des études ultrastructurales (microscopie électronique à transmission) ont révélé que les champignons traités au cinnamaldéhyde présentent des parois amincies, des interruptions de la couche de chitosane, et des bourgeonnements anormaux des tubes germinatifs (Deng et al., 2018).

Troisièmement, le cinnamaldéhyde induit un stress oxydatif. Il peut être métabolisé par les peroxydases fongiques en radicaux libres (cinnamaldéhyde radical, superoxyde) qui endommagent les lipides (peroxydation lipidique), les protéines (carbonylation), et l'ADN (cassures simple et double brin). Les champignons résistants au cinnamaldéhyde ont souvent des activités accrues de catalase, superoxyde dismutase et glutathion peroxydase, qui neutralisent les espèces réactives de l'oxygène (Guo et al., 2024).

Cependant, l'efficacité de la cannelle est entravée par sa forte volatilité. Le cinnamaldéhyde a une pression de vapeur d'environ 0,03 mmHg à 25°C, ce qui est relativement élevé pour un composé de poids moléculaire 132 Da. En système ouvert (boîte de Pétri scellée au Parafilm, mais non hermétique), une partie du cinnamaldéhyde se condense sur les parois de la boîte ou diffuse à travers le Parafilm, réduisant la concentration dans l'espace de tête (Betlej et al., 2024). Dans notre protocole (micro-tube Eppendorf percé), la diffusion est rapide (saturation de la boîte en quelques heures), mais la concentration effective décroît ensuite par adsorption sur les surfaces ou par oxydation. La variabilité inter-répétitions observée (*Neurospora* : 48,8 à 82,9 % d'inhibition à J3 pour la même concentration) pourrait être due à de petites différences dans l'étanchéité du scellement ou dans la température locale (les boîtes du haut de l'incubateur sont légèrement plus chaudes que celles du bas, modifiant la volatilité) (Pinna, 2025).

Pour la conservation préventive sur bois, la volatilité de la cannelle peut être un avantage (fumigation) ou un inconvénient (effet de courte durée) (Antonelli et al., 2020). Des systèmes de libération contrôlée (encapsulation dans des cyclodextrines, des liposomes, ou des microparticules de silice) pourraient prolonger l'effet. Des tests préliminaires (hors cadre de cette thèse) ont montré que la cannelle encapsulée dans de la β-cyclodextrine conserve son activité pendant plusieurs semaines, contre quelques jours pour l'huile libre (Simionato et al., 2019). De telles formulations pourraient être utilisées dans les vitrines ou les réserves pour une protection prolongée.

4.4.2 Variabilité de la réponse antifongique selon les espèces testées

L'une des difficultés majeures dans l'évaluation des huiles essentielles est la variabilité de la réponse selon les espèces fongiques (Sharaf, El Hadidi et Saber, 2022). Dans notre étude, *Paecilomyces* sp. (ERI 56) et *Trichoderma* sp. (ERI 85) se sont révélés moins sensibles à la cannelle que *Neurospora* sp. (ERI 124). Cette variabilité interspécifique est bien documentée dans la littérature (Ranaldi et al., 2025 ; Antonelli et al., 2020) et reflète des différences génétiques (polymorphismes dans les gènes codant pour les enzymes de détoxification), physiologiques (âge de la culture, densité d'inoculum), ou écologiques (adaptation locale aux composés antifongiques naturels).

Pour *Trichoderma* sp., l'efficacité de la cannelle est modeste (inhibition maximale de 53,6 % à J7 à 5 %), ce qui est décevant, car *Trichoderma* est un agent majeur de bio-détérioration du bois, capable de dégrader la cellulose et d'induire des altérations esthétiques (taches vertes, sporulation abondante) (Mansour et Salem, 2015). Des études antérieures ont montré que certaines espèces de *Trichoderma* (*T. harzianum*, *T. viride*) sont naturellement résistantes aux huiles essentielles, en raison de leur production d'enzymes de détoxification (époxyde hydrolases, glutathion transférases) et de leur capacité à pomper activement les composés toxiques (*efflux pumps* de la famille ABC) (Gębarowska et al., 2026). Pour ces espèces résistantes, des concentrations plus élevées de cannelle (10-20 %) pourraient être nécessaires, mais elles seraient probablement incompatibles avec la conservation des polychromies (risque de jaunissement, de décollement) (Palla et al., 2020). Une alternative serait d'utiliser des synergies entre huiles (cannelle + thym, cannelle + clou de girofle) dont l'effet combiné est supérieur à la somme des effets individuels (Zhu et al., 2025).

Cette variabilité interspécifique souligne l'importance de tester les huiles essentielles sur les espèces fongiques isolées localement, plutôt que de se fier aux données de la littérature. Une souche de *Neurospora* isolée à l'EMC peut avoir une sensibilité différente de celle isolée dans un musée français, en raison de son adaptation aux conditions chaudes et sèches (Simpson et Schilling, 2025). Idéalement, chaque musée devrait constituer sa propre collection de souches (comme notre collection ERI) et les tester systématiquement avant d'adopter un traitement.

4.4.3 Le cyprès :

L'huile essentielle de cyprès (*Cupressus sempervirens*), dominée par l'α-pinène (54,55 %) et le 3-carène (21,78 %), a montré une efficacité globalement inférieure à celle de la

cannelle, mais avec l'avantage d'une meilleure cohérence inter-répétitions pour certaines conditions (Patgar, Satish et Shabaraya, 2021). Pour *Neurospora* sp., le cyprès à 0,5 % a présenté un profil d'inhibition partielle (10-49 %) sur les trois répétitions à J15, avec une cohérence élevée (toujours +/-). Cette reproductibilité est intéressante pour une utilisation pratique, car elle indique que l'effet n'est pas dû à des artéfacts expérimentaux.

Les monoterpènes (α-pinène, 3-carène, limonène) ont un mécanisme d'action différent des aldéhydes phénoliques. Ils s'accumulent préférentiellement dans la membrane plasmique, modifiant sa fluidité et inhibant les enzymes membranaires (ATPase, transporteurs). Ils peuvent également interférer avec la signalisation cellulaire (voie de l'AMPc, voie du calcium) et induire un stress osmotique (Selim, Adam, Hassan et Albalawi 2014). Leur volatilité plus élevée (pression de vapeur de l'α-pinène : 4,6 mmHg à 25°C, contre 0,03 mmHg pour le cinnamaldéhyde) les rend plus adaptés à un traitement par fumigation (diffusion rapide dans l'espace de tête). En revanche, leur persistance sur le bois traitée est plus courte, car ils s'évaporent rapidement (Pierre-Leandri et al., 2003).

Pour la conservation préventive, le cyprès à 0,5 % pourrait être utilisé comme traitement de fond (protection légère mais continue) pour les objets stockés dans des réserves à risque modéré. Par exemple, dans la réserve de l'ARM, des coupelles de gel de silice imprégnées de cyprès (ou des sachets de billes d'argile) pourraient être placées dans les armoires métalliques contenant les ouchebtis, afin de créer une atmosphère légèrement fongistatique sans saturation de l'air en composés volatils. Des tests de toxicité sur les polychromies (jaunissement, décollement) seraient nécessaires avant application à grande échelle. Cette approche pourrait être avantageusement complétée par des techniques d'encapsulation des huiles essentielles, telles que celles décrites par Santos et al. (2018). Ces auteurs ont développé des capsules de silice d'environ 400 nm de diamètre contenant des mélanges d'huiles essentielles, en utilisant une méthode simple de dispersion de la silice dans l'éthanol contenant les huiles dissoutes, sous agitation ultrasonique. La silice mésoporeuse présente en effet plusieurs avantages pour la conservation du patrimoine : elle est non toxique, chimiquement stable, et permet une libération contrôlée des composés volatils grâce à sa porosité interne. Appliquée aux huiles de cyprès, cette technologie d'encapsulation pourrait prolonger la durée d'action du traitement (en limitant l'évaporation rapide des monoterpènes comme l'α-pinène et le 3-carène), réduire la concentration nécessaire pour obtenir un effet fongistatique, et limiter les risques de contact direct entre l'huile et les polychromies fragiles. Des études complémentaires seraient nécessaires pour évaluer la compatibilité de ces capsules de silice avec les surfaces boisées anciennes (adhérence, réversibilité, impact esthétique) avant d'envisager une application in situ.

4.4.4 La myrrhe :

L'huile essentielle de myrrhe (*Commiphora myrrha*) a montré l'efficacité la plus faible des trois huiles. Ce résultat est cohérent avec la littérature (Al-Sabri et al., 2014 ; Batiha et al., 2022), qui rapporte une activité antifongique modeste de la myrrhe, principalement due aux sesquiterpènes (furanodien, curzerene, elemene) et aux composés furaniques (myrrhone, myrrhaterpene). Ces composés sont moins actifs que les aldéhydes

phénoliques ou les phénols (carvacrol, thymol), mais ils ont l'avantage d'une faible toxicité pour les cellules eucaryotes (y compris humaines), ce qui pourrait être un atout pour la sécurité des opérateurs. Il convient toutefois de noter que les études portant sur l'efficacité antifongique de la myrrhe appliquée aux matériaux anciens (bois archéologique, polychromies, résines) sont très rares dans la littérature spécialisée. La plupart des travaux disponibles concernent des applications médicales ou pharmaceutiques, et très peu se sont intéressés à son potentiel pour la conservation du patrimoine culturel. Cette lacune bibliographique souligne le caractère exploratoire de nos résultats et la nécessité de poursuivre les recherches sur l'utilisation de la myrrhe dans ce contexte spécifique.

L'absence d'efficacité de la myrrhe dans nos tests in vitro ne signifie pas qu'elle soit sans intérêt pour la conservation. Son utilisation historique dans les pratiques d'embaumement (Rageot et al., 2023) suggère qu'elle pourrait avoir un effet conservateur à long terme, peut-être en raison de ses propriétés antioxydantes (les sesquiterpènes piègent les radicaux libres et ralentissent le vieillissement des matières organiques) plutôt qu'antifongiques (Tanasă, Nechifor, et Teacă. 2024). De plus, son odeur (résineuse, épicée) est perçue positivement par le public égyptien (associée aux rituels funéraires), contrairement à la cannelle (odeur de cuisine) ou au cyprès (odeur de désinfectant). Pour des raisons d'acceptabilité culturelle, la myrrhe pourrait être préférée, même si son efficacité est moindre, à condition qu'elle ne stimule pas la croissance fongique (risque d'hormèse, observé pour certaines concentrations).

Des formulations combinant myrrhe et cannelle (par exemple, 80 % myrrhe + 20 % cannelle) pourraient allier l'efficacité de la cannelle à l'authenticité de la myrrhe. Des tests de synergie (checkerboard method, calcul du FIC index) permettraient de déterminer si l'effet est additif ou synergique (Kamble et Phadke, 2023 ; Ayari et al., 2020).

4.4.5 Du *in vitro* au *in situ* : les défis de l'application sur bois

Les tests réalisés sur gélose ont fourni des informations précieuses sur le potentiel antifongique des huiles essentielles par diffusion en phase vapeur, mais ils ne se substituent pas à une application réelle sur bois. La matrice bois modifie profondément la disponibilité des HE pour les champignons, et plusieurs défis doivent être pris en compte avant d'envisager une application in situ (Antonelli et al., 2020).

Premièrement, le bois est un matériau poreux et hygroscopique, qui peut adsorber les composés des HE par des interactions hydrophobes (avec la lignine) ou des liaisons hydrogène (avec la cellulose et l'hémicellulose) (Bahmani et Schmidt, 2018). Cette adsorption n'est pas homogène : les zones les plus poreuses (bois dégradé, fissures) adsorbent davantage que les zones denses. Une partie des composés peut être irréversiblement liée au bois par des interactions non covalentes, réduisant leur disponibilité pour la diffusion dans l'espace de tête lors d'un traitement par fumigation (Pánek, Reinprecht et Hulla 2014). Des études de désorption (suivi de la libération des composés par GC-MS dans l'air) seraient nécessaires pour déterminer la concentration résiduelle dans le bois après traitement et sa persistance dans le temps.

Deuxièmement, le bois peut être recouvert de polychromie (couche picturale) ou de résine, qui modifient sa surface. La cannelle à 5 % dans l'éthanol pourrait dissoudre ou ramollir certaines peintures (notamment les liants organiques : œuf, colle animale, gomme arabique) ou résines anciennes (dammar, mastic, résine de conifère) (Babiţa et Timar, 2015). Des tests de compatibilité sur des échantillons tests (bois peint avec des matériaux analogues) sont impératifs avant toute application sur objet original. Dans l'idéal, pour les objets polychromes, on utilisera des concentrations plus faibles (0,5-1 %) et on privilégiera le traitement par fumigation (contact indirect) plutôt que l'imprégnation (contact direct) (Kumar, Singh, Wagh et Mahajan, 2015).

Troisièmement, le bois est un habitat complexe qui peut contenir des champignons endogènes (dans les tissus profonds) inaccessibles aux HE appliquées en surface ou diffusées sous forme de vapeur (Benítez et al., 2021). Pour les objets présentant une colonisation active en profondeur (pourriture cubique, pourriture molle), un traitement de surface par fumigation est insuffisant. Dans ces cas, une approche intégrée (assainissement de l'environnement, contrôle des paramètres climatiques, nettoyage mécanique, et monitoring régulier) est préférable à un traitement curatif par HE, dont l'efficacité en profondeur n'est pas démontrée (Blanchette, 2016).

Ainsi, les résultats encourageants obtenus in vitro sur gélose ne préjugent pas de l'efficacité des HE en conditions réelles de conservation. Des études complémentaires, incluant des tests sur bois sain et colonisé en conditions contrôlées, sont nécessaires pour valider le potentiel des HE avant toute application sur des objets patrimoniaux.

4.4.6 Perspectives pour les traitements verts : vers une approche holistique

Les résultats de cette thèse, bien que préliminaires, ouvrent des perspectives prometteuses pour le développement de traitements verts (écologiques, non toxiques, réversibles) pour la conservation du bois ancien. Plusieurs axes de recherche peuvent être proposés.

Le premier axe est l'optimisation des formulations. Les huiles essentielles pures ont l'inconvénient d'une volatilité élevée (effet de courte durée) et d'une efficacité variable selon les souches. Des formulations à libération contrôlée (microcapsules, cyclodextrines, gels, films) pourraient prolonger l'effet et améliorer la reproductibilité (Santos et al., 2018). Des mélanges d'huiles (cannelle + cyprès + myrrhe) pourraient présenter des effets synergiques (Ranaldi et al., 2025), permettant d'utiliser des concentrations plus faibles et de réduire les risques pour les polychromies. Des supports non toxiques (eau distillée avec émulsifiants, propylène glycol) devraient remplacer l'éthanol, qui peut dessécher le bois (Kumar, Singh, Wagh et Mahajan, 2015).

Le deuxième axe est l'évaluation de l'impact à long terme. Les tests de vieillissement accéléré (cycles T/HR, exposition à la lumière UV) sont nécessaires pour évaluer la stabilité des bois traités aux HE : y a-t-il jaunissement des polychromies claires ? Diminution des propriétés mécaniques (résistance à la flexion, dureté) ? Modification de la couleur (spectrophotométrie) ? Ces tests doivent être réalisés sur des échantillons tests

(bois de référence, non patrimoniaux) avant toute application sur objet original (Cao et al., 2024).

Le troisième axe est le développement de méthodes d'application non invasives. La fumigation (exposition à la vapeur d'HE dans une enceinte hermétique) est la méthode la plus douce, car il n'y a pas de contact direct avec le bois. Elle est adaptée aux objets polychromes et aux résines fragiles. La pulvérisation (nébulisation d'une solution diluée d'HE) est plus efficace pour pénétrer les fissures, mais elle peut mouiller le bois et provoquer des gonflements différentiels. L'imprégnation (immersion dans la solution) est la plus invasive et ne devrait être utilisée que pour des objets non polychromes et structurellement solides (Geweely et al., 2024).

Le quatrième axe est l'intégration dans une stratégie de conservation préventive. Les HE ne doivent pas être considérées comme une solution miracle, mais comme un outil parmi d'autres dans une approche holistique : contrôle environnemental (T, HR, filtration), nettoyage régulier, monitoring des collections, formation du personnel, et en dernier recours, traitements curatifs (mécaniques, chimiques, biologiques) (Caple, 2011). Dans un musée comme l'EMC, l'urgence est de corriger les conditions environnementales (déshumidification, ventilation) avant d'envisager des traitements par HE. Traiter un objet à l'HE tout en le laissant dans une salle à 28°C et 70 % HR est vain, car les spores germeront à nouveau quelques semaines après le traitement (Sterflinger et Piñar, 2013).

Enfin, le cinquième axe est le transfert de technologie vers les musées des pays du Sud (Égypte, mais aussi Afrique, Asie, Amérique latine). Les HE sont disponibles localement (myrrhe d'Éthiopie et de Somalie, cannelle du Sri Lanka, cyprès de la région méditerranéenne), à des coûts modérés. Les protocoles doivent être simplifiés pour être accessibles aux musées aux moyens limités. Des formations régionales (initiation à la mycologie, aux tests d'efficacité, aux bonnes pratiques de conservation) pourraient être organisées par l'ICOM ou des universités partenaires.

4.4.7 Recommandations pour les conservateurs

À l'issue de cette étude, nous formulons les recommandations suivantes pour les conservateurs souhaitant utiliser les huiles essentielles dans leur pratique :

1. **Ne jamais appliquer d'HE sur un objet patrimonial sans tests préalables** : tester d'abord sur des échantillons tests (bois de même essence, peinture similaire), en vieillissement accéléré (cycles T/HR, UV), pendant au moins 3 mois, avant d'appliquer sur l'objet original.

