INFEZIONI FUNGINE IN ALCUNE COLLEZIONI DEL MUSEO CIVICO DI ZOOLOGIA: INDAGINI MICROBIOLOGICHE E MISURE CONSERVATIVE

XXXIV CONGRESSO ASSOCIAZIONE NAZIONALE MUSEI SCIENTIFICI
Padova, 14-17 ottobre 2025

Flavia Pinzari[1,2], Massimo Appolloni[3], Lorenzo Pin[4], Carla Marangoni[3], Fabio Pesci[3]

[1] Consiglio Nazionale delle Ricerche (CNR), Istituto per i Sistemi Biologici (ISB); [2]Natural History Museum, Londra, UK; [3]Museo Civico di Zoologia, Direzione Musei Civici della Sovrintendenza Capitolina; [4] Consiglio Nazionale delle Ricerche (CNR), Istituto per i Sistemi Agricoli e Forestali del Mediterraneo

Introduzione

Le collezioni naturalistiche sono "archivi" di biodiversità. Esse includono esemplari unici ed importantissimi per la scienza (Lopez et al., 2020), la loro conservazione deve rappresentare una priorità, soprattutto alla luce delle nuove tecniche biomolecolari basate sul DNA, utilizzabile come marcatore di identità anche per reperti antichi o in cattivo stato di conservazione

La natura composita dei reperti naturalistici li rende suscettibili a diversi e complessi tipi di deterioramento sia chimico-fisico che biotico (Pinzari et al., 2020; Plany et al., 2021).

La mancanza di un costante monitoraggio e curatela, dovuto spesso alla carenza di personale dedicato o a chiusure forzate, come accaduto durante la pandemia di COVID-19, favoriscono il diffondersi delle infezioni microbiologiche.

Obiettivi

Nel corso del 2023 il personale del Museo Civico di Zoologia ha individuato diffuse efflorescenze di origine biologica su alcuni reperti delle collezioni osteologiche, teriologiche e ornitologiche conservate nei depositi (Figure 1-3).

Per programmare interventi mirati per debellare l'infezione e impedirne la diffusione, sono stati analizzati alcuni campioni con lo scopo di:

- confrontare le comunità microbiche su diversi materiali conservati nello stesso ambiente per comprenderne la diversità e l'affinità con i diversi substrati;
- formulare un'ipotesi sui meccanismi di diffusione dei microrganismi e valutare le vie di colonizzazione dei diversi materiali da un punto di vista ecologico.

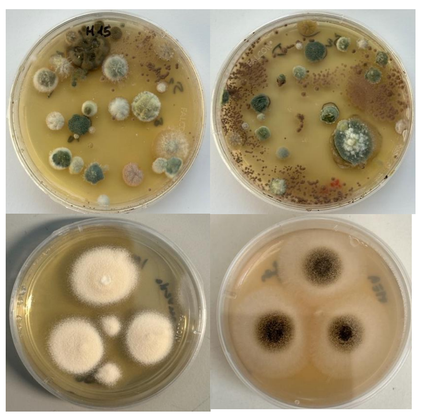


Figura 4. In alto le colture miste ottenute dai campioni di nastro adesivo, in basso gli isolati purificati di ceppi fungini responsabili delle efflorescenze sui materiali