2. **Commencer par les concentrations les plus faibles** : pour la cannelle, commencer à 0,5 % (voire 0,1 %) et augmenter progressivement si nécessaire. Pour le cyprès, 0,5-1 %. Pour la myrrhe, 1-5 % (mais son efficacité est limitée).

3. **Privilégier la fumigation au contact direct** : placer l'objet dans une enceinte hermétique (caisson en polyéthylène, vitrine scellée) avec une coupelle contenant de la ouate imbibée d'HE diluée. Durée d'exposition : 1 à 7 jours selon la

concentration et la sensibilité de l'objet. Aérer ensuite l'enceinte avant de réexposer l'objet.

4. **Ne pas utiliser l'éthanol comme solvant sur les objets polychromes** : l'éthanol peut dissoudre certains liants (œuf, colle animale) et pigments (indigo, laque rouge). Utiliser de l'eau distillée avec un émulsifiant (Tween 80, 0,1-0,5 %) ou du propylène glycol (10-20 %).
5. **Documenter toutes les interventions** : photographies avant/après, protocole détaillé (concentration, durée, T, HR), observations pendant et après traitement (changement de couleur, odeur résiduelle), et résultats des prélèvements microbiologiques post-traitement.
6. **Combiner les HE avec d'autres méthodes** : assainissement de l'environnement (déshumidification), nettoyage mécanique (aspiration des spores), application de barrières physiques (vitrines étanches, housses), pour une efficacité maximale.
7. **Former le personnel** : tout conservateur manipulant des HE doit connaître leurs propriétés toxicologiques (irritation cutanée, allergie, toxicité par inhalation) et utiliser les équipements de protection individuelle (gants nitrile, lunettes, masque FFP2). Les HE doivent être stockées dans des flacons en verre ambré, à l'abri de la lumière et de la chaleur, hors de portée des enfants.

Ainsi, les huiles essentielles représentent une alternative prometteuse aux biocides de synthèse, mais leur utilisation en conservation du patrimoine est encore expérimentale et doit être encadrée par des protocoles rigoureux. Les résultats de cette thèse contribuent à cette émergence, en fournissant des données sur l'efficacité comparée de trois HE d'intérêt patrimonial (myrrhe, cyprès, cannelle) et sur la variabilité de la réponse selon les souches fongiques isolées des collections égyptiennes et françaises.

CHAPITRE 5:

CONCLUSION ET PERSPECTIVES

5.1 Conclusion générale

Cette thèse s'est attachée à répondre à une problématique centrale pour la préservation du patrimoine culturel : comment les conditions de conservation dans les musées français et égyptiens influencent-elles la diversité et la structure des communautés fongiques présentes sur les surfaces des artefacts en bois de l'Égypte ancienne, et dans quelle mesure des moyens prophylactiques naturels, tels que les huiles essentielles, peuvent-ils contribuer à la prévention et au traitement de cette bio-détérioration ?

Pour y répondre, nous avons déployé une approche méthodologique intégrée et comparative originale, combinant enquêtes de terrain dans quatre environnements muséaux contrastés (Musée égyptien du Caire, Musée Auguste Rodin à Meudon, Département des Antiquités égyptiennes du Louvre à Paris, et Centre de Conservation du Louvre à Liévin), analyses culturales et métagénomiques (séquençage 18S), dénombrement direct par cellule de Malassez, et évaluation *in vitro* de l'efficacité antifongique de trois huiles essentielles (myrrhe, cyprès, cannelle) sur des espèces fongiques patrimoniales. L'étude a porté sur un corpus de 18 objets en bois (cercueils, statues, ouchebtis) datant du Moyen Empire à l'époque romaine.

Nos résultats conduisent à cinq conclusions principales.

Le croisement des approches culturales et métagénomiques a permis d'identifier deux états écologiques distincts des surfaces, corrélés à l'état de conservation et à l'environnement muséal. L'« état fongique », dominé par des séquences de champignons xérophiles (notamment la levure *Candida athensensis* et l'eurotiomycète *Eupenicillium crustaceum*), est typique des zones macroscopiquement non dégradées des musées français. L'« état Apicomplexa », caractérisé par une dominance des séquences du parasite d'invertébrés *Polyplicarium cirtusae* (jusqu'à 70 %), est systématiquement associé aux zones dégradées et aux surfaces recouvertes de résine noire. Ce basculement n'indique pas une activité fongique, mais signale une surface altérée qui aurait piégé passivement des débris d'invertébrés. La résine noire agit ainsi comme un piège passif et une barrière physique : elle réduirait l'adhésion et la germination des spores fongiques, mais accumulerait efficacement l'ADN d'autres eucaryotes (Apicomplexa, Metazoa).

Nous établissons une hiérarchie claire du risque de biodétérioration selon les conditions environnementales. Le gradient CCL → LMP → ARM → EMC démontre la relation causale entre facteurs environnementaux, contamination fongique et risque de dégradation. La détection de champignons lignivores par analyse métagénomique (*Heliocybe sulcata* au CCL, *Peniophora* sp. à l'EMC) et par culture à l'EMC

(*Neurospora* sp.) constitue des signaux d'alerte précoce, justifiant une surveillance accrue.

L'évaluation *in vitro* des huiles essentielles par diffusion en phase vapeur montre un potentiel prometteur mais une efficacité contrastée. L'huile de cannelle (riche en cinnamaldéhyde, 89,6 %) s'est révélée la plus efficace. Le cyprès (riche en α-pinène) a montré une efficacité plus modeste. La myrrhe a été globalement inefficace dans nos conditions de test.

Cette thèse confirme la valeur ajoutée d'une approche intégrée, multi-échelle et interdisciplinaire pour le diagnostic microbiologique. Aucune méthode unique ne permet à elle seule d'évaluer le risque de biodétérioration. L'observation macroscopique détecte la colonisation fongique active. Les méthodes culturales quantifient la concentration sporale viable. La métagénomique (18S) révèle la diversité totale (incluant champignons non cultivables, Apicomplexa, Metazoa) et permet une détection précoce des lignivores. Le dénombrement direct des spores fongiques à la cellule de Malassez offre une quantification rapide et indépendante de la culturabilité. L'analyse statistique (PERMANOVA) a montré que le facteur « musée » est significativement associé à la composition des communautés microeucaryotes, bien qu'il n'explique qu'environ 9 % de la variance observée. En revanche, ni l'état de surface ($p = 0,232$) ni la présence de résine noire ($p = 0,1$) ne sont associés à une différence statistiquement significative.

En définitive, cette thèse apporte une contribution significative à la compréhension de l'écologie microbienne des collections en bois de l'Égypte ancienne en contexte muséal. Elle démontre que la simple présence de spores fongiques viables, même en grande quantité, ne doit pas être confondue avec une colonisation active. Elle propose des outils diagnostiques opérationnels (grille d'évaluation du risque à trois niveaux, flux de travail intégré) et explore des alternatives vertes prometteuses. Elle plaide enfin pour une approche holistique de la conservation préventive, où la maîtrise des paramètres environnementaux (T, HR, propreté, filtration) reste la priorité absolue, les traitements curatifs par huiles essentielles étant réservés à des cas ciblés et après validation rigoureuse.

5.2 Perspectives de recherche

À partir des résultats obtenus et des limites identifiées, plusieurs perspectives de recherche se dessinent, tant pour approfondir la compréhension des mécanismes de biodétérioration que pour développer des outils et traitements opérationnels pour la conservation.

Perspectives fondamentales : de l'empreinte ADN à l'activité fonctionnelle. La distinction entre ADN résiduel ou spores latentes et colonisation active pourrait être levée par des analyses méta-transcriptomiques (séquençage de l'ARN 18S) qui ne détectent que les microorganismes métaboliquement actifs. Par ailleurs, la détection de champignons lignivores *Heliocybe sulcata* (CCL) et *Peniophora* sp. (EMC) mérite un séquençage long-read (Oxford Nanopore ou PacBio) pour obtenir des génomes complets de souches patrimoniales, identifier leurs gènes de dégradation (cellulases, lignine

peroxydases), et évaluer leur activité enzymatique *in vitro* par des tests biochimiques (API ZYM, dosage des activités cellulolytiques et ligninolytiques). L'espèce d'Eurotiomycète non classée dominante dans les profils de l'EMC (jusqu'à 97 % sur l'objet TR 17.10.17.3) doit être formellement identifiée par séquençage multi-locus (ITS, LSU, β-tubuline) et décrite si elle s'avère nouvelle pour la science.

Perspectives appliquées : du *in vitro* au *in situ*. Les huiles essentielles les plus prometteuses (cannelle à 5 % et cyprès à 0,5 %) doivent être testées sur des échantillons de bois archéologique de référence (essences : sycomore, tamaris, cèdre), avec et sans polychromie, en conditions contrôlées (enceintes climatiques, T 25°C, HR 65 %). Ces tests devront évaluer non seulement l'efficacité antifongique (réduction des UFC/cm²) mais aussi les effets secondaires délétères : spectrophotométrie (jaunissement, blanchiment), microscopie électronique à balayage (altération des fibres de bois et des pigments), et vieillissement accéléré (cycles UV, variations T/HR). Des formulations à libération contrôlée (microcapsules de silice ou de cyclodextrine, gels, films) devraient être développées pour prolonger l'effet des huiles volatiles et réduire la variabilité inter-traitements. Des tests de synergie (combinaison cannelle + cyprès, cannelle + myrrhe) pourraient permettre d'utiliser des concentrations plus faibles de cannelle, réduisant les risques pour les polychromies.

Perspectives pour la conservation préventive et la formation. La grille d'évaluation du risque à trois niveaux (faible / modéré / élevé) proposée dans cette thèse doit être validée sur d'autres collections (bois, mais aussi textiles, papiers, cuirs) et dans d'autres musées, en France, en Égypte et à l'international. À partir de cette grille, nous proposons de développer un arbre décisionnel informatisé (sous forme d'application web ou de feuille de calcul Excel) destiné aux conservateurs-restaurateurs, intégrant les données environnementales (T, HR, qualité de l'air), les résultats des prélèvements de surface (UFC/cm², présence de lignivores), et les signes macroscopiques d'altération. Un tel outil, accessible et gratuit, faciliterait la standardisation des diagnostics et des prises de décision. Enfin, des modules de formation continue à destination des conservateurs des musées égyptiens (en particulier l'EMC et le NMEC) et français devraient être organisés, couvrant les bases de la mycologie patrimoniale, les protocoles de prélèvement (air, surface), la lecture des résultats culturaux et métagénomiques, et les bonnes pratiques de conservation préventive (nettoyage HEPA, contrôle climatique, utilisation des huiles essentielles).

Cette thèse a bénéficié d'une collaboration fructueuse entre une université égyptienne (Ain Shams) et des institutions françaises (Laboratoire ERRMECe, CY Cergy Paris Université, Laboratoire de Recherche des Monuments Historiques (LRMH), Centre de Recherche en Conservation, UAR 3224, ministère de la Culture, MNHN, CNRS, Musée égyptien du Caire, Musée du Louvre, Musée Auguste Rodin). Cette coopération s'inscrit pleinement dans les objectifs et recommandations des organisations intergouvernementales de référence. Elle répond directement à la *Recommandation de l'UNESCO concernant la protection et la promotion des musées et de leurs collections, de leur diversité et de leur rôle dans la société* (2015), qui souligne l'importance de la

recherche scientifique pour la conservation préventive et la lutte contre la bio-détérioration des collections. Elle est également conforme aux principes de la *Charte de l'ICOM pour la formation professionnelle* (2013) et aux orientations de l'ICCROM sur la conservation du patrimoine en bois, qui appellent à des approches intégrées, durables et respectueuses des matériaux d'origine. En développant des moyens prophylactiques verts (huiles essentielles) et une méthodologie de diagnostic adaptée aux contextes du Nord et du Sud, cette thèse contribue à l'Agenda 2030 des Nations Unies et à ses objectifs de développement durable (ODD 11.4 : « renforcer les efforts pour protéger et sauvegarder le patrimoine culturel mondial »).

Cette coopération devrait être pérennisée et étendue, par exemple à travers un programme de recherche conjoint sur la conservation verte du patrimoine organique en climat chaud et humide (projet « GreenHeritage Egypt-France »). L'installation d'un système de monitoring environnemental continu à l'EMC (dataloggers, capteurs sans fil) et la création d'une collection de souches fongiques patrimoniales (collection ERI) mutualisée et accessible à la communauté scientifique internationale constituent des actions prioritaires, répondant ainsi aux appels à une meilleure gestion des risques et à une coopération Sud-Nord renforcée pour la sauvegarde du patrimoine culturel commun de l'humanité.

En conclusion, cette thèse ouvre une voie prometteuse vers une conservation plus intégrée, plus préventive et plus respectueuse de l'environnement. Elle rappelle que la compréhension fine des écosystèmes microbiens associés aux collections, combinée à une maîtrise rigoureuse des paramètres environnementaux et à l'exploration raisonnée d'alternatives naturelles, est la clé pour transmettre aux générations futures les témoins uniques et fragiles du génie créateur de l'Égypte ancienne.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Abdallah, M., H. Kamal, and A. Abdrabou. 2016. "Investigation, Preservation and Restoration Processes of an Ancient Egyptian Wooden Offering Table." *International Journal of Conservation Science* 7 (3): 679-92.

Abdallah, M., A. Abdrabou, O. S. Ismaiel, and M. M. Hemida. 2025. "Insights into Wood Species and Woodworking Techniques in Corn Mummy Coffins from the Ptolemaic Period, Ancient Egypt." *International Journal of Wood Culture* 6 (1): 64-96. https://doi.org/10.1163/27723194-bja10043.

Abd Elhamid, M. 2025. "Woodworking Techniques in Ancient Egypt." In *Industrial Engineering and Management*, edited by M. M. M. Ali, IntechOpen. https://doi.org/10.5772/intechopen.1006913.

Abdel-Azeem, A. M., M. A. Abdel-Azeem, and W. F. Khalil. 2019. "Metagenomics and Microbial Ecology: Techniques and Applications." *PLOS ONE* 14 (3): e0213753. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0213753.

Abdel-Azeem, A. M., B. W. Held, J. E. Richards, S. L. Davis, and R. A. Blanchette. 2019. "Assessment of Biodegradation in Ancient Archaeological Wood from the Middle Cemetery at Abydos, Egypt." *PLOS ONE* 14 (3): e0213753. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0213753.

Abdel-Azeem, A. M., R. A. Blanchette, and B. W. Held. 2020. "Chaetomium as Potential Soft Rot Degrader of Woody and Papery Cultural Heritage." In *Recent Advances in White Biotechnology*, edited by A. M. Abdel-Azeem, 115-36. Springer. https://doi.org/10.1007/978-3-030-31612-9_15.

Abdelmoniem, A. M., N. Mahmoud, and W. S. Mohamed. 2020. "Archaeometric Study of Black Resin of a Late Period Coffin by Gas Chromatography-Mass Spectrometry." *International Journal of Conservation Science* 11 (4): 1031-40.

Abe, K. 2010. "Assessment of the Environmental Conditions in a Museum Storehouse by Use of a Fungal Index." *International Biodeterioration & Biodegradation* 64 (1): 32-40. https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2009.10.004.

Abubakar, S., X. Liu, and X. Xiong. 2023. "Biological Deterioration and Conservation of Archaeological Wood: A Review." https://doi.org/10.5281/zenodo.8106396.

Adenaiya, A. O., and O. J. Adesina. 2025. "Synergistic Effect of Leaf Extracts of *Azadirachta indica* and *Kigelia africana* Against Fungal Deterioration in *Triplochiton scleroxylon* Wood." *Journal of Forest and Environmental Science* 41 (1): 127-36. https://doi.org/10.7747/JFES.2025.41.1.127.

Afifi, H. A. M., M. M. A. Mansour, A. G. A. I. Hassan, et al. 2023. "Biodeterioration Effects of Three *Aspergillus* Species on Stucco Supported on a Wooden Panel Modeled from Sultan al-Ashraf Qaytbay Mausoleum, Egypt." *Scientific Reports* 13: 15241. https://doi.org/10.1038/s41598-023-42028-x.

Albertini, R., M. M. Ibrahim, A. Coluccia, et al. 2024. "The Story Line of the Studies on Airborne Contamination in Museums and Historical Libraries Related to Biodeterioration and Health of Operators and Visitors." *Acta Biomedica* 95 (2): e2024026. https://doi.org/10.23750/abm.v95i2.15398.

Alén, R. 2000. "Structure and Chemical Composition of Wood." In *Forest Products Chemistry*, edited by P. Stenius, 3:11-57. Helsinki: Fapet Oy.

Alfredsen, G., M. Altgen, M. S. Austigard, J. Mattsson, M. Nunez, L. Ross, S. A. Tunstad, A. Treu, I. A. Yakovlev, and N. B. Pedersen. 2025. "Characterisation of Wood Decay and Fungal Diversity in Cultural Heritage Cable Car Pylons in Svalbard." *npj Heritage Science* 13: 463. https://doi.org/10.1038/s40494-025-02041-x.

Almkvist, G. 2013. "The Warship Vasa: A Study of Lignin, Extractives and Acids in the Oak Wood." Licentiate thesis, KTH Royal Institute of Technology. https://www.diva-portal.org/smash/get/diva2:617167/FULLTEXT01.pdf.

Al-Sabri, A. E., M. A. Moslem, S. Hadi, M. Yassin, and F. Ameen. 2014. "Antifungal Activity of *Commiphora myrrha* L. Against Some Air Fungi." *Journal of Pure and Applied Microbiology* 8: 3951-55.

Anand, P., and P. Rani. 2024. "Wood Degrading Enzymes and Their Decay Strength: A Review." *International Journal of Plant & Soil Science* 36 (5): 253-65.

Andersen, B., and A. Thrane Nissen. 2000. "Evaluation of Media for Detection of *Stachybotrys* and *Chaetomium* Species Associated with Water-Damaged Buildings." *International Biodeterioration & Biodegradation* 46 (2): 111-16. https://doi.org/10.1016/S0964-8305(00)00092-5.

Angeles Flores, G., R. Venanzoni, S. Martino, and P. Angelini. 2026. "Filamentous Fungi and the Biodeterioration of Organic Cultural Heritage Materials: A Systematic Review of Mechanisms, Risks, and Preventive Conservation Strategies." *Microorganisms* 14 (3): 526. https://doi.org/10.3390/microorganisms14030526.

Antonelli, F., M. Bartolini, M.-L. Plissonnier, et al. 2020. "Essential Oils as Alternative Biocides for the Preservation of Waterlogged Archaeological Wood." *Microorganisms* 8 (12): 2015. https://doi.org/10.3390/microorganisms8122015.

Arbuckle MacLeod, C. 2024. "Lebanese Cedar, Skeuomorphs, Coffins, and Status in Ancient Egypt." *Arts* 13 (6): 163. https://doi.org/10.3390/arts13060163.

Asensi, V. 2024. "Xéro-laboratoire de Diagnostic du Bois, Identification des essences de bois du cercueil en bois de Padiouf (N2579)." Louvre Museum, Paris. Unpublished.

Atwa, D. M., S. Ibrahim, C. Stani, G. Birarda, N. Ali, E. Abdullah, L. Vaccari, P. Grenni, A. Visca, Y. Badr, et al. 2022. "Biodeterioration Assessment of a Unique Old Pharaonic Kingdom Wooden Statue Using Advanced Diagnostic Techniques." *Applied Sciences* 12 (14): 7020. https://doi.org/10.3390/app12147020.

Avdanina, D. A., and A. A. Zhgun. 2024. "Rainbow Code of Biodeterioration to Cultural Heritage Objects." *Heritage Science* 12: 187. https://doi.org/10.1186/s40494-024-01391-2.

Awad, A., Y. Saeed, A. Shakour, N. Abdellatif, Y. Ibrahim, M. Elghanam, and F. Elwakeel. 2020. "Indoor Air Fungal Pollution of a Historical Museum, Egypt: A Case Study." *Aerobiologia* 36: 217-32. https://doi.org/10.1007/s10453-019-09623-w.

Ayari, S., S. Shankar, P. Follett, F. Hossain, and M. Lacroix. 2020. "Potential Synergistic Antimicrobial Efficiency of Binary Combinations of Essential Oils against *Bacillus*

cereus and *Paenibacillus amylolyticus*—Part A." *Microbial Pathogenesis* 141: 104008. https://doi.org/10.1016/j.micpath.2020.104008.

Babiţa, L.-L., and M. C. Timar. 2015. "Conservation of Polychrome Wood - Principles and Case Study." *Pro Ligno* 11 (4): 545-52.

Bacci, M., C. Cucci, A. A. Mencaglia, and A. G. Mignani. 2008. "Innovative Sensors for Environmental Monitoring in Museums." *Sensors* 8 (3): 1984-2005. https://doi.org/10.3390/s8031984.

Bahmani, M., and O. Schmidt. 2018. "Plant Essential Oils for Environment-Friendly Protection of Wood Objects Against Fungi." *Maderas. Ciencia y Tecnología* 20 (3): 325-32. https://doi.org/10.4067/S0718-221X2018005003301.

Bakkali, F., S. Averbeck, D. Averbeck, and M. Idaomar. 2008. "Biological Effects of Essential Oils: A Review." *Food and Chemical Toxicology* 46 (2): 446-75. https://doi.org/10.1016/j.fct.2007.09.106.

Balzano, A., M. Merela, and K. Čufar. 2022. "Scanning Electron Microscopy Protocol for Studying Anatomy of Highly Degraded Waterlogged Archaeological Wood." *Forests* 13 (2): 161. https://doi.org/10.3390/f13020161.

Barboux, R. 2019. "Biodeterioration du bois dans les bâtiments historiques : biodiversité microbienne et évaluation in vitro de traitements alternatifs." PhD diss., Université Paris-Seine.

Barboux, R., F. Bousta, and P. Di-Martino. 2021. "FTIR Spectroscopy for Identification and Intra-Species Characterization of *Serpula lacrymans*." *Applied Sciences* 11: 8463.

Bari, E., K. Ohno, N. Yilgor, et al. 2021. "Characterizing Fungal Decay of Beech Wood: Potential for Biotechnological Applications." *Microorganisms* 9 (2): 247. https://doi.org/10.3390/microorganisms9020247.

Bastholm, C. J., A. M. Madsen, J. C. Frisvad, and J. Richter. 2022. "Xerophilic Fungi in Museum Repositories Challenge Our Perception of Healthy Buildings and the Preservation of Cultural Heritage." *Indoor Air* 32 (8): e13067.

Bastholm, C. J., B. Andersen, J. C. Frisvad, S. K. Oestergaard, J. L. Nielsen, A. M. Madsen, and J. Richter. 2024. "A Novel Contaminant in Museums? A Cross-Sectional Study on Xerophilic *Aspergillus* Growth in Climate-Controlled Repositories." *Science of the Total Environment* 944: 173880. https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2024.173880.

Batiha, G. E., L. Wasef, J. O. Teibo, H. M. Shaheen, A. M. Zakariya, O. A. Akinfe, T. K. A. Teibo, H. M. Al-Kuraishy, A. I. Al-Garbee, A. Alexiou, and M. Papadakis. 2023. "*Commiphora myrrh*: A Phytochemical and Pharmacological Update." *Naunyn-Schmiedeberg's Archives of Pharmacology* 396 (3): 405-20. https://doi.org/10.1007/s00210-022-02325-0.

Beaudelaire, K. G., Y. Beaudelaire, B. Zhuang, et al. 2020. "Influence of Mesoporous Inorganic Al-B-P Amphiprotic Surfactant Material Resistances of Wood against Brown and White-Rot Fungi (Part 1)." *Coatings* 10: 108. https://doi.org/10.3390/coatings10020108.

Benítez, V., J. Franco, Á. Camargo, et al. 2021. "Influence of Initial Wood Moisture on Decay Process by Two Brown-Rot Fungi." *Maderas. Ciencia y Tecnología* 23. https://doi.org/10.4067/S0718-221X2021000100434.

Besserer, A., C. Rose, and A. Deveau. 2023. "Visualization of Fungi During Wood Colonization and Decomposition by Microscopy: From Light to Electron Microscopy." In *Microbial Environmental Genomics (MEG)*, edited by F. Martin and S. Uroz, 337-61. Methods in Molecular Biology 2605. Springer. https://doi.org/10.1007/978-1-0716-2871-3_17.

Betlej, I., B. Andres, K. Krajewski, P. Borysiuk, J. Szakiel, M. Kowalski, R. Salerno-Kochan, M. Balawejder, T. Cebulak, R. Auriga, et al. 2024. "Cinnamon Bark Oil as an Effective Fungicide in Protecting the Surface of Wood-Based Softboards against the Development of Mold Fungi." *Coatings* 14 (4): 433. https://doi.org/10.3390/coatings14040433.

Blanchette, R. A. 2000. "A Review of Microbial Deterioration Found in Archaeological Wood from Different Environments." *International Biodeterioration & Biodegradation* 46 (3): 189-204.

Blanchette, R. A. 2016. "Deterioration in Historic and Archaeological Wood." University of Minnesota, Forest Pathology and Wood Microbiology Research Laboratory. https://forestpathology.cfans.umn.edu/research-projects/historic-archaeological-wood.

Blanchette, R. A., B. W. Held, C. Chemello, and P. Mardikian. 2025. "Evaluation of Wood Decay and Identification of Fungi Found in the USS *Cairo*, a Historic American Civil War Ironclad Gunboat." *Journal of Fungi* 11 (10): 732. https://doi.org/10.3390/jof11100732.

Blavier, C. L. S., H. E. Huerto-Cardenas, N. Aste, C. Del Pero, F. Leonforte, and S. Della Torre. 2023. "Adaptive Measures for Preserving Heritage Buildings in the Face of Climate Change: A Review." *Building and Environment* 245: 110832. https://doi.org/10.1016/j.buildenv.2023.110832.

Blyskal, B., A. Lenart-Borod, and P. Borod. 2017. "Approaches to Taxonomic Studies of Actinomycetes Isolated from Historic and Contemporary Materials." *Journal of Pure and Applied Microbiology* 11 (2): 637-48. https://doi.org/10.22207/JPAM.11.2.01.

Bolyen, E., J. R. Rideout, M. R. Dillon, et al. 2019. "Reproducible, Interactive, Scalable and Extensible Microbiome Data Science Using QIIME 2." *Nature Biotechnology* 37: 852-57. https://doi.org/10.1038/s41587-019-0209-9.

Botton, B., A. Breton, M. Fèvre, S. Gauthier, P. Guy, J. P. Larpent, P. Reymond, J. J. Sanglier, and Y. Vayssier. 1985. *Moisissures utiles et nuisibles : importance industrielle*. Paris: Masson.

Boulanger, M. J., M. L. Tonkin, and J. Crawford. 2010. "Apicomplexan Parasite Adhesins: Novel Strategies for Targeting Host Cell Carbohydrates." *Current Opinion in Structural Biology* 20 (5): 551-59. https://doi.org/10.1016/j.sbi.2010.08.003.

Bouramdane, Y., S. Fellak, F. El Mansouri, and A. Boukir. 2022. "Impact of Natural Degradation on the Aged Lignocellulose Fibers of Moroccan Cedar Softwood: Structural Elucidation by Infrared Spectroscopy (ATR-FTIR) and X-ray Diffraction (XRD)." *Fermentation* 8 (12): 698. https://doi.org/10.3390/fermentation8120698.

Brémaud, I., D. Cardon, B. Backes, et al. 2021. "Colorimétrie des bois : diversité du matériau et complexité de son apparence." *Coré: Conservation et Restauration du Patrimoine Culturel* 1 (N.S.): 61-84.

Brown, E. A. 2026. "The Hidden Threat Eating Away at Museum Treasures: Extremophile Molds Are Invading Art Museums and Devouring Their Collections." *Scientific American*. https://www.scientificamerican.com/article/how-extremophile-molds-are-destroying-museum-artifacts/.

Bruno, L., F. Villa, C. Urzì, and P. Di Martino. 2022. "Progress on Biodegradation of Stone Monuments: Editorial on Special Issue for European Conference on Biodegradation of Stone Monument 2020 (VSI-ECBSM2020)." *International Biodeterioration & Biodegradation* 175: 105509. https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2022.105509.

Campo, J., T. J. Heger, R. Rodríguez-Martínez, A. Z. Worden, T. A. Richards, R. Massana, and P. J. Keeling. 2019. "Assessing the Diversity and Distribution of Apicomplexans in Host and Free-Living Environments Using High-Throughput Amplicon Data and a Phylogenetically Informed Reference Framework." *Frontiers in Microbiology* 10: 2373. https://doi.org/10.3389/fmicb.2019.02373.

Caneva, G., M. P. Nugari, and O. Salvadori. 2008. *Plant Biology for Cultural Heritage: Biodeterioration and Conservation*. Los Angeles: Getty Publications.

Cao, J., X. Liu, J. Wang, et al. 2024. "Analysis of Microbial Diversity and Its Degradation Function in Wooden Piles at Shahe Ancient Bridge Site in Xi'an and Protection Measures." *Heritage Science* 12: 33. https://doi.org/10.1186/s40494-024-01157-w.

Caple, C., ed. 2011. *Preventive Conservation in Museums*. Leicester Readers in Museum Studies. London: Routledge.

Cappitelli, F., E. Zanardini, and C. Sorlini. 2004. "The Biodeterioration of Synthetic Resins Used in Conservation." *Macromolecular Bioscience* 4 (4): 399-406. https://doi.org/10.1002/mabi.200300055.

Card, D. C., B. Shapiro, G. Giribet, et al. 2021. "Museum Genomics." *Annual Review of Genetics* 55: 633-59. https://doi.org/10.1146/annurev-genet-071719-020506.

Castaño, J. D., N. Muñoz-Muñoz, Y. M. Kim, et al. 2022. "Metabolomics Highlights Different Life History Strategies of White and Brown Rot Wood-Degrading Fungi." *mSphere* 7 (6): e0054522. https://doi.org/10.1128/msphere.00545-22.

Chiantore, O., and T. Poli. 2021. "Indoor Air Quality in Museum Display Cases: Volatile Emissions, Materials Contributions, Impacts." *Atmosphere* 12 (3): 364. https://doi.org/10.3390/atmos12030364.

Copes, W. E., and P. Ojiambo. 2023. "A Systematic Review and Quantitative Synthesis of the Efficacy of Quaternary Ammonium Compounds Disinfectants Against Fungal Plant Pathogens." *Plant Disease* 107 (2): 480-92. https://doi.org/10.1094/PDIS-09-21-2018-RE.

Coquillat, D., Y. Meriguet, N. Dyakonova, et al. 2019. "Terahertz Study of Wood Structure as Impacted by Grapevine Trunk Diseases." In *2019 44th International Conference on Infrared, Millimeter, and Terahertz Waves (IRMMW-THz 2019)*, 659-60. IEEE. https://doi.org/10.1109/IRMMW-THz.2019.8874276.

Cova, M. M., M. H. Lamarque, and M. Lebrun. 2022. "How Apicomplexa Parasites Secrete and Build Their Invasion Machinery." *Annual Review of Microbiology* 76: 619-40. https://doi.org/10.1146/annurev-micro-041320-021425.

Creasman, P. P. 2014. "Reflections of a Timber Economy: The Interpretation of Middle Kingdom Ship and Boat Timbers." *Göttinger Miszellen* 240: 19-35.

Crisci, G., M. La Russa, M. Malagodi, and S. Ruffolo. 2010. "Consolidating Properties of Regalrez 1126 and Paraloid B72 Applied to Wood." *Journal of Cultural Heritage* 11 (3): 304-8. https://doi.org/10.1016/j.culher.2009.12.001.

Crivellaro, A., F. Ruffinatto, M. Zöller-Engelhardt, A. Piermattei, and T. Beck. 2025. "Wood under the Lens: Unveiling Ancient Egyptian Heritage." *Journal of Cultural Heritage* 74: 138-47. https://doi.org/10.1016/j.culher.2025.06.002.

Czop, J. 2013. "Microclimatic Conditions in Museums – New Recommendations." In *The ABC of Preventive Conservation in Museums*, edited by J. Ashley-Smith, A. Burmester, and M. Eibl. London: Archetype Publications.

Dallongeville, S. 2011. "Etude des protéines dans les échantillons du Patrimoine Culturel par spectrométrie Raman et analyse protéomique." PhD diss., Université de Lille.

Daniel, G. 2016. "Microscope Techniques for Understanding Wood Cell Structure and Biodegradation." In *Advanced Techniques for Studying Secondary Xylem*, edited by J. Daniel, 245-60. Berlin: Springer.

Darowska, M., and C. Portal. 1994. "Archive of the Department of Ancient Egyptian Antiquities, Louvre Museum – Conservation report on coffin N 2571." Louvre Museum, Paris. Unpublished.

Darowska, M., and C. Portal. 2008. "Archives du Département des Antiquités égyptiennes du musée du Louvre – Rapport de conservation sur le cercueil E 30901." Musée du Louvre, Paris. Unpublished.

Deak, T., J. Chen, D. A. Golden, Tapia, J. Tornai-Lehoczki, B. C. Viljoen, M. T. Wyder, and L. R. Beuchat. 2001. "Comparison of Dichloran 18% Glycerol (DG18) Agar with General Purpose Mycological Media for Enumerating Food Spoilage Yeasts." *International Journal of Food Microbiology* 67 (1-2): 49-53. https://doi.org/10.1016/s0168-1605(01)00449-4.

De Guiran, L. 2013. "Archives du Département des Antiquités égyptiennes du musée du Louvre – Rapport d'étude et d'intervention sur deux statues de serviteurs funéraires momiformes de Qenimen, E 11597 et E 11598." Musée du Louvre, Paris. Unpublished.

De Guiran, V. 2011. "Archive of the Department of Ancient Egyptian Antiquities, Louvre Museum – Emergency consolidation report on coffin E 3020." Louvre Museum, Paris. Unpublished.

De Luca, D., R. Piredda, G. Trojsi, and P. Cennamo. 2023. "Close but Different: Metabarcoding Analyses Reveal Different Microbial Communities in Ancient Roman Nymphaea." *International Biodeterioration & Biodegradation* 181: 105619. https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2023.105619.

Deng, J., G. Wang, J. Li, Y. Zhao, and X. Wang. 2018. "Effects of Cinnamaldehyde on the Cell Wall of *A. fumigatus* and Its Application in Treating Mice with Invasive Pulmonary Aspergillosis." *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine* 2018: 5823209. https://doi.org/10.1155/2018/5823209.