Figura 1

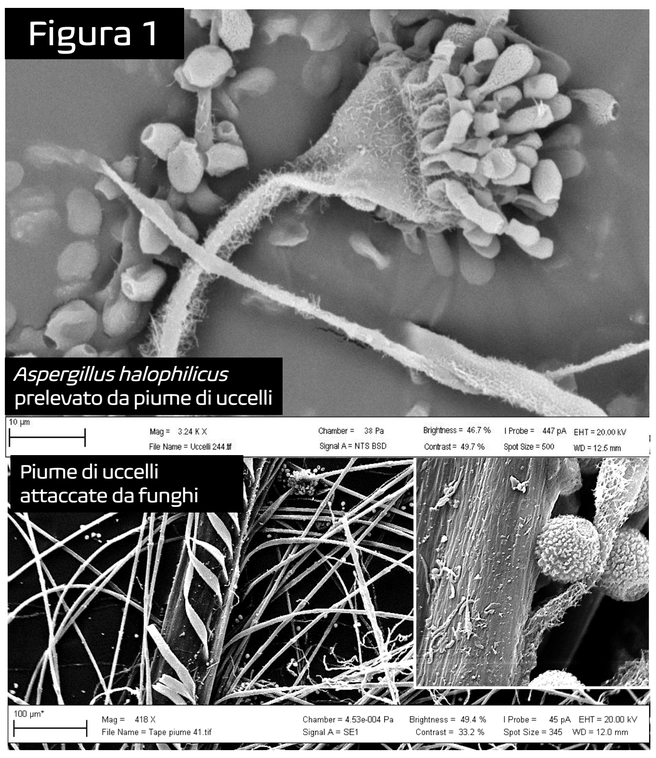
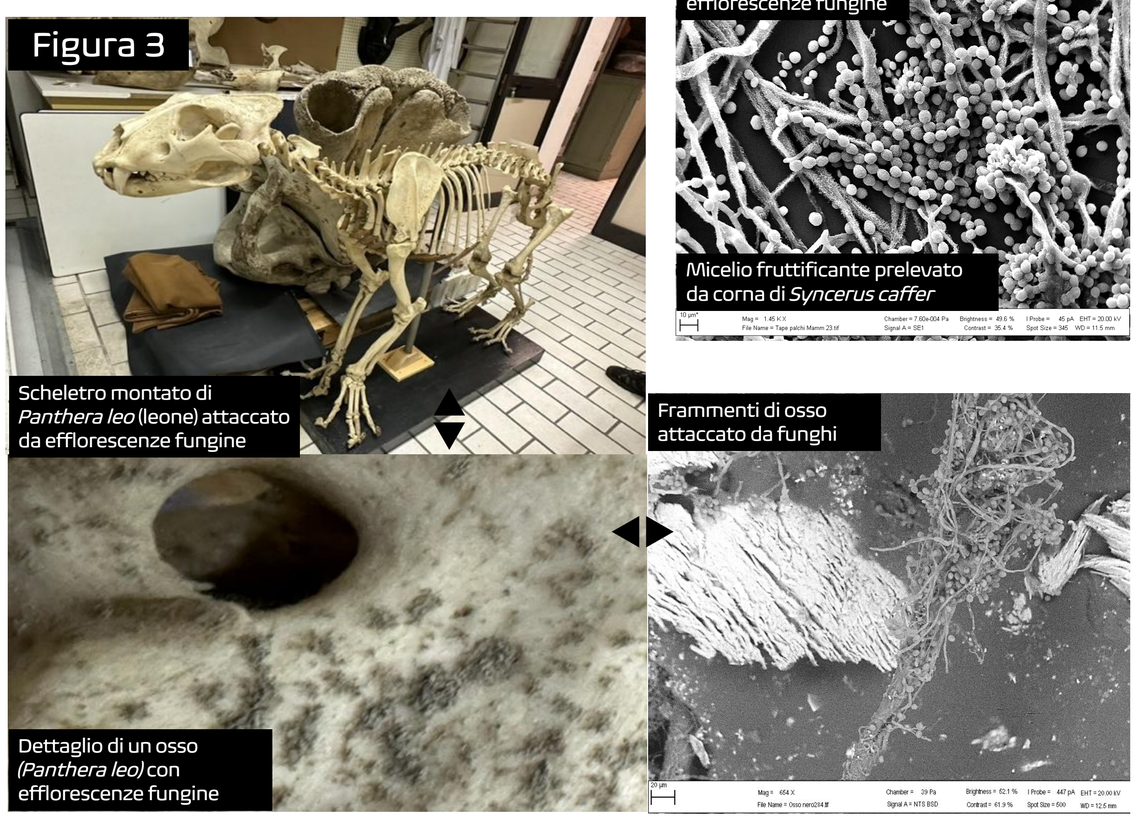


Figura 2

Figura 3



Metodi

Osservazione al SEM: Le efflorescenze fungine sono state prelevate dai materiali con nastro adesivo (Meider et Messal, 2021) ed esaminate utilizzando un SEM a pressione variabile (EVO50, Carl Zeiss AG, Germania) dotato di rilevatori di elettroni retrodiffusi (BSE) ed elettroni secondari (SE).