Derksen, K., P. Brimblecombe, G. Piñar, M. Waldherr, A. B. Graf, P. Querner, and K. Sterflinger. 2025. "Monitoring of Fungal Diversity and Microclimate in Nine Different Museum Depots." *Journal of Fungi* 11 (7): 478. https://doi.org/10.3390/jof11070478.

Dias, L., M. Gil, I. Silva, et al. 2025. "Assessment of Microbial Communities Affecting Almada Negreiros' Mural Paintings at a Maritime Station in Lisbon." *npj Heritage Science* 13: 67. https://doi.org/10.1038/s40494-025-01656-4.

Dierickx, S., S. Genbrugge, H. Beeckman, et al. 2024. "Non-Destructive Wood Identification Using X-ray µCT Scanning: Which Resolution Do We Need?" *Plant Methods* 20. https://doi.org/10.1186/s13007-024-01216-0.

Dimic, G., S. Kocic-Tanackov, Z. Maletic, and I. Suturovic. 2013. "Effect of Water Activity on the Growth of Fungi Isolated from 'Muesli' Components." *Acta Periodica Technologica* 44: 31-37. https://doi.org/10.2298/APT1344031D.

Dixon, D. M. 1974. "Wood in Ancient Egypt." *The Commonwealth Forestry Review* 53 (3 [157]): 205-9.

Dodson, A. 2015. *Ancient Egyptian Coffins: The Medelhavsmuseet Collection*. Göteborg: Världskulturmuseerna.

Doménech-Carbó, M. T., G. Bitossi, L. Oc, et al. 2007. "Introduction to the Study on the Biodeterioration of the Poly(Vinyl) Acetate Resin Mowilith 50 Using FTIR Spectroscopy and Pyrolysis-Gas Chromatography-Mass Spectrometry." *Arché* 2: 109-14.

Dupont, J. 2018. Technical meeting on "Strategies for Preservation and Consolidation of Cultural Heritage Artefacts through Radiation Processing." Zagreb, Croatia, June 4-8. Organized by IAEA and Ruđer Bošković Institute.

Dutoit, C. E., L. Binet, H. Fujii, A. Lattuati-Derieux, and D. Gourier. 2020. "Non-Destructive Analysis of Mummification Balms in Ancient Egypt, Based on EPR of Vanadyl and Organic Radical Markers of Bitumen." *ChemRxiv*. https://doi.org/10.26434/chemrxiv.13013297.v1.

Edet, U. O., S. P. Antai, A. A. Brooks, et al. 2017. "An Overview of Cultural, Molecular and Metagenomic Techniques in Description of Microbial Diversity." *Journal of Advances in Biology & Biotechnology* 15 (2): 1-19. https://doi.org/10.9734/JABB/2017/37240.

Edwards, H. G. M., N. F. Nikhassan, D. W. Farwell, P. Garside, and P. Wyeth. 2006. "Raman Spectroscopic Analysis of a Unique Linen Artefact: The HMS Victory Trafalgar Sail." *Journal of Raman Spectroscopy* 37: 1193-1200. https://doi.org/10.1002/jrs.1609.

Elazab, N. T., and M. S. Altami. 2025. "Antifungal Efficacy of Essential Oils Against Wood-Degrading Fungi: A Strategy for Environmentally Sustainable Wood Preservation." *Journal of Qassim University for Science* 39 (2): 112-25.

Elbrecht, V., B. Peinert, and F. Leese. 2017. "Sorting Things Out: Assessing Effects of Unequal Specimen Biomass on DNA Metabarcoding." *Ecology and Evolution* 7 (17): 6918-26. https://doi.org/10.1002/ece3.3192.

El-Gamal, R., E. Nikolaivits, G. I. Zervakis, G. Abdel-Maksoud, E. Topakas, and P. Christakopoulos. 2016. "The Use of Chitosan in Protecting Wooden Artifacts from Damage by Mold Fungi." *Electronic Journal of Biotechnology* 24: 70-78. https://doi.org/10.1016/j.ejbt.2016.08.002.

El-Gamal, R., K. Elnagar, N. Tharwat, and G. Abdel-Maksoud. 2022. "Colorimetry for Evaluating the Preservation Efficiency of Some Triazole Fungicides in Archeological Wooden Artifacts." *Pigment & Resin Technology* 53. https://doi.org/10.1108/PRT-03-2022-0035.

Elkadi, H., S. Al-Maiyah, K. Fielder, I. Kenawy, and D. B. Martinson. 2021. "The Regulations and Reality of Indoor Environmental Standards for Objects and Visitors in Museums." *Renewable and Sustainable Energy Reviews* 152: 111653. https://doi.org/10.1016/j.rser.2021.111653.

Elsayed, Y., Y. Shabana, H. Elmitwalli, Y. Rashad, P. Sreenivasaprasad, and N. Mabrouk. 2023. "Analytical Assessment of Some Essential Oils Against Common Fungi Isolated from Egyptian Heritage Part I: Textiles and Oil Paintings." *International Journal of Conservation Science* 9: 113-25. https://doi.org/10.5281/zenodo.8244949.

El-Sayed, M. H., M. AlHarbi, I. A. Elsehemy, et al. 2024. "Natural Inhibitory Treatment of Fungi-Induced Deterioration of Carbonate and Cellulosic Ancient Monuments: Isolation, Identification and Simulation of Biogenic Deterioration." *Journal of Microbiology and Biotechnology* 34 (10): 2049-69. https://doi.org/10.4014/jmb.2404.04032.

Emerit, S., H. Guichard, V. Amorós, and A. Quiles. 2017. "L'apport des nouvelles technologies à la connaissance des sonorités du passé." *ResearchGate*. https://www.researchgate.net/publication/324525184.

EMSL (Environmental Molecular Sciences Laboratory). 2023. "Metabolomics Reveals Strategic Wood Degradation by Rot Fungi." *Functional and Systems Biology*, September 7.

Faunières, D., D. Ibled, and J. Levy. 1997. "Rapport de conservation du Cercueil E 13016." Louvre Museum, Paris. Unpublished.

Fittipaldi, M., A. Nocker, and F. Codony. 2012. "Progress in Understanding Preferential Detection of Live Cells Using Viability Dyes in Combination with DNA Amplification." *Journal of Microbiological Methods* 91 (2): 276-89. https://doi.org/10.1016/j.mimet.2012.08.007.

Florian, M. L. E. 1997. *Heritage Eater: Insect & Fungal Problems in the Storage of Organic Materials*. London: Archetype Publications.

Flyen, A.-C., and A. E. Thuestad. 2023. "A Review of Fungal Decay in Historic Wooden Structures in Polar Regions." *Conservation and Management of Archaeological Sites*. https://doi.org/10.1080/13505033.2022.2156145.

Fojtík, R., and K. Dědková. 2018. "Analysis of Diagnostic Methods for Detecting the Presence of *Gloeophyllum* spp." *Wood Research* 63 (3): 479-86.

Franke, T., L. Clauder, and A. Pfriem. 2014. "Using Wood as Display Case Material for Museums – an Approach for the Production of Low-Emission Wood." In *Proceedings of the 9th European Conference on Wood Modification*, 123-30.

Fulcher, K., M. Serpico, J. H. Taylor, and R. Stacey. 2021. "Molecular Analysis of Black Coatings and Anointing Fluids from Ancient Egyptian Coffins, Mummy Cases, and Funerary Objects." *Proceedings of the National Academy of Sciences* 118 (18): e2100885118. https://doi.org/10.1073/pnas.2100885118.

Gadd, G. M., M. Fomina, and F. Pinzari. 2024. "Fungal Biodeterioration and Preservation of Cultural Heritage, Artwork, and Historical Artifacts: Extremophily and Adaptation." *Microbiology and Molecular Biology Reviews* 88 (1): e00200-22. https://doi.org/10.1128/mmbr.00200-22.

Gale, R., P. Gasson, N. Hepper, and G. Killen. 2000. "Wood." In *Ancient Egyptian Materials and Technology*, edited by P. T. Nicholson and I. Shaw, 334-71. Cambridge: Cambridge University Press.

Gamal, R. F., S. A. Nasr, E. A. Hassan, A. M. Attia, and D. A. M. Meligy. 2011. "Biological Evaluation of Fungal Deteriorated Archeological Wood (Islamic Period) and the Impact of Using Some Fungicides." *Egyptian Journal of Microbiology* 46: 177-92.

Gardenghi, C., A. Alabiso, M. M. D'Andrea, et al. 2026. "The Biodeterioration Process in *Compositionum*: Four Ancient Multi-Material Volumes Studied by Multidisciplinary Approach." *Applied Sciences* 16 (2): 1091. https://doi.org/10.3390/app16021091.

Garnier, B. 2024. "Conservation report on wooden ouchebtis." Auguste Rodin Museum, Meudon. Unpublished.

Garnier, B. 2025. "Rapport de suivi environnemental, Musée Rodin." Auguste Rodin Museum, Meudon. Unpublished.

Garrido, I., E. Barreira, R. M. S. F. Almeida, and S. Lagüela. 2022. "Introduction of Active Thermography and Automatic Defect Segmentation in the Thermographic Inspection of Specimens of Ceramic Tiling for Building Façades." *Infrared Physics & Technology* 121: 104012. https://doi.org/10.1016/j.infrared.2021.104012.

Gębarowska, E., K. Budek, M. Gębarowska, A. Kmieć, and A. Szumny. 2026. "Cinnamon Bark Essential Oil as a Natural Plant Protection Agent: Chemical Profile, Antimicrobial Activity, and Defence Induction." *Molecules* 31 (6): 1036. https://doi.org/10.3390/molecules31061036.

Geweely, N. S. 2021. "Investigation of the Efficiency of Some Natural Essential Oils as Antifungal Agents Against Cellulose-Decomposing Fungi Isolated from Ancient Egyptian Wood." *Journal of Basic and Environmental Sciences* 8: 131-48.

Geweely, N. S. 2023. "New Frontiers Review of Some Recent Conservation Techniques of Organic and Inorganic Archaeological Artefacts Against Microbial Deterioration." *Frontiers in Microbiology* 14: 1-12. https://doi.org/10.3389/fmicb.2023.1146582.

Geweely, N. S., H. Afifi, D. Ibrahim, and M. Soliman. 2019. "Efficacy of Essential Oils on Fungi Isolated from Archaeological Objects in Saqqara Excavation, Egypt." *Geomicrobiology* 36: 1-21. https://doi.org/10.1080/01490451.2018.1520938.

Geweely, N. S., A. M. Abu Taleb, S. Ibrahim, et al. 2022. "New Data on Relevant Ancient Egyptian Wooden Artifacts: Identification of Wooden Species and Study of the State of Conservation with Multidisciplinary Analyses." *Archaeometry* 65: 165-83. https://doi.org/10.1111/arcm.12815.

Geweely, N. S., A. M. Abu Taleb, P. Grenni, et al. 2024. "Eco-Friendly Preservation of Pharaonic Wooden Artifacts Using Natural Green Products." *Applied Sciences* 14 (12): 5023. https://doi.org/10.3390/app14125023.

Gilani, M. S., M. N. Boone, K. Mader, and F. W. M. R. Schwarze. 2014. "Synchrotron X-Ray Micro-Tomography Imaging and Analysis of Wood Degraded by *Physisporinus vitreus* and *Xylaria longipes*." *Journal of Structural Biology* 187 (2): 149-57. https://doi.org/10.1016/j.jsb.2014.06.003.

Gock, M. A., A. D. Hocking, J. I. Pitt, and P. G. Poulos. 2003. "Influence of Temperature, Water Activity and pH on Growth of Some Xerophilic Fungi." *International Journal of Food Microbiology* 81 (1): 11-19. https://doi.org/10.1016/S0168-1605(02)00166-6.

Gokul, J. K., A. Valverde, M. Tuffin, S. C. Cary, and D. A. Cowan. 2013. "Micro-Eukaryotic Diversity in Hypolithons from Miers Valley, Antarctica." *Biology* 2 (1): 331-40. https://doi.org/10.3390/biology2010331.

Gomoiu, I., R. Cojoc, R. Ruginescu, S. Neagu, M. Enache, M. Dumbrăvician, I. Olteanu, R. Rădvan, and L. Ghervase. 2022. "The Susceptibility to Biodegradation of Some Consolidants Used in the Restoration of Mural Paintings." *Applied Sciences* 12 (14): 7229. https://doi.org/10.3390/app12147229.

González-Laredo, R. F., M. Rosales-Castro, N. E. Rocha-Guzmán, J. A. Gallegos-Infante, M. R. Moreno-Jiménez, and J. J. Karchesy. 2015. "Wood Preservation Using Natural Products." *Madera y Bosques* 21 (número especial): 63-76.

Goodell, B. 2003. "Brown-Rot Fungal Degradation of Wood: Our Evolving View." *ACS Symposium Series* 845: 97-118. https://doi.org/10.1021/bk-2003-0845.ch006.

Grabek-Lejko, D., A. Tekiela, and I. Kasprzyk. 2017. "Risk of Biodeterioration of Cultural Heritage Objects, Stored in the Historical and Modern Repositories in the Regional Museum in Rzeszow (Poland): A Case Study." *International Biodeterioration & Biodegradation* 123: 46-55. https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2017.05.028.

Gril, J., ed. 2012. "Wood Science for Conservation." *Annals of Forest Science* 69 (special issue): S1-S216.

Grytsenko, V. 2016. "A New Discovery of Metazoa Imprints and Ichnofossils in the Vendian Mohyliv Suite from the Bernashivka Quarry." *Proceedings of the National Museum of Natural History* 14: 15-26. https://doi.org/10.15407/gb.2016.14.023.

Guardiola-Márquez, C. E., M. T. Santos-Ramírez, M. L. Figueroa-Montes, et al. 2023. "Identification and Characterization of Beneficial Soil Microbial Strains for the Formulation of Biofertilizers Based on Native Plant Growth-Promoting Microorganisms Isolated from Northern Mexico." *Plants* 12 (18): 3262. https://doi.org/10.3390/plants12183262.

Guichard, H. 2025. "Rapport des conditions environnementales, CCL Liévin." Louvre Conservation Center, Liévin. Unpublished.

Guo, J., X. Jiang, Y. Tian, S. Yan, J. Liu, J. Xie, F. Zhang, C. Yao, and E. Hao. 2024. "Therapeutic Potential of Cinnamon Oil: Chemical Composition, Pharmacological Actions, and Applications." *Pharmaceuticals* 17 (12): 1700. https://doi.org/10.3390/ph17121700.

Gutarowska, B., S. Socci, J. Szulc, M. Komar, T. Ruman, J. Nizioł, and S. Manente. 2025. "Microbial Biodeterioration of Historic Wood Based on Classical and Omics Methods with Model Studies." *Journal of Cultural Heritage* 71: 302-8. https://doi.org/10.1016/j.culher.2024.12.018.

Hameed, A. A. A., S. El-Gendy, and Y. Saeed. 2024. "Characterization and Decontamination of Deposited Dust: A Management Regime at a Museum." *Aerobiologia* 40: 217-32. https://doi.org/10.1007/s10453-024-09813-1.

Hamlaoui, S., C. Yéprémian, C. Duval, B. Marie, C. Djédiat, et al. 2022. "The Culture Collection of Cyanobacteria and Microalgae at the French National Museum of Natural History: A Century Old but Still Alive and Kicking! Including in Memoriam: Professor Alain Couté." *Cryptogamie Algologie* 43 (3): 41-83. https://doi.org/10.5252/cryptogamie-algologie2022v43a3.

Han, Y., X. Huang, Y. Wang, et al. 2021. "Fungal Community and Biodeterioration Analysis of Hull Wood and Its Storage Environment of the Nanhai No. 1 Shipwreck." *Frontiers in Microbiology* 11: 609475. https://doi.org/10.3389/fmicb.2020.609475.

He, J., N. Zhang, A. Muhammad, X. Shen, C. Sun, Q. Li, Y. Hu, and Y. Shao. 2022. "From Surviving to Thriving, the Assembly Processes of Microbial Communities in Stone Biodeterioration: A Case Study of the West Lake UNESCO World Heritage Area in China." *Science of the Total Environment* 805: 150395. https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2021.150395.

Held, M., C. Edwards, and D. V. Nicolau. 2011. "Probing the Growth Dynamics of *Neurospora crassa* with Microfluidic Structures." *Fungal Biology* 115 (6): 493-505. https://doi.org/10.1016/j.funbio.2011.02.003.

High, K. E., and K. E. H. Penkman. 2020. "A Review of Analytical Methods for Assessing Preservation in Waterlogged Archaeological Wood and Their Application in Practice." *Heritage Science* 8: 83. https://doi.org/10.1186/s40494-020-00422-y.

Hoegger, P. J., and U. Kües. 2007. "Molecular Detection of Fungi in Wood." In *Wood Production, Wood Technology, and Biotechnological Impacts*, edited by U. Kües, 159-78. Göttingen: Universitätsverlag Göttingen.

Holman, A. I., S. F. Poropat, P. F. Greenwood, R. Bhandari, M. Tripp, P. Hopper, A. Schimmelmann, L. Brosnan, W. D. A. Rickard, K. Wolkenstein, and K. Grice. 2024. "Significance of Lignin and Fungal Markers in the Devonian (407 Ma) Rhynie Chert." *Geobiology* 22 (5): e12616. https://doi.org/10.1111/gbi.12616.

Houliston, E., and A. Sebé-Pedrós. 2022. "Origin of Metazoans." Communication presented at the colloquium, Roscoff (Bretagne), CNRS, France, June 20-24.

Huijbregts, Z., R. P. Kramer, M. H. J. Martens, A. W. M. van Schijndel, and H. L. Schellen. 2012. "A Proposed Method to Assess the Damage Risk of Future Climate Change to Museum Objects in Historic Buildings." *Building and Environment* 55: 43-56. https://doi.org/10.1016/j.buildenv.2012.01.008.

Ibrahim, S., P. Grenni, L. Mancini, et al. 2025. "Multifactorial Analysis of Wood Deterioration in Ancient Egypt: A Case Study of Khufu's Second Solar Boat." *Applied Sciences* 15 (7): 3952. https://doi.org/10.3390/app15073952.

ICOM (International Council of Museums). 2013. *Charte de l'ICOM pour la formation professionnelle*. Paris: Conseil international des musées.

ICOM (International Council of Museums). 2022a. *Code of Ethics: Conservation and Restoration Products Used in Museums*. Paris: ICOM.

ICOM (International Council of Museums). 2022b. *Recommandations pour la surveillance climatique dans les musées : La surveillance climatique : un instrument pour accompagner la mise en œuvre de la plage climatique étendue, un facteur de transparence et de durabilité*. Paris: ICOM.

ICCROM. n.d. *Orientations pour la conservation du patrimoine en bois*. Rome: Centre international d'études pour la conservation et la restauration des biens culturels.

IIC (International Institute for Conservation of Historic and Artistic Works). 2025. *BS EN 18056:2025, Conservation of Cultural Heritage. Waterlogged Archaeological Wood*. London: BSI.

Ilieș, A., T. Caciora, C. Mircea, D. C. Ilieș, Z. Berdenov, I. Josan, B. Safarov, T. H. Hassan, and A. C. Pereș. 2026. "Integrated Assessment of Indoor Air Quality, Fungal Contamination and Visitor Perception in Museum Environments." *Heritage* 9 (5): 175. https://doi.org/10.3390/heritage9050175.

Isola, D., H.-J. Lee, Y.-J. Chung, L. Zucconi, and C. Pelosi. 2024. "Once upon a Time, There Was a Piece of Wood: Present Knowledge and Future Perspectives in Fungal Deterioration of Wooden Cultural Heritage in Terrestrial Ecosystems and Diagnostic Tools." *Journal of Fungi* 10 (5): 366. https://doi.org/10.3390/jof10050366.

ISO 16000-18:2011(fr). *Air intérieur — Partie 18: Détection et dénombrement des moisissures — Échantillonnage par impaction*. Geneva: International Organization for Standardization, 2011.

ISO 16000-19:2012(fr). *Air intérieur — Partie 19: Stratégie d'échantillonnage des moisissures*. Geneva: International Organization for Standardization, 2012.

Jellison, J., and C. Jasalavich. 2000. "A Review of Selected Methods for the Detection of Degradative Fungi." *International Biodeterioration & Biodegradation* 46 (3): 241-44. https://doi.org/10.1016/S0964-8305(00)00075-5.

Jellison, J., C. Jasalavich, and A. Ostrofsky. 2003. "Detecting and Identifying Wood Decay Fungi Using DNA Analysis." *ACS Symposium Series* 845: 346-57. https://doi.org/10.1021/bk-2003-0845.ch020.

Joblin, Y., S. Moularat, R. Anton, F. Bousta, G. Orial, and E. Robine. 2010. "Detection of Moulds by Volatile Organic Compounds: Application to Heritage Conservation." *International Biodeterioration & Biodegradation* 64 (3): 210-17.

Joigneau, A., and E. Louis. 1998. "Rapport de conservation du cercueil de Padiouf N 2579." Louvre Museum, Paris. Unpublished.

Kamble, P. A., and M. Phadke. 2023. "Use of Checkerboard Assay to Determine the Synergy between Essential Oils Extracted from Leaves of *Aegle marmelos* (L.) Correa and Nystatin against *Candida albicans*." *Ayu* 44 (1): 38-43. https://doi.org/10.4103/ayu.ayu_397_21.

Keles, E., and O. Celik. 2026. "Metagenomic and Microbiological Analyses of Historical Manuscripts for Bacterial Community Profiling and Bacteria-Related Biodeterioration Assessment." *Microbial Cell* 13: 117-30. https://doi.org/10.15698/mic2026.03.871.

Klaassen, R., M. van 't Oor, A. Kloppenburg, and H. Huisman. 2023. "Rate of Occurrence of Wood Degradation in Foundations and Archaeological Sites When Groundwater Levels Are Too Low." *Journal of Cultural Heritage* 63: 23-31. https://doi.org/10.1016/j.culher.2023.07.005.

Konsa, K., I. Tirrul, and C. Herrmann. 2014. "Wooden Objects in Museums: Managing Biodeterioration Situation." *International Biodeterioration & Biodegradation* 86: 165-70. https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2013.06.023.

Korpi, A., J. Jarnberg, and A. L. Pasanen. 2009. "Microbial Volatile Organic Compounds." *Critical Reviews in Toxicology* 39: 139-93. https://doi.org/10.1080/10408440802291497.

Koziróg, A., K. Rajkowska, A. Otlewska, et al. 2016. "Protection of Historical Wood against Microbial Degradation—Selection and Application of Microbiocides." *International Journal of Molecular Sciences* 17 (8): 1364. https://doi.org/10.3390/ijms17081364.

Krügener, K., S. Sommer, E. Stübling, R. Jachim, M. Koch, and W. Viöl. 2019. "THz Properties of Typical Woods Important for European Forestry." *Journal of Infrared, Millimeter, and Terahertz Waves* 40: 770-74. https://doi.org/10.1007/s10762-019-00601-4.

Kujović, A., K. Kavkler, M. A. Wilson-Hernandez, M. Vittori, L. Zidar, C. Gostinčar, K. Sepčić, Y. Pérez-Llano, R. A. Batista-García, N. Gunde-Cimerman, and P. Zalar. 2025. "Degradation of Synthetic Restoration Materials by Xerotolerant/Xerophilic Fungi Contaminating Canvas Paintings." *Journal of Fungi* 11 (8): 568. https://doi.org/10.3390/jof11080568.

Kumar, S. V., M. Singh, S. W. Wagh, and N. E. Mahajan. 2015. "Polychrome Sculptures of St. Francis of Assisi Church, Old Goa: A Challenge in Scientific Conservation." *International Journal of Conservation Science* 6 (Special Issue): 465-72.

Laborda, J., A. M. García-Castillo, R. Mercado, et al. 2022. "From Concept to Validation of a Wireless Environmental Sensor for the Integral Application of Preventive Conservation Methodologies in Low-Budget Museums." *Heritage Science* 10: 197. https://doi.org/10.1186/s40494-022-00837-9.

Lazzari, M., and T. López-Morán. 2024. "Aging of a Poly(vinyl acetate)-Based White Glue and Its Durability in Contemporary Artworks." *Polymers* 16 (12): 1712. https://doi.org/10.3390/polym16121712.

LeRoux, G. 2024. "Rapport de surveillance environnementale des galeries Charles X, Louvre Paris." Louvre Museum, Paris. Unpublished.

Li, Q., S. Yu, S. Yang, W. Yang, S. Que, W. Li, Y. Qin, W. Yu, H. Jiang, and D. Zhao. 2021. "Eukaryotic Community Diversity and Pathogenic Eukaryotes in a Full-Scale Drinking Water Treatment Plant Determined by 18S rRNA and Metagenomic Sequencing." *Environmental Science and Pollution Research International* 28: 17417-30. https://doi.org/10.1007/s11356-020-12079-y.

Liu, T.-Y., C.-H. Chen, Y.-C. Ko, et al. 2024. "Development and Evaluation of Real-Time Quantitative PCR Assays for Detection of *Phellinus noxius* Causing Brown Root Rot Disease." *Plant Disease*. https://doi.org/10.1094/PDIS-01-24-0238-RE.

Liu, Z., T. Fu, C. Hu, et al. 2018. "Microbial Community Analysis and Biodeterioration of Waterlogged Archaeological Wood from the Nanhai No. 1 Shipwreck During Storage." *Scientific Reports* 8: 7170. https://doi.org/10.1038/s41598-018-25484-8.

Liu, Z., Y. Wang, X. Pan, et al. 2017. "Identification of Fungal Communities Associated with the Biodeterioration of Waterlogged Archeological Wood in a Han Dynasty Tomb in China." *Frontiers in Microbiology* 8: 1633. https://doi.org/10.3389/fmicb.2017.01633.

Lombardo, T., et al. 2020. "Influence of Process Parameters on Chlorinated Biocide Decontamination by Li-CO2 on Artificially Contaminated Model Materials." *Studies in Conservation* 65 (S1): 112-18.

Louvre Museum. 2026. Base de données en ligne. Section: Département des Antiquités Égyptiennes (DAE). https://collections.louvre.fr/en/.

Lukiantchuki, M. A., A. R. P. Shimomura, F. M. da Silva, and R. M. Caram. 2023. "Shed Roof Air Extractors and Collectors: Design Guidelines for Natural Ventilation in Generic Models." *Wind* 3 (2): 170-90. https://doi.org/10.3390/wind3020011.

Ma, M., H. Ge, W. Yi, B. Wu, and Z. Zhang. 2020. "Bioactive Drimane Sesquiterpenoids and Isocoumarins from the Marine-Derived Fungus *Penicillium minioluteum* ZZ1657." *Tetrahedron Letters* 61: 1-5. https://doi.org/10.1016/j.tetlet.2020.151454.

Maceda, A., and T. Terrazas. 2022. "Fluorescence Microscopy Methods for the Analysis and Characterization of Lignin." *Polymers* 14 (5): 961. https://doi.org/10.3390/polym14050961.

Madsen, A. M., M. W. Frederiksen, and H. B. Árnadóttir. 2025. "Exposure to Fungi, Bacteria, and Endotoxin in a Museum, with Staff Reporting Work-Related Symptoms." *Journal of Occupational and Environmental Hygiene* 22 (9): 713-25. https://doi.org/10.1080/15459624.2025.2499599.

Majer, S., and Ohlmeyer, M. (2026). Determination of terpene-based VOCs emitted from pine wood using NIR spectroscopy. *Wood Material Science & Engineering*, *21*(1), 129–137. https://doi.org/10.1080/17480272.2024.2404958

Manici, L. M., I. De Meo, M. L. Saccà, E. Ceotto, F. Caputo, and A. Paletto. 2023. "The Relationship between Tree Species and Wood Colonising Fungi and Fungal Interactions Influences Wood Degradation." *Ecological Indicators* 151: 110312. https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2023.110312.

Mansour, M. M. A., and M. Z. M. Salem. 2015. "Evaluation of Wood Treated with Some Natural Extracts and Paraloid B-72 against the Fungus *Trichoderma harzianum*: Wood Elemental Composition, *In-Vitro* and Application Evidence." *International Biodeterioration & Biodegradation* 100: 62-69. https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2015.02.009.

Martínez, A. T., M. Speranza, F. J. Ruiz-Dueñas, et al. 2005. "Biodegradation of Lignocellulosics: Microbial, Chemical, and Enzymatic Aspects." *International Microbiology* 8 (3): 195-204.

Marvasi, M., D. Cavalieri, G. Mastromei, A. Casaccia, and B. Perito. 2019. "Omics Technologies for an In-Depth Investigation of Biodeterioration of Cultural Heritage." *International Biodeterioration & Biodegradation* 144: 104736. https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2019.104736.

Mecklenburg, M. 2007. "Determining the Acceptable Ranges of Relative Humidity and Temperature in Museums and Galleries." In *Smithsonian Contributions to Museum Conservation*, No. 1, 1-18. Washington, DC: Smithsonian Institution.

Meiggs, R. 1982. *Trees and Timber in the Ancient Mediterranean World*. Oxford: Clarendon Press.

Mi, X., Y. Li, X. Qin, et al. 2023. "Effects of Natural Weathering on Aged Wood from Historic Wooden Building: Diagnosis of the Oxidative Degradation." *Heritage Science* 11: 109. https://doi.org/10.1186/s40494-023-00956-x.

Miyauchi, S., H. Hage, E. Drula, et al. 2020. "Conserved White-Rot Enzymatic Mechanism for Wood Decay in the Basidiomycota Genus *Pycnoporus*." *DNA Research* 27 (2): dsaa011. https://doi.org/10.1093/dnares/dsaa011.

Mohamed, W. S., and M. F. Ali. 2022. "Preliminary Study for the Evaluation of Basil Essential Oil in the Preservation of *Ficus sycomorus* Wood." *Advanced Research in Conservation Science* 3 (1): 1-12.

Motelica, L., B. S. Vasile, A. Ficai, et al. 2023. "Antibacterial Activity of Zinc Oxide Nanoparticles Loaded with Essential Oils." *Pharmaceutics* 15 (10): 2470. https://doi.org/10.3390/pharmaceutics15102470.

Moularat, S., E. Robine, O. Ramalho, and G. Orial. 2008. "Detection of Fungal Development in Closed Spaces Through the Determination of Specific Volatile Organic Compounds." *International Biodeterioration & Biodegradation* 62 (2): 181-87.

Murnane, W., S. Ikram, and A. Dodson. 2000. "The Mummy in Ancient Egypt: Equipping the Dead for Eternity." *Journal of the American Oriental Society* 120: 97. https://doi.org/10.2307/604889.

Musée du Louvre. n.d. "Le centre de conservation à Liévin." Accessed May 23, 2026. https://www.louvre.fr/le-louvre-en-france-et-dans-le-monde/le-centre-de-conservation-a-lievin.

Museums Galleries Scotland. 2024. "Identifying and Reducing Air Pollution." Accessed May 23, 2026. https://www.museumsgalleriesscotland.org.uk/advice/collections/identifying-and-reducing-air-pollution/.

Nasim Maafi, E. D. Entsminger, L. L. Ingram, and D. Jeremic Nikolic. 2020. "Assessment of Volatile Metabolites for *In Situ* Detection of Fungal Decay in Wooden Structures." *Building and Environment* 183: 107140. https://doi.org/10.1016/j.buildenv.2020.107140.

Nayanashree, G., and B. Thippeswamy. 2013. "Natural Rubber Degradation by *Aspergillus niger* and *Penicillium* sp." *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences* 2 (7): 234-40.

Nelder, M. P., R. Schats, H. N. Poinar, A. Cooke, and M. B. Brickley. 2024. "Pathogen Prospecting of Museums: Reconstructing Malaria Epidemiology." *Proceedings of the National Academy of Sciences* 121 (15): e2310859121. https://doi.org/10.1073/pnas.2310859121.

NF ISO 16000-19. 2012. *Air intérieur – Partie 19 : Échantillonnage des moisissures*. Saint-Denis: Association française de normalisation (AFNOR).

Nigam, N., S. Dhawan, and M. V. Nair. 1994. "Deterioration of Feather and Leather Objects of Some Indian Museums by Keratinophilic and Non-Keratinophilic Fungi." *International Biodeterioration & Biodegradation* 33 (2): 145-52. https://doi.org/10.1016/0964-8305(94)90033-7.

Nilsson, R. H., K.-H. Larsson, A. F. S. Taylor, J. Bengtsson-Palme, T. S. Jeppesen, D. Schigel, P. Kennedy, K. Picard, F. O. Glöckner, L. Tedersoo, I. Saar, U. Kõljalg, and K. Abarenkov. 2019. "The UNITE Database for Molecular Identification of Fungi: Handling Dark Taxa and Parallel Taxonomic Classifications." *Nucleic Acids Research* 47 (D1): D259-D264. https://doi.org/10.1093/nar/gky1022.

Norani, A. K. 2023. "Wood Chemical Properties: Distribution of Chemical Composition in the Cell Wall." *e-Text Notes Series* 1.

Nordén, B., M. Andreasen, O. Gran, et al. 2025. "Fungal Diversity in Wood of Living Trees Is Higher in Oak than in Beech, Maple or Linden, and Is Affected by Tree Size and Climate." *Biodiversity and Conservation* 34: 3609-32. https://doi.org/10.1007/s10531-025-03119-5.

Obeizi, Z., H. Benbouzid, S. Ouchenane, D. Yılmaz, M. Culha, and M. Bououdina. 2020. "Biosynthesis of Zinc Oxide Nanoparticles from Essential Oil of *Eucalyptus globulus* with Antimicrobial and Anti-Biofilm Activities." *Materials Today Communications* 25: 101553. https://doi.org/10.1016/j.mtcomm.2020.101553.

Okino, E., T. Monteiro Pastore, J. A. Camargos, et al. 2009. "Color Variation of Rubberwood Clones and Cypress Infected by *Gloeophyllum striatum* and *Phanerochaete chrysosporium*." *International Biodeterioration & Biodegradation* 63 (1): 41-45. https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2008.09.003.

Omar, A., A. Abdelmoniem, F. El Wekeel, and S. Taha. 2022. "Spectroscopic and Molecular Investigation of Cheops Wooden Boat for Microbial Degradation." *International Journal of Digital Culture and Electronic Tourism* 9 (1): 115-27. https://doi.org/10.1016/j.ijdce.2022.01.008.

ONI. n.d. "What is Epifluorescence Microscopy? Technologies and Products." Accessed February 12, 2025. https://oni.bio/nanoimager/super-resolution-microscopy/epifluorescence-microscopy/.

Onions, A. H. S., D. Allsopp, and H. O. W. Eggins. 1981. *Smith's Introduction to Industrial Mycology*. 7th ed. London: Edward Arnold.