I frammenti di osso, piume e pelo, oltre a parti dei nastri adesivi di supporto sono stati posizionati su un adesivo al carbonio privo di zolfo (Spectrotabs AGG3358, Agar Scientific) incollato su un supporto in alluminio (diametro 1,25 cm, Agar Scientific).

Il SEM è stato utilizzato con un filamento di tungsteno come fonte di elettroni, usato a 20 keV, con una distanza media di lavoro di 12,5 mm e una pressione della camera compresa tra 30 e 150 Pa, scelta per mantenere il turgore delle strutture fungine.

La dimensione del fascio elettronico era compresa tra 5 e 30 nm di diametro. Il tempo di acquisizione per la singola analisi è stato fissato a 50 s. In queste condizioni, non abbiamo osservato danni da fascio nella maggior parte dei punti analizzati, sia sui campioni organici (piume, peli) che su quelli minerali (osso) o sulle strutture fungine.

Isolamento dei ceppi fungini: Frammenti di nastro adesivo sono stati sospesi in 2 ml di soluzione fisiologica (0,9% di NaCl). 100µl di sospensione sono stati distribuiti in diverse piastre di agar, specifiche per i funghi: agar estratto di malto (MEA), MEA con NaCl al 10% o con NaCl al 5%. Le piastre sono state incubate a temperatura ambiente (24-26 °C) e controllate per verificare la crescita dei funghi per un minimo di due settimane.

Risultati

Tra le specie fungine identificate, quella responsabile delle efflorescenze più vistose su uccelli e mammiferi tassidermizzati è risultata essere l'*Eurotium halophilicum* C.M. Chr., Papav. & C.R. Benj. 1959 (Anam. *Aspergillus halophilicus*) un microfungo xerofilo ancora poco studiato dal punto di vista igienico-sanitario, capace di proliferare anche su substrati con scarsa disponibilità d'acqua ed in ambienti con valori termoigrometrici considerati idonei alla conservazione dei reperti (es. 65% UR e 20°C). Si tratta di una specie che in genere non causa danni stutturali ai materiali, ma che può tuttavia produrre macchie deturpanti che nel tempo si trasformano in chiazze vistose ed anche supportare la crescita di altre specie fungine biodeteriogene.

Conclusioni

L'assenza di operazioni periodiche di depolveratura dei reperti (anche di quelli conservati in armadi compattabili) e le inidonee condizioni ambientali dei locali adibiti a deposito, incapaci di raggiungere un adeguato isolamento con l'esterno, testimoniato dalle vistose efflorescenze sui muri provocate da fenomeni di umidità di risalita, sono le cause che hanno prodotto l'infezione. Per tale motivo si sta procedendo ad adottare le seguenti misure conservative:

- **Maggiore ventilazione** dei locali adibiti a deposito e operazioni di pulizia quotidiano degli stessi con utilizzo di disinfettanti specifici
- Riordinamento degli armadi compattabili per evitare situazione di ammasso e compressione dei reperti che **non consentono una adeguato ricambio d'aria**
- Repentino **isolamento dei reperti infetti**, su cui effettuare le **operazioni di disinfezione** con, ad esempio, alcool isopropilico al 70-80% (V/V alcool/acqua),
- Depolveratura fine con microaspiratori e utilizzo di prodotti specifici per le parti non biologiche
- Ricollocazione dei reperti disinfettati in locali idonei alla conservazione e **programmazione di frequenti ispezioni e depolverature**.

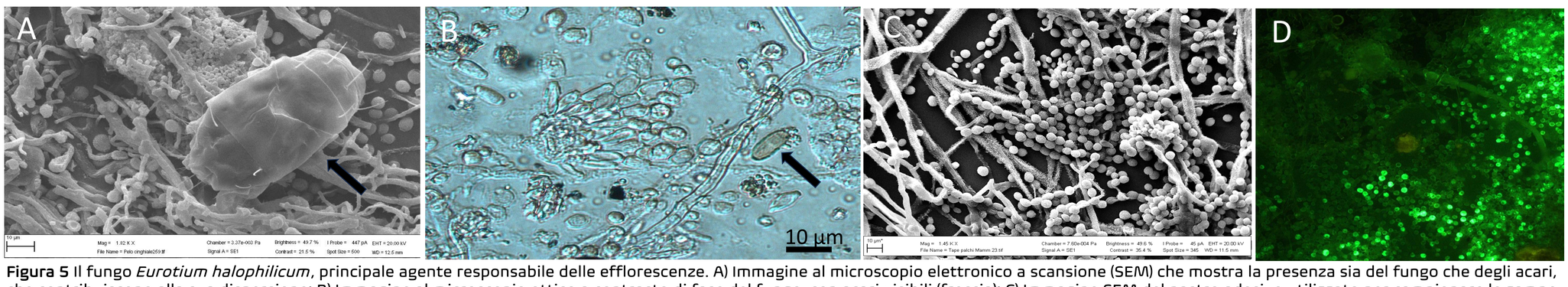


Figura 5 Il fungo *Eurotium halophilicum*, principale agente responsabile delle efflorescenze. A) Immagine al microscopio elettronico a scansione (SEM) che mostra la presenza sia del fungo che degli acari, che contribuiscono alla sua dispersione; B) Immagine al microscopio ottico a contrasto di fase del fungo, con acari visibili (freccia); C) Immagine SEM del nastro adesivo utilizzato per campionare le zampe degli uccelli, che mostra catene di conidi e micelio; D) Immagine al microscopio a fluorescenza del nastro adesivo utilizzato per campionare le efflorescenze fungine sulle zampe degli uccelli (microscopio ottico Leica DM5000. Osservazione dopo incubazione FDA, ingrandimento 600x. Filtro FITC. La fluorescenza sia delle spore che delle ife indica la loro vitalità).

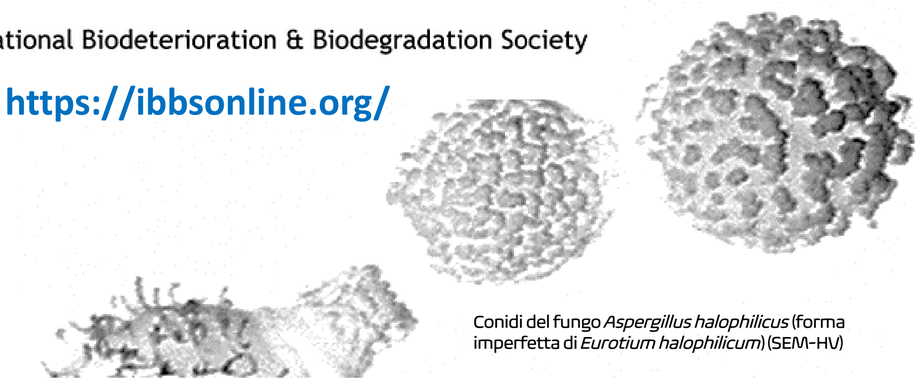
Bibliografia

- **Houbraken** J et al. (2020) Classification of Aspergillus, Penicillium, Talaromyces and related genera (Eurotiales): An overview of families, genera, subgenera, sections, series and species. Stud Mycol. 27;95:5-169
- **Kurtzman**, C.P., and Robnett, C.J. (1998) Identification and phylogeny of ascomycetous yeasts from analysis of nuclear large subunit (26S) ribosomal DNA partial sequences. Anton Van Leewen 73: 331-371.
- **Lopez** L., et al. (2020). Genomics of natural history collections for understanding evolution in the wild. Molecular Ecology Resources, 20(5), 1153-1160.
- **Meider, J, Messal, C..** (2021). Faster Evaluation of Contaminated Surfaces for Mould Inspections by Tape Sampling. 10.21203/rs.3.rs-524033/v1.
- **Pinzari**, F. et al. (2020). Skeleton bones in museum indoor environments offer niches for fungi and are affected by weathering and deposition of secondary minerals. Environmental microbiology, 22(1), 59-75
- **Planý**, M. et al. (2021). Fungal-induced atmospheric iron corrosion in an indoor environment. International Biodeterioration & Biodegradation, 159, 105204.

Ricerca finanziata da:

International Biodeterioration & Biodegradation Society

https://ibbsonline.org/



Conidi del fungo *Aspergillus halophilicus* (forma imperfetta di *Eurotium halophilicum*) (SEM-HV)