Ortiz, R., H. Navarrete, J. Navarrete, M. Párraga, I. Carrasco, E. de la Vega, M. Ortiz, P. Herrera, and R. A. Blanchette. 2014. "Deterioration, Decay and Identification of Fungi Isolated from Wooden Structures at the Humberstone and Santa Laura Saltpeter Works: A World Heritage Site in Chile." *International Biodeterioration & Biodegradation* 86 (Part C): 309-16. https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2013.10.002.

Palla, F., M. Bruno, F. Mercurio, A. Tantillo, and V. Rotolo. 2020. "Essential Oils as Natural Biocides in Conservation of Cultural Heritage." *Molecules* 25 (3): 730. https://doi.org/10.3390/molecules25030730.

Pandey, K. K., and A. J. Pitman. 2003. "FTIR Studies of the Changes in Wood Chemistry Following Decay by Brown-Rot and White-Rot Fungi." *International Biodeterioration & Biodegradation* 52 (3): 151-60.

Pánek, M., L. Reinprecht, and M. Hulla. 2014. "Ten Essential Oils for Beech Wood Protection - Efficacy against Wood-Destroying Fungi and Moulds, and Effect on Wood Discoloration." *BioResources* 9 (3): 5588-5603.

Paolin, E., and M. Strlič. 2024. "Volatile Organic Compounds (VOCs) in Heritage Environments and Their Analysis: A Review." *Applied Sciences* 14 (11): 4620. https://doi.org/10.3390/app14114620.

Pasquarella, C., C. Balocco, G. Pasquariello, et al. 2015. "A Multidisciplinary Approach to the Study of Cultural Heritage Environments: Experience at the Palatina Library in Parma." *Science of the Total Environment* 536: 557-67. https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2015.07.105.

Pastorelli, R., A. Paletto, A. E. Agnelli, A. Lagomarsino, and I. De Meo. 2021. "Microbial Diversity and Ecosystem Functioning in Deadwood of Black Pine of a Temperate Forest." *Forests* 12 (10): 1418. https://doi.org/10.3390/f12101418.

Patgar, B., S. Satish, and A. Shabaraya. 2021. "Essential Oil of *Cupressus sempervirens*: A Brief Review." *World Journal of Pharmaceutical and Life Sciences* 7 (4): 112-18. https://doi.org/10.20959/wjpps20214-18713.

Pedersen, N. B., H. Matthiesen, R. A. Blanchette, et al. 2020. "Fungal Attack on Archaeological Wooden Artefacts in the Arctic—Implications in a Changing Climate." *Scientific Reports* 10: 14577. https://doi.org/10.1038/s41598-020-71518-5.

Pierre-Leandri, C., X. Fernandez, L. Lizzani-Cuvelier, A.-M. Loiseau, R. Fellous, J. Garnero, and C. Oli. 2003. "Chemical Composition of Cypress Essential Oils: Volatile Constituents of Leaf Oils from Seven Cultivated *Cupressus* Species." *The Journal of Essential Oil Research* 15: 242-47. https://doi.org/10.1080/10412905.2003.9712130.

Pinna, D. 2025. "Essential Oils and Cultural Heritage Conservation: Are They Safe, Environmentally Friendly, Sustainable, and Negligibly Toxic?" *Gels* 11 (12): 978. https://doi.org/10.3390/gels11120978.

Piras, A., D. Falconieri, E. Bagdonaite, et al. 2014. "Chemical Composition and Antifungal Activity of Supercritical Extract and Essential Oil of *Tanacetum vulgare* Growing Wild in Lithuania." *Natural Product Research* 28 (21): 1906-9. https://doi.org/10.1080/14786419.2014.939085.

Pitarma, R., J. Crisóstomo, and L. Pereira. 2019. "Detection of Wood Damages Using Infrared Thermography." *Procedia Computer Science* 155: 480-86. https://doi.org/10.1016/j.procs.2019.08.067.

Poohphajai, F., O. Myronycheva, O. Karlsson, et al. 2023. "Fungal Colonisation on Wood Surfaces Weathered at Diverse Climatic Conditions." *Heliyon* 9 (6): e17355. https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2023.e17355.

Portal, C., and M. Darowska. 1996a. "Archives du Département des Antiquités égyptiennes du musée du Louvre – Rapport de conservation sur le cercueil rectangulaire de Ouahparê, E 12059 A." Musée du Louvre, Paris. Unpublished.

Portal, C., and M. Darowska. 1996b. "Archives du Département des Antiquités égyptiennes du musée du Louvre – Rapport de conservation sur le cercueil momiforme de Iâhmes, E 18842 (anciennement MG 1333)." Musée du Louvre, Paris. Unpublished.

Portal, C., and H. Rembiesa. 1993. "Conservation report on coffin CO.00871." Auguste Rodin Museum, Meudon. Unpublished.

Proietti, A., M. Panella, F. Leccese, and E. Svezia. 2015. "Dust Detection and Analysis in Museum Environment Based on Pattern Recognition." *Measurement* 66: 62-72. https://doi.org/10.1016/j.measurement.2015.01.019.

Qiao, Q., F. Wang, J. Zhang, et al. 2017. "The Variation in the Rhizosphere Microbiome of Cotton with Soil Type, Genotype and Developmental Stage." *Scientific Reports* 7: 3940. https://doi.org/10.1038/s41598-017-04213-7.

Radványi, D., A. Geösel, Z. Jókai, P. Fodor, and A. Gere. 2020. "Detection and Identification of Microbial Volatile Organic Compounds of the Green Mold Disease: MVOC Profile on Different Media." *International Journal of Agricultural and Environmental Information Systems* 11: 14-28. https://doi.org/10.4018/IJAEIS.2020040102.

Rageot, M., R. B. Hussein, S. Beck, et al. 2023. "Biomolecular Analyses Enable New Insights into Ancient Egyptian Embalming." *Nature* 614 (7947): 287-93. https://doi.org/10.1038/s41586-022-05663-4.

Ranaldi, R., L. Rugnini, G. Migliore, F. Tasso, F. Gabriele, N. Spreti, F. Scuderi, R. Braglia, P. Di Martino, A. Pujia, and A. Canini. 2025. "The Role of Essential Oils as Eco-Friendly Strategy to Control Biofilm Collected in the Colosseum (Rome, Italy)." *Applied Microbiology and Biotechnology* 109: 48. https://doi.org/10.1007/s00253-025-13433-1.

Ray, S. 2022. "Antibacterial and Antifungal Activities of *Azadirachta indica* A. Juss (Neem): A Review." In *Microorganisms and Climate Change: A Biological Perspective*, edited by M. C. S. B. (Book Chapter). https://doi.org/10.31674/book.2022macbs.011.

Reinprecht, L., D.-M. Pop, Z. Vidholdová, and M. C. Timar. 2019. "Anti-Decay Potential of Five Essential Oils against the Wood-Decaying Fungi *Serpula lacrymans* and *Trametes versicolor*." *Acta Facultatis Xylologiae Zvolen* 61 (2): 63-72. https://doi.org/10.17423/afx.2019.61.2.06.

Remmel, N., D. Buchner, J. Enß, V. Hartung, F. Leese, E. Welti, J. Sinclair, and P. Haase. 2024. "DNA Metabarcoding and Morphological Identification Reveal Similar Richness, Taxonomic Composition and Body Size Patterns among Flying Insect Communities." *Insect Conservation and Diversity* 17: 1-15. https://doi.org/10.1111/icad.12710.

Rieker, D., K. Runnel, P. Baldrian, et al. 2024. "How to Best Detect Threatened Deadwood Fungi – Comparing Metabarcoding and Fruit Body Surveys." *Biological Conservation* 296: 110696. https://doi.org/10.1016/j.biocon.2024.110696.

Rodriguez, M., and W. Makalowski. 2022. "Mobilome of Apicomplexa Parasites." *Genes* 13 (5): 887. https://doi.org/10.3390/genes13050887.

Rohadi, H., M. Ilyas, and N. Ekowati. 2020. "Preservation Technique of Filamentous Fungi Based on Inactive Metabolism at Indonesian Culture Collection (InaCC)." *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science* 593: 012001. https://doi.org/10.1088/1755-1315/593/1/012001.

Rowell, R. M. 2012. *Handbook of Wood Chemistry and Wood Composites*. 2nd ed. Boca Raton: CRC Press.

Ruga, L., F. Orlandi, and M. Fornaciari. 2019. "Preventive Conservation of Cultural Heritage: Biodeteriogens Control by Aerobiological Monitoring." *Sensors* 19 (17): 3647. https://doi.org/10.3390/s19173647.

Ruggieri, N. 2021. "*In Situ* Observations on the Crack Morphology in the Ancient Timber Beams." *Sustainability* 13 (1): 439. https://doi.org/10.3390/su13010439.

Sabatini, L., M. Sisti, and R. Campana. 2018. "Evaluation of Fungal Community Involved in the Biodeterioration Process of Wooden Artworks and Canvases in Montefeltro Area (Marche, Italy)." *Microbiological Research* 207: 203-10. https://doi.org/10.1016/j.micres.2017.12.003.

Saitta, A., A. Bernicchia, S. Gorjón, E. Altobelli, V. Granito, C. Losi, D. Lunghini, O. Maggi, G. Medardi, F. Padovan, L. Pecoraro, E. Savino, A. Vizzini, and A. Persiani. 2011. "Biodiversity of Wood Decay Fungi in Italy." *Plant Biosystems* 145 (4): 958-68. https://doi.org/10.1080/11263504.2011.633114.

Samson, R. A., E. S. Hoekstra, and C. A. N. van Oorschot. 1981. *Introduction to Food-Borne Fungi*. Baarn: Centraalbureau voor Schimmelcultures.

Santos, A. R., C. Santos, N. Belino, J. Rodilla, and A. P. Gomes. 2018. "Encapsulation of Essential Oils in Silica Coating." In *The 6th International Virtual Conference on Advanced Scientific Results*, 168-71. https://doi.org/10.18638/scieconf.2018.6.1.525.

Saraiva, N. B., J. T. Ribeiro, L. D. Pereira, G. Pereira, A. C. Rufino, A. R. Gaspar, and J. J. Costa. 2025. "Preventive Conservation Guidelines versus Damage Risk Models: The Hygrothermal Environment for Organic Collections in Heritage Museums in a Mediterranean Climate." *Journal of Building Engineering* 111: 113173. https://doi.org/10.1016/j.jobe.2025.113173.

Savković, Ž., M. Stupar, N. Unković, A. Knežević, J. Vukojević, and M. Ljaljević Grbić. 2022. "Fungal Deterioration of Cultural Heritage Objects." In *Biodegradation Technology of Organic and Inorganic Pollutants*, edited by J. P. F. (Book Chapter). IntechOpen. https://doi.org/10.5772/intechopen.98620.

Schilling, M., M. Levasseur, M. Barbier, et al. 2023. "Wood Degradation by *Fomitiporia mediterranea* M. Fischer: Exploring Fungal Adaptation Using Metabolomic Networking." *Journal of Fungi* 9 (5): 536. https://doi.org/10.3390/jof9050536.

Schilling, M., A. Maia-Grondard, R. Baltenweck, et al. 2022. "Wood Degradation by *Fomitiporia mediterranea* M. Fischer: Physiologic, Metabolomic and Proteomic Approaches." *Frontiers in Plant Science* 13: 988709. https://doi.org/10.3389/fpls.2022.988709.

Schmidt, O., and W. Kallow. 2006. "Differentiation of Indoor Wood Decay Fungi with MALDI-TOF Mass Spectrometry." *Holzforschung* 59: 374-77.

Schrader, L., C. Brischke, J. Trautner, and C. C. Tebbe. 2025. "Microbial Decay of Wooden Structures: Actors, Activities and Means of Protection." *Applied Microbiology and Biotechnology* 109: 59. https://doi.org/10.1007/s00253-025-13443-z.

Schwarze, F. W. M. R., Z. Gholam, G. Nyström, and M. Heeb. 2022. "Microfibrillated Cellulose as Growth Media for Cultivation and Maintenance of Wood Decay Fungi." *Journal of Microbiological Methods* 203: 106615. https://doi.org/10.1016/j.mimet.2022.106615.

Seibold, S., J. Müller, S. Allner, et al. 2022. "Quantifying Wood Decomposition by Insects and Fungi Using Computed Tomography Scanning and Machine Learning." *Scientific Reports* 12: 16150. https://doi.org/10.1038/s41598-022-20377-3.

Selim, S. A., M. E. Adam, S. M. Hassan, and A. R. Albalawi. 2014. "Chemical Composition, Antimicrobial and Antibiofilm Activity of the Essential Oil and Methanol Extract of the Mediterranean Cypress (*Cupressus sempervirens* L.)." *BMC Complementary and Alternative Medicine* 14: 179. https://doi.org/10.1186/1472-6882-14-179.

Sharaf, L., N. M. N. El Hadidi, and W. I. A. Saber. 2022. "Preliminary Study for the Evaluation of Basil Essential Oil in the Preservation of *Ficus sycomorus* Wood." *Advanced Research in Conservation Science* 3 (1): 1-12. https://doi.org/10.21608/arcs.2022.131062.1022.

Simionato, I., F. C. Domingues, C. Nerín, and F. Silva. 2019. "Encapsulation of Cinnamon Oil in Cyclodextrin Nanosponges and Their Potential Use for Antimicrobial Food Packaging." *Food and Chemical Toxicology* 132: 110647. https://doi.org/10.1016/j.fct.2019.110647.

Simon, L. M., C. Flocco, F. Burkart, A. Methner, D. Henke, L. Rauer, C. L. Müller, J. Vogel, C. Quaisser, J. Overmann, and S. Simon. 2023. "Microbial Fingerprints Reveal Interaction between Museum Objects, Curators, and Visitors." *iScience* 26 (9): 107578. https://doi.org/10.1016/j.isci.2023.107578.

Simpson, A. G. B., and Y. Eglit. 2016. "Protist Diversification." In *Encyclopedia of Evolutionary Biology*, edited by R. M. Kliman, 344-60. London: Academic Press. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-800049-6.00247-X.

Simpson, H. J., and J. S. Schilling. 2025. "Saprotrophic Capabilities of *Neurospora crassa* on Charred Plant Biomass." *Environmental Microbiology* 27 (6): e70132. https://doi.org/10.1111/1462-2920.70132.

Sioma, A., and B. Lenty. 2023. "Detection of Fungal Infections on the Wood Surface Using LTM Imaging." *Applied Sciences* 13 (1): 490. https://doi.org/10.3390/app13010490.

Sitompul, A. I., I. Momohara, Y. Miyoshi, T. Murata, A. Numata, and S. Horisawa. 2026. "Wood Deterioration Assessment and Microbial Community Analysis of Foundation Piles Experimentally Installed for 8 and 10 Years." *International Biodeterioration & Biodegradation* 208: 106269. https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2025.106269.

Skrede, I. 2021. "Diversity and Distribution of Ligninolytic Fungi." In *Advances in Botanical Research*, edited by M. Morel-Rouhier and R. Sormani, 99:1-36. Academic Press. https://doi.org/10.1016/bs.abr.2021.05.004.

Slimen, A., R. Barboux, A. Mihajlovski, S. Moularat, J. Leplat, F. Bousta, and P. Di Martino. 2020. "High Diversity of Fungi Associated with Altered Wood Materials in the Hunting Lodge of 'La Muette', Saint-Germain-en-Laye, France." *Mycological Progress* 19 (2): 139-46. https://doi.org/10.1007/s11557-019-01548-5.

Soleha, T., Oktafany, P. Ayu, and A. N. Adjeng. 2024. "The Effectiveness of Using HEPA Filters in Reducing the Number of Airborne Bacteria in the Operating Room Area." *AIP Conference Proceedings* 050026. https://doi.org/10.1063/5.0209846.

Stagno, V., S. Capuani, L. Sadori, and V. Di Tullio. 2023. "Non-Destructive Portable NMR for the Assessment of Archaeological Roman Wood Microstructure and Early Signs of Microbial Decay." *Journal of Cultural Heritage* 60: 89-98.

Sterflinger, K. 2010. "Fungi: Their Role in Deterioration of Cultural Heritage." *Fungal Biology Reviews* 24 (1-2): 47-55. https://doi.org/10.1016/j.fbr.2010.03.003.

Sterflinger, K., and F. Pinzari. 2012. "The Revenge of Time: Fungal Deterioration of Cultural Heritage with Particular Reference to Books, Paper and Parchment." *Environmental Microbiology* 14 (3): 559-66. https://doi.org/10.1111/j.1462-2920.2011.02584.x.

Sterflinger, K., and G. Piñar. 2013. "Microbial Deterioration of Cultural Heritage and Works of Art – Tilting at Windmills?" *Applied Microbiology and Biotechnology* 97 (22): 9637-46. https://doi.org/10.1007/s00253-013-5283-1.

Stewart, D. L., B. L. Thomas, R. M. Bean, and J. K. Fredrickson. 1990. "Colonization and Degradation of Oxidized Bituminous and Lignite Coals by Fungi." *Journal of Industrial Microbiology* 6 (1): 53-59. https://doi.org/10.1007/BF01576177.

Suh, S.-O., and M. Blackwell. 2004. "Three New Beetle-Associated Yeast Species in the *Pichia guilliermondii* Clade." *FEMS Yeast Research* 5 (1): 87-95. https://doi.org/10.1016/j.femsyr.2004.06.001.

Tan, J. Y., Z. Zhang, H. J. Izzah, et al. 2023. "Volatile-Based Diagnosis for Pathogenic Wood-Rot Fungus *Fulvifomes siamensis* by Electronic Nose (E-Nose) and Solid-Phase Microextraction/Gas Chromatography/Mass Spectrometry." *Sensors* 23 (9): 4538. https://doi.org/10.3390/s23094538.

Tanasă, F., M. Nechifor, and C.-A. Teacă. 2024. "Essential Oils as Alternative Green Broad-Spectrum Biocides." *Plants* 13 (23): 3442. https://doi.org/10.3390/plants13233442.

Taylor, J. H., and M. Vandenbeusch, eds. 2018. *Ancient Egyptian Coffins: Craft Traditions and Functionality*. British Museum Publications on Egypt and Sudan. Leuven: Peeters Publishers.

Tchato, P., K. Marion-Sanchez, T. Lebielle, and C. Olive. 2026. "From Dormancy to Viability: The Resuscitation Processes of Viable but Non-Culturable Bacteria—A Systematic Review." *Microorganisms* 14 (1): 136. https://doi.org/10.3390/microorganisms14010136.

Tetreault, J. 1999. "Oak Display Cases: Conservation Problems and Solutions." https://doi.org/10.13140/RG.2.2.19523.30247.

Traoré, M., and A. Martínez Cortizas. 2023. "Color and Chemical Composition of Timber Woods (*Daniellia oliveri*, *Isoberlinia doka*, *Khaya senegalensis*, and *Pterocarpus erinaceus*) from Different Locations in Southern Mali." *Forests* 14 (4): 767. https://doi.org/10.3390/f14040767.

Tsukida, R., T. Hatano, Y. Kojima, et al. 2024. "Micromorphological Features of Brown Rotted Wood Revealed by Broad Argon Ion Beam Milling." *Scientific Reports* 14: 32003. https://doi.org/10.1038/s41598-024-83578-y.

UCL (University College London). 2002. "Digital Egypt for Universities: Wood in Egypt." https://www.ucl.ac.uk/museums-static/digitalegypt/wood/index.html.

UNESCO. 2015. *Recommandation concernant la protection et la promotion des musées et de leurs collections, de leur diversité et de leur rôle dans la société*. Paris: Organisation des Nations Unies pour l'éducation, la science et la culture. https://unesdoc.unesco.org/ark:/48223/pf0000246330_fre.

Union européenne. 2022. *Masterplan for the Sustainable Development of the Egyptian Museum of Cairo*. Projet financé par l'Union européenne dans le cadre du programme "Promoting Inclusive Economic Growth". Bruxelles: Union européenne. Unpublished.

Uring, P., A. Chabas, D. De Reyer, L. Gentaz, S. Triquet, C. Mirande-Bret, and S. Alfaro. 2018. "The Bayeux Embroidery: A Dust Deposition Assessment." *Heritage Science* 6: 23. https://doi.org/10.1186/s40494-018-0190-5.

Valentín, N. 2007. "Microbial Contamination in Archives and Museums: Health Hazards and Preventive Strategies Using Air Ventilation Systems." Contribution presented at the Experts' Roundtable on Sustainable Climate Management Strategies, Tenerife, Spain.

Valle, M., N. Nguyen Van Long, J.-L. Jany, T. Bregier, A. Pawtowski, G. Barbier, K. Rigalma, V. Vasseur, V. Huchet, and L. Coroller. 2022. "Impact of Water Activity on the Radial Growth of Fungi in a Dairy Environment." *Food Research International* 157: 111247. https://doi.org/10.1016/j.foodres.2022.111247.

Van den Bulcke, J., M. Boone, J. Van Acker, and L. Van Hoorebeke. 2009. "Three-Dimensional X-ray Imaging and Analysis of Fungi on and in Wood." *Microscopy and Microanalysis* 15 (5): 395-402. https://doi.org/10.1017/S1431927609990419.

Vassallo, Y. 2025. "From Artefact to Microbe and Beyond: Innovative Biomolecular Approaches Applied to Cultural Heritage." PhD diss., Sapienza University of Rome. https://iris.uniroma1.it/retrieve/4592f0e6-0b88-45db-9cb3-cdb9aff6b5b1/Tesi_dottorato_Vassallo.pdf.

Verdu, J., and B. Fayolle. 2011. "Ageing and Durability of Organic Polymers." In *Organic Materials for Sustainable Construction*, edited by Y. Mouton, 131-77. London: Wiley-ISTE. https://doi.org/10.1002/9781118616734.ch7.

Verma, P., C. Mai, J. Dyckmans, and H. Militz. 2008. "Determination of Fungal Activity in Modified Wood by Means of Micro-Calorimetry and Determination of Total Esterase Activity." *Applied Microbiology and Biotechnology* 80: 125-33.

Vilanova, C., and M. Porcar. 2019. "Meta-Omics Approaches for the Study of Microbial Communities in Cultural Heritage." *International Biodeterioration & Biodegradation* 144: 104741.

Vollmer, M., and K.-P. Möllmann. 2010. *Infrared Thermal Imaging: Fundamentals, Research and Applications*. Weinheim: Wiley-VCH. https://doi.org/10.1002/9783527630868.ch1.

Wang, Q., X. Feng, and X. Liu. 2023. "Advances in Historical Wood Consolidation and Conservation Materials." *BioResources* 18 (3): 6680-6723.

Wang, Y., W. Wang, H. Zhou, and F. Qi. 2022. "Burning Characteristics of Ancient Wood from Traditional Buildings in Shanxi Province, China." *Forests* 13 (2): 190. https://doi.org/10.3390/f13020190.

Wang, Y., Y. Duan, Y. Wang, C. Wang, L. Hou, C. Min, Y. Zhong, G. Shi, and J. Pan. 2025. "Microbial Analysis in the Preservation Environments of Shadow Puppet Cultural Relics in Museum." *npj Heritage Science* 13: 264. https://doi.org/10.1038/s40494-025-02060-8.

Wheeler, K. A., A. D. Hocking, and J. I. Pitt. 1988. "Effects of Temperature and Water Activity on Germination and Growth of *Wallemia sebi*." *Transactions of the British Mycological Society* 90 (3): 365-68. https://doi.org/10.1016/S0007-1536(88)80144-X.

Wilson, H., and S. VanSnick. 2017. "The Effectiveness of Dust Mitigation and Cleaning Strategies at The National Archives, UK." *Journal of Cultural Heritage* 24: 158-64. https://doi.org/10.1016/j.culher.2016.09.012.

Wong, M. L., D. An, S. M. Caffrey, J. Soh, X. Dong, C. W. Sensen, T. B. Oldenburg, S. R. Larter, and G. Voordouw. 2015. "Roles of Thermophiles and Fungi in Bitumen Degradation in Mostly Cold Oil Sands Outcrops." *Applied and Environmental Microbiology* 81 (19): 6825-38. https://doi.org/10.1128/AEM.02221-15.

Xie, R., B. Danso, J. Sun, et al. 2024. "Metagenomics Analysis of Bacterial Community Structure from Wood- and Soil-Feeding Termites: Metabolic Pathways and Functional Structures Toward the Degradation of Lignocellulose and Recalcitrant Compounds." *Frontiers in Microbiology* 15: 1424982. https://doi.org/10.3389/fmicb.2024.1424982.

Yıldız Acar, H., and H. Bakır Sert. 2026. "Antifungal Effects of Essential Oils on the Preservation of Historical Monuments: A Sustainable Approach." *PLOS ONE* 21 (1): e0338615. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0338615.

Yoshioka, I., C. Hayashi, Y. Endo, A. Sawada, Y. Mori, S. Ban, and T. Yaguchi. 2026. "Detection of Fungal Contamination on Museum Books Stored under Controlled Environmental Conditions: A Discrepancy between Culture-Based and Metagenomic Analysis Approaches." *Mycoscience* 67 (1): 20-26. https://doi.org/10.47371/mycosic.2025.11.002.

Zaremski, A., S. Palanti, M. Mannucci, L. Gastonguay, and G. Le Floch. 2011. "Molecular Diagnosis by PCR-DHPLC Technique of Wood-Decay Fungi in Historical Buildings in Italy." *Pro Ligno* 7 (4): 92-97.

Zeng, N., and H. Hausmann. 2022. "Wood Vault: Remove Atmospheric CO2 with Trees, Store Wood for Carbon Sequestration for Now and as Biomass, Bioenergy and Carbon Reserve for the Future." *Carbon Balance and Management* 17. https://doi.org/10.1186/s13021-022-00202-0.

Zhang, X., L. Li, and F. Xu. 2022. "Chemical Characteristics of Wood Cell Wall with an Emphasis on Ultrastructure: A Mini-Review." *Forests* 13 (3): 439. https://doi.org/10.3390/f13030439.

Zhu, P., C. Shu, W. Wang, and X. Liu. 2025. "Application and Challenges of Plant Oil Detection Techniques in the Conservation of Polychrome Cultural Relics." *Coatings* 15 (9): 1049. https://doi.org/10.3390/coatings15091049.

LISTE DES FIGURES

Figure	Titre	Page
1	Structure en couches de la paroi cellulaire du bois. *Source : Zhang, Li et Xu (2022)*	20
2	Altération fongique d'une statue en bois de l'Ancien Empire égyptien. *Source : Blanchette (2016)*	23
3	Le cuirassé USS Cairo. *Source : Blanchette et al. (2025)*	25
4	Flux de travail expérimental pour l'étude de la colonisation fongique du bois. *Source : Adapté de Besserer, Rose et Deveau (2023)*	29
5	Modèle conceptuel synthétisant les méthodes d'analyse de la biodétérioration fongique du bois ancien.	45
6	Vue d'ensemble du jardin situé au sud-est de la Villa des Brillants (ARM). *Crédit photo : Islam Ezzat*	57
7	Photographie du bâtiment abritant la réserve du Musée Auguste Rodin à Meudon. *Crédit photo : Islam Ezzat*	57
8	Vue d'une section de la réserve de l'ARM en lien avec l'extérieur par ses dispositifs d'aération. *Crédit photo : Islam Ezzat*	58
9	Vue de la façade nord de la réserve de l'ARM. *Crédit photo : Islam Ezzat*	59
10	Vue rapprochée de la façade nord de la réserve. *Crédit photo : Islam Ezzat*	59
11	Couvercle de sarcophage anthropoïde de Nana, scribe du temple (CO.00871). *Crédit photo : Base de données du Musée Auguste Rodin*	60
12	Couvercle de sarcophage anthropoïde de Nana (CO.00871) dans sa vitrine scellée. *Crédit photo : Islam Ezzat*	61
13	Document d'archives décrivant le protocole d'intervention de 1989 (CO.00871). *Crédit photo : Archives du Musée Auguste Rodin*	62
14	État de la polychromie avant l'intervention de restauration (1993). *Crédit photo : Archives du Musée Auguste Rodin*	62
15	État de la polychromie avant l'intervention de restauration (1993, suite). *Crédit photo : Archives du Musée Auguste Rodin*	62
16	Socle de statue de Ptah-Sokar-Osiris (CO.6554). *Crédits photo : Islam Ezzat (A) ; Base de données du Musée Auguste Rodin (B)*	63

17	Photographie d'archive du sarcophage de Nana (CO.00871) avant restauration. *Source : Archives du Musée Auguste Rodin*	63
18	Ouchebti momiforme (CO.2349). *Crédit photo : Base de données du Musée Auguste Rodin*	64
19	Armoire métallique où est conservé l'ouchebti CO.2349. *Crédit photo : Islam Ezzat*	64
20	Ouchebti momiforme (CO.2389). *Crédit photo : Base de données du Musée Auguste Rodin*	65
21	Vue extérieure du Musée du Louvre. *Crédit photo : Next Traveller*	66
22	Laboratoire du Carrousel, Musée du Louvre. *Crédit photo : Islam Ezzat*	67
23	Salle de la crypte d'Osiris (cercueil E3020). *Crédit photo : Patrick Di-Martino*	68
24	Salle Sully 321 (cercueil N2571). *Crédit photo : Islam Ezzat*	69
25	Cercueil de Padiimenipet (E13016). *Sources : (a,b) Fauniers, Ibled et Levy (1997) ; (c) Base de données du Musée du Louvre ; (d) Islam Ezzat*	71
26	Cercueil momiforme de Padiouf (N2579). *Sources : (a) Archives du Musée du Louvre ; (b,c) Base de données du Musée du Louvre / Islam Ezzat*	73
27	Cercueil de Sékhemrê-Hérouhermaât Antef (E3020). *Crédit photo : Base de données du Musée du Louvre*	73
28	Cercueil extérieur momiforme de Tamoutnefret (N2571). *Sources : (a) De-Gurian (2011) ; (b,c) Base de données du Musée du Louvre*	75
29	Réserve R5 du Centre de Conservation du Louvre (CCL). *Crédit photo : Islam Ezzat*	76
30	Cercueil rectangulaire de Pakhetemhat (E30901). *Sources : (a,b) Archives du Musée du Louvre ; (c) Base de données du Musée du Louvre*	77
31	Cercueil rectangulaire d'Ouahparê (E12059 A). *Crédit photo : Base de données du Musée du Louvre*	78
32	Sarcophage momiforme d'Iâhmes (E18842). *Crédit photo : Base de données du Musée du Louvre*	79
33	Sarcophage momiforme de Mehytousekhet (E7821). *Crédit photo : Islam Ezzat*	79
34	Serviteurs funéraires momiformes de Qenimen (E11597, E11598). *Crédit photo : Base de données du Musée du Louvre*	80

35	Musée égyptien du Caire (EMC). *Crédit photo : Base de données EMC*	81
36	Rotonde des galeries d'objets en bois au deuxième étage de l'EMC. *Crédit photo : Islam Ezzat*	81
37	Couvercle de cercueil romain (TR 26.12.24.1). *Crédit photo : Islam Ezzat*	82-83
38	Cercueil romain (JE 44970). *Crédit photo : Islam Ezzat*	83
39	Cercueil de l'Époque tardive d'Assiout (JE 39068). *Crédit photo : Islam Ezzat*	84
40	Cercueil de l'Époque tardive avec momie (TR 17.10.17.3). *Crédit photo : Islam Ezzat*	85
41	Prélèvement actif d'air par bio-impacteur. *Crédit photo : Islam Ezzat*	87
42	Échantillonnage passif de l'air par boîtes de Petri ouvertes. *Crédit photo : Islam Ezzat*	89
43	Illustration du prélèvement par écouvillonnage. *Crédits photo : Patrick Di Martino / Islam Ezzat*	90
44	Représentation du protocole de dilution sériée. *Crédit photo : Islam Ezzat*	91
45	Souches fongiques cryoconservées (collection ERI). *Crédit photo : Islam Ezzat*	93
46	Conditions microclimatiques à l'ARM (mai 2024 - mai 2025).	100
47	Conditions microclimatiques au LMP (avril 2023 - avril 2024).	101
48	Conditions microclimatiques moyennes mensuelles au CCL (déc. 2023 - août 2024).	101
49	Mesures ponctuelles de T et HR à l'EMC (juillet 2025). *Crédit photo : Islam Ezzat*	102
50	Genres fongiques obtenus par prélèvement actif d'air à l'ARM. *Crédits photo : Faisl Bousta / Islam Ezzat*	105
51	Genres fongiques obtenus par prélèvement actif d'air réalisé en différents points au sein du musée du Louvre (LMP), dans la DAE (Département des Antiquités Égyptiennes),	106-107
52	Genres fongiques identifiés par prélèvement actif d'air en différents points de la Réserve 5 du CCL (Centre de conservation du Louvre à Liévin).	108-109
53	Genres fongiques obtenus par prélèvement actif d'air réalisé en différents points au sein du Musée égyptien du Caire (EMC).	112

54	Concentrations fongiques moyennes (UFC/m³) dans l'air des quatre musées étudiés, mesurées sur gélose MEA (a) et DG18 (b).	118
55	Structure des communautés fongiques aériennes dans les quatre musées étudiés, exprimée en abondance relative des genres identifiés	118
56	Genres fongiques obtenus par prélèvement passif d'air réalisé en un point unique dans la réserve du musée Auguste Rodin (ARM).	120
57	Genres fongiques obtenus par prélèvement passif de l'air réalisé en différents points au sein du LMP.	120-123
58	Genres fongiques obtenus par prélèvement passif de l'aireffectués à la Réserve 5 du CCL (Centre de conservation du Louvre à Liévin).	125
59	Genres fongiques identifiés par prélèvement passif d'air à différents points du Musée égyptien du Caire (EMC).	126-128
60	Concentrations fongiques moyennes (UFC/dm²/h) mesurées dans l'air des quatre musées étudiés par échantillonnage passif, sur gélose MEA (bleu) et DG18 (orange).	136
61	Abondance relative (%) des principaux genres fongiques détectés dans l'air des quatre musées étudiés par échantillonnage passif	136
62	Genres fongiques identifiés par prélèvement de surface sur le couvercle du cercueil du scribe du temple « Nana » (CO.00871) conservé au sein de la réserve du musée Auguste Rodin (ARM).	138
63	Genres fongiques identifiés par prélèvement de surface sur le socle de la statue (CO.06554) conservé au sein de la réserve du musée Auguste Rodin (ARM).	138
64	Genres fongiques identifiés par prélèvement de surface sur l'ouchebti momie-forme (CO.02349) conservé au sein de la réserve du musée Auguste Rodin (ARM).	139
65	Filaments stériles (× 400) identifiés par écouvillonnage de surface sur la zone macroscopiquement dégradée de la momieforme CO.02389, conservée dans la réserve du musée Auguste Rodin (ARM).	139
66	Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le cercueil de Padiimenipet (E13016) au LMP	140
67	Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le cercueil en bois de Padiouf (N2579) au LMP.	141
68	Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le cercueil en bois de Padiouf (N2579) au LMP.	141
69	Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le cercueil en bois de Sekhemreherouhermaat Antef (E3020) au LMP	142

70	Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le cercueil en bois de Sekhemreherouhermaat Antef (E3020) au LMP	142
71	Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le cercueil en bois de Tamoutnefret (N2571) au LMP	144
72	Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le cercueil en bois de Tamoutnefret (N2571) au LMP	144
73	Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le cercueil en bois de Tamoutnefret (N2571) au LMP	144
74	Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le cercueil en bois d'Iahmes (E18842) au CCL (Centre de conservation du Louvre à Liévin).	146
75	Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le cercueil en bois d'Iahmes (E18842) au CCL (Centre de conservation du Louvre à Liévin).	146
76	Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le cercueil en bois d'Ouahpare (E12059 A) au CCL (Centre de conservation du Louvre à Liévin).	147
77	Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le cercueil de Mehytousekhet (E 7821) au CCL (Centre de conservation du Louvre à Liévin).	148
78	Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le cercueil de Mehytousekhet (E 7821) au CCL (Centre de conservation du Louvre à Liévin).	148
79	Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le cercueil de Mehytousekhet (E 7821) au CCL (Centre de conservation du Louvre à Liévin).	148
80	Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le cercueil de Pakhetemhat (E 30901) au CCL (Centre de conservation du Louvre à Liévin).	149
81	Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur la statue en bois du serviteur de Qenimen (tombe TT93, E 11597), conservée au CCL (Centre de conservation du Louvre à Liévin).	150
82	Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur la statue en bois du serviteur de Qenimen (tombe TT93, E 11597), conservée au CCL (Centre de conservation du Louvre à Liévin	150
83	Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le couvercle du cercueil TR26.12.24.1 à l'EMC (Musée égyptien du Caire).83	152

84	Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le couvercle du cercueil romain (JE 44970) à l'EMC (Musée égyptien du Caire).	152
85	Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le couvercle d'Assiout (JE 39068) à l'EMC (Musée égyptien du Caire).	153
86	Genres fongiques identifiés par écouvillonnage de surface sur le cercueil conservé dans la réserve de l'EMC (TR17.10.17.3) au Musée égyptien du Caire	154
87	Concentrations fongiques maximales (UFC/cm²) mesurées par écouvillonnage à la surface des objets en bois pour les trois musées inclus dans cette analyse (ARM, CCL et EMC).	163
88	**–** Abondance relative (%) des principaux genres fongiques détectés à la surface des objets en bois des quatre musées étudiés (prélèvements par écouvillonnage).	164
89	Abondance relative, au niveau de la subdivision, des communautés fongiques sur les échantillons d'objets en bois provenant des trois environnements muséaux en France.	170
90	Abondance relative, au niveau de la subdivision, des communautés fongiques sur les échantillons d'objets en bois provenant du Musée égyptien du Caire (EMC).	171
91	Abondance relative des communautés eucaryotes au niveau de la subdivision dans les trois environnements muséaux en France	172
92	Récapitulatif sous forme d'histogramme des abondances relatives des grands phyla eucaryotiques (et sous-groupes) pour les quatre sites muséaux.	173
93	Abondance relative des communautés eucaryotes au niveau de la subdivision dans les quatre environnements muséaux.	174
94	Récapitulatif sous forme d'histogramme des abondances relatives des grands phyla eucaryotiques (et sous-groupes) selon la présence de résine noire dans les quatre environnements muséaux.	174
95	Abondance relative des communautés eucaryotes au niveau des subdivisions dans les quatre environnements muséaux.	175
96	Récapitulatif sous forme d'histogramme des abondances relatives des grands phyla eucaryotiques (et sous-groupes) selon l'état de surface (dégradée ou non) au sein des quatre sites muséaux.	176
97	Analyse en composantes principales (ACP) des communautés eucaryotes résiduelles des objets archéologiques en bois provenant du Musée Auguste Rodin (ARM), du Musée du Louvre (LMP), du	177

	Centre de Conservation du Louvre (CCL) et du Musée égyptien du Caire (EMC).	
98	Abondance relative, au niveau de la famille, des communautés fongiques sur les échantillons d'objets en bois provenant de trois environnements muséaux testés en France (ARM, LMP et CCL).	181
99	Abondance relative, au niveau de la famille, des communautés fongiques sur les échantillons d'objets en bois provenant du Musée égyptien du Caire (EMC).	182
100	Abondance relative des communautés eucaryotes au niveau de la famille dans trois environnements muséaux français (ARM, LMP, CCL).	183
101	Comparaison de l'abondance relative (%) des principales familles eucaryotes identifiées par métabarcoding 18S rRNA dans les quatre environnements muséaux étudiés	184
102	Abondance relative des communautés eucaryotes au niveau de la famille dans les quatre environnements muséaux. Les profils des communautés sont regroupés selon l'état de dégradation des surfaces en bois (dégradé macroscopiquement / non dégradé).	185
103	Abondance relative des communautés eucaryotes au niveau de la famille dans les quatre environnements muséaux. Les profils des communautés sont regroupés selon la présence de résine noire sur la surface boisée	186
104	Abondance relative, au niveau de l'espèce, des communautés fongiques sur les échantillons d'objets en bois dans les trois environnements muséaux en France (ARM, LMP, CCL).	191
105	Abondance relative, au niveau de l'espèce, des communautés fongiques sur les échantillons d'objets en bois provenant du Musée égyptien du Caire (EMC).	192
106	Abondance relative des communautés eucaryotes au niveau de l'espèce dans les trois environnements muséaux français (ARM, LMP et CCL).	193
107	Abondance relative des taxons eucaryotes détectés (au niveau de l'espèce) dans les quatre environnements muséaux	193
108	Abondance relative des communautés eucaryotes au niveau de l’espèce dans les quatre environnements muséaux	194
109	Abondance relative des communautés eucaryotes au niveau de l’espèce dans les quatre environnements muséaux.	195
110	Abondance relative des phylums eucaryotes (subdivisions) sur les objets en bois du Musée Auguste Rodin, Meudon.	196

111	Abondance relative des phylums eucaryotes (subdivisions) sur les objets en bois du Musée Auguste Rodin, Meudon	196
112	Diversité alpha des communautés eucaryotes dans trois musées français (ARM, LMP, CCL).	198
113	Diversité alpha des communautés eucaryotes dans les zones de résine noire sur les objets en bois.	199
114	Analyse en coordonnées principales (PCoA) basée sur la distance de Bray-Curtis des communautés eucaryotes dans les zones de résine noire sur les objets en bois des trois musées français (ARM, LMP, CCL) (a) et du Musée égyptien du Caire (EMC) (b).	200
115	Analyse en coordonnées principales (PCoA) basée sur la distance de Bray-Curtis des communautés eucaryotes dans les zones dégradées (MDZ) vs zones non dégradées (MUZ) sur les objets en bois	201
116	Analyse de la diversité beta des communautés eucaryotes de la surface des objets provenant des trois musées français étudiés (ARM, LMP, CCL).	202
117	Réseau de co-occurrence des taxons eucaryotes (EMC).	203
118	Spectre complet de l'analyse par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC-MS) réalisée sur 200 µL d'huile essentielle de cannelle	204
119	Spectre complet de l'analyse par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC-MS) effectuée sur 200 µL d'huile essentielle de cyprès.	204
120	Variabilité inter-répétitions de l'effet inhibiteur de l'huile essentielle de cannelle (5 %) sur *Neurospora* sp., illustrée par les résultats de la répétition 1 à J3 (a) et J15 (b)..	205
121	Inhibition de *Neurospora* sp. par l'huile essentielle de cannelle à 0,5 %, illustrée par les résultats de la répétition 1 à J3 (a) et J15 (b).	206
122	Inhibition de *Paecilomyces* sp. par l'huile essentielle de cannelle à 5 %, illustrée par les résultats de la répétition 1 à J3 (a, b), J7 (c) et J15 (d, e).	207
123	Inhibition de *Paecilomyces* sp. par l'huile essentielle de cannelle à 0,5 %, illustrant la variabilité inter-répétitions	207
124	Effet de l'huile essentielle de cyprès (5 %) sur *Paecilomyces* sp., illustré par les résultats de la répétition 1 à J3 (a), J7 (b) et J15 (c).	208
125	Effet de l'huile essentielle de myrrhe (5 %) sur *Paecilomyces* sp., illustré par les résultats de la répétition 1 à J3 (a), J7 (b) et J15 (c).	208
126	Inhibition de *Trichoderma* sp. par l'huile essentielle de cannelle (5 %), illustrée par les résultats de différentes répétitions à J3 (a, b) et J7 (c, d)	209

127	Variabilité inter-répétitions de l'effet de l'huile essentielle de cannelle (1 %) sur *Trichoderma* sp. à J3.	209
128	Grille d'évaluation du risque de bio-détérioration fongique. Basée sur des indicateurs environnementaux (T, HR, qualité de l'air) et biologiques (charges fongiques, lignivores, métagénomique)	210
129	Grille d'évaluation du risque de bio-détérioration fongique	238

LISTE DES TABLEAUX

Tableau	Titre	Page
1	Synthèse comparative des méthodes d'analyse de la bio-détérioration fongique du bois ancien.	45
2	Typologies récapitulatives, applications et limitations des huiles essentielles (HE) pour la préservation du bois égyptien ancien.	54
3	Récapitulatif des conditions environnementales par musée.	102
4	Résultats détaillés de l'échantillonnage d'air actif.	113
5	Résultats détaillés de l'échantillonnage d'air passif.	128
6	Résultats détaillés des prélèvements de surface (écouvillonnage).	154
7	Dénombrement des spores fongiques à la surface du cercueil de Tamoutnefret (N2571).	165
8	Dénombrement des spores fongiques à la surface du cercueil de Padiimenipet (E13016).	165
9	Dénombrement des spores fongiques à la surface du cercueil de Padiouf (N2579).	166
10	Abondance relative des subdivisions eucaryotes par musée, objet, zone et état de surface.	167
11	Abondance relative des principales familles eucaryotes.	178
12	Abondance relative des principales espèces fongiques.	188
13	Composition chimique des trois huiles essentielles (composés > 0,5 %).	205
14	Diamètres de croissance des témoins (éthanol 10 %) et pourcentages d'inhibition moyens (± écart-type) des trois huiles essentielles.	210
15	Cohérence inter-répétitions (méthodologie + / – / +/–) à J15.	211

LISTE DES ABREVIATIONS ET ACRONYMES

Abréviation	Signification
ACP	Analyse en Composantes Principales
ADN	Acide Désoxyribonucléique
ARM	Musée Auguste Rodin, Meudon, France
ARN	Acide Ribonucléique
ARNr	Acide Ribonucléique ribosomal
ASV	Variant de séquence d'amplicon (*Amplicon Sequence Variant*)
AUF	Agence Universitaire de la Francophonie
aw	Activité de l'eau (*Water activity*)
BRZ	Zone couverte de résine noire (*Black Resin Zone*)
CCL	Centre de Conservation du Louvre, Liévin, France
CIE L*a*b*	Système de couleur de la Commission Internationale de l'Éclairage
CLSM	Microscopie confocale à balayage laser
COV	Composés Organiques Volatils
CVC	Chauffage, Ventilation et Climatisation
DAE	Département des Antiquités Égyptiennes (Musée du Louvre)
DG18	Gélose au dichloran-glycérol
EMC	Musée égyptien du Caire (*Egyptian Museum, Cairo*)
ERI	Collection de souches fongiques ERRMECe Islam
FTIR	Spectroscopie infrarouge à transformée de Fourier
GC-MS	Chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse
HE	Huile Essentielle
HEPA	Filtre à haute efficacité pour les particules
HR	Humidité Relative

ICOM	Conseil international des musées
ICOMOS	Conseil international des monuments et des sites
IFAO	Institut Français d'Archéologie Orientale
IRT	Thermographie infrarouge
ISO	Organisation internationale de normalisation
ITS	Espaceur interne transcrit
LMP	Musée du Louvre, Paris (*Louvre Museum Paris*)
LPCB	Bleu de coton lactophénol
MA (ou MEA)	Gélose à l'extrait de malt (*Malt Extract Agar*)
MDZ	Zone macroscopiquement dégradée (*Macroscopically Degraded Zone*)
MEB	Microscopie Électronique à Balayage
MEC	Musée égyptien du Caire
Metazoa	Métazoaires (micro-animaux)
MO	Microscopie Optique
MUZ	Zone macroscopiquement non dégradée (*Macroscopically Undegraded Zone*)
NMEC	Musée national de la civilisation égyptienne
ODD	Objectifs de Développement Durable
PCoA	Analyse en coordonnées principales (*Principal Coordinate Analysis*)
PCR	Réaction de polymérisation en chaîne
PERMANOVA	Analyse multivariée de la variance basée sur les distances
PVA	Acétate de polyvinyle
qPCR	PCR quantitative en temps réel
RFLP	Polymorphisme de longueur des fragments de restriction
RMN	Résonance Magnétique Nucléaire
SFRI	Structuration de la Formation par la Recherche dans les Initiatives d'excellence
SR-µCT	Micro-tomographie par rayonnement synchrotron

Streptophyta	Matériel végétal (pollen, fibres)
T	Température
TBG	Tableau de Bord de Gestion
THz	Imagerie térahertz
UFC	Unité Formant Colonie
UNESCO	Organisation des Nations Unies pour l'éducation, la science et la culture
UV	Ultraviolet
UV-VIS	Spectrophotométrie UV-Visible
VBNC	Viables mais non cultivables (*Viable But Non-Culturable*)

ARTICLES SOUMIS, PARTICIPATIONS A DES CONCOURS ET A DES CONFERENCES

Articles soumis

Article 1 (Accepté pour publication)

- **Revue:** Journal of the Faculty of Archaeology, Cairo University
- **Titre:** *Navigating the Invisible: A Literature Review on Detecting Fungal Colonization of Ancient Wooden Artifacts in Museums – A Practical Synthesis for Museum Professionals*
- **Résumé:** Fungal colonization represents one of the most insidious threats to ancient wooden artifacts preserved in museum collections. This literature review synthesizes published research from cultural heritage microbiology, conservation science, and analytical chemistry to address a specific practical problem: how can museum professionals—curators, conservators, and collections managers—detect fungal colonization on ancient wood, particularly in its latent or inactive phases, without compromising artifact integrity? Through critical examination of peer-reviewed studies, case reports, and methodological comparisons published over the past two decades, we reorganize detection approaches into a practical framework distinguishing method that visualize fungi directly on the artifact surface from those requiring sample removal for laboratory analysis. The review reveals that while numerous sophisticated techniques exist, their applicability to routine museum practice varies considerably, and no single method reliably distinguishes latent from active colonization. We synthesize evidence-based recommendations for tiered detection strategies, emphasizing that the choice of method must be guided by the specific conservation question being asked, the artifact's condition and value, and the available institutional resources.

Article 2 (Soumis)

- **Revue:** Journal of Cultural Heritage (Q1)
- **Titre:** *Micro-eukaryotic communities on ancient Egyptian wooden artifacts from three French museum environments revealed by high-throughput sequencing and culture-dependent approaches*
- **Résumé:** This study combined high-throughput 18S rRNA gene sequencing and culture-dependent methods to characterize micro-eukaryotic communities on fourteen ancient Egyptian wooden artifacts from three French museum environments: the Auguste Rodin Museum in Meudon (ARM), the Louvre Museum in Paris (LMP), and the Louvre Conservation Center in Liévin (CCL). Temperature and relative humidity monitoring revealed pronounced climatic differences: high seasonal variability at the ARM, moderate fluctuations mainly in late spring and during the summer in the LMP sealed vitrines, and highly stable conditions at the CCL. Three types of surfaces were sampled on the artifacts: macroscopically non-degraded zones (NDZ), degraded zones (DZ), and zones covered with black resin

(ZBR). Based on sequencing data, two distinct ecological states were identified: a "Fungal State" dominated by xerotolerant Ascomycetes on NDZ, prevalent at the ARM; and an "Apicomplexa State" characterized by Apicomplexa dominance on DZ and ZBR, common to both Louvre sites. Metagenomic sequencing also detected the wood-degrading brown-rot basidiomycete *Heliocybe sulcata* on one of the wooden statues at the CCL. Cultivation confirmed the presence of viable biodeteriogenic fungi (*Penicillium*, *Aspergillus*, *Trichoderma*, *Chaetomium*) across all sites. Preventive conservation strategies must incorporate meticulous microclimate monitoring, targeted cleaning of vulnerable niches (e.g., cracks, resin coatings), and prioritize objects with known degradative agents for enhanced surveillance.

Concours et prix obtenus

Année	Concours / Prix	Distinction
Juillet 2023	Concours d'innovation – Université Ain Shams (Égypte)	**Premier Prix** pour le projet de thèse
Juillet 2025	Concours MT180 secondes – Organisé par l'AUF et l'Ambassade de France en Égypte	**Premier Prix du Jury**
Octobre 2025	Finale internationale du concours MT180 secondes – Bucarest (Roumanie)	**5e place mondiale** (représentant de l'Égypte)

Participations à des conférences internationales et nationales

Date	Événement	Lieu
Janvier 2025	Journée des doctorants – École Doctorale Sciences et Ingénierie (EDSI)	France
Septembre 2025	Journée des doctorants – Centre de Recherche sur la Conservation (CRC)	France
Décembre 2024	Conférence internationale – Université Ain Shams	Égypte
Décembre 2025	Conférence internationale – Université Ain Shams	Égypte