

Control de proliferación masiva de hongos sobre colección zoológica de referencia científica

Juan David Cardona Avila

Resumen

El estudio se enfocó en controlar una plaga fúngica en la colección zoológica del Museo Departamental de Ciencias Naturales, Cali, ocasionada por la falta de instalaciones adecuadas para la conservación de especímenes y una zona de cuarentena. Se recolectaron 68 muestras de ejemplares infectados y ocho muestras ambientales para caracterizar y purificar los morfotipos predominantes. De estas muestras, 10 presentaron crecimiento en laboratorio, incluyendo seis superficies y 10 ambientes. Se identificaron 17 colonias predominantes, que se purificaron y agruparon en 15 morfotipos. Tres de estos morfotipos destacaron por su frecuencia y carga microbiana, identificándose como *Peniophora albobadia*, *Aspergillus sydowii* y *Penicillium commune*. Con estos hongos se realizó una prueba de sensibilidad, en la que se evaluaron cinco desinfectantes comerciales por duplicado a cuatro concentraciones de 0,2, 0,4, 0,6, y 0,8 % para determinar su eficacia contra la plaga: Timsen 2125M P40°, Simple Green D Pro 5°, Divosan Forte VT6, KlaxinnTabs DETCLOK 500 y Pentamon. De los cinco productos, KlaxinnTabs DETCLOK 500 a 0,8 % mostró el mejor rendimiento, pero su indisponibilidad para la aplicación a escala de fumigación condujo a la elección de Simple Green D Pro 5°, que redujo la carga microbiana ambiental en un 40 % y disminuyó el número de muestras de superficie que proliferaron en laboratorio de seis a dos. Estos resultados sugieren un potencial efectivo en el control de la plaga con el producto Simple Green D Pro 5°, pero podría mejorar si se empleara KlaxinnTabs DETCLOK 500 por aspersión y se implementara una zona de cuarentena para el tratamiento de especímenes infectados.

Palabras clave: colección zoológica, curaduría, hongos, microbiología, museología.

*FR: 17-VI-2025. FA: 13-XI-2025.

¹ Biólogo, Universidad Icesi. Museo Departamental de Ciencias Naturales Federico Carlos Lehmann, Cali, Colombia.
Correo electrónico: juancardona2501@outlook.com

 orcid.org/0009-0008-9501-3184  **Google Scholar**



COMO CITAR:

Cardona Avila, J.D. (2025). Control de proliferación masiva de hongos sobre colección zoológica de referencia científica. *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. Univ. Caldas*, 29(2), 233-254. <https://doi.org/10.17151/bccm.2025.29.2.12>



Controlling massive fungal proliferation in a scientific reference zoological collection.

Abstract

This study focused on controlling a fungal infestation in the zoological collection at the Departmental Museum of Natural Sciences in Cali. This infestation was caused by inadequate conservation facilities for specimens and the absence of a quarantine zone. Sixty-eight infected specimens and eight environmental samples were collected in order to characterise and purify the predominant morphotypes. Ten of these samples showed growth in the laboratory, enabling the isolation of 17 colonies, which were then grouped into 15 morphotypes. Three of these morphotypes — identified as *Peniophora albobadia*, *Aspergillus sydowii* and *Penicillium commune* — were selected for sensitivity testing. Five commercial disinfectants (Timsen 2125M P40°, Simple Green D Pro 5°, Divosan Forte VT6, KlaxinnTabs DETCLOK 500 and Pentamon) were evaluated at four concentrations (0.2%, 0.4%, 0.6% and 0.8%) in duplicate. Although KlaxinnTabs DETCLOK 500 at 0.8% showed the best in vitro performance, it was impractical to use; therefore, Simple Green D Pro 5° was chosen. This reduced the environmental microbial load by 40% and decreased the number of positive surface samples from 6 to 2.

These results suggest promising potential for controlling the infestation. This could be further improved by employing a spray application of KlaxinnTabs DETCLOK 500 and implementing a quarantine zone for infected specimens.

Keywords: curatorship, fungi, microbiology, museology, zoological collection.

Introducción

Las colecciones biológicas son repositorios fundamentales que almacenan conjuntos de organismos o sus fragmentos, proporcionando datos valiosos para estudios taxonómicos, ecológicos y evolutivos (Keene, 2006). Estas colecciones abarcan áreas tan diversas como la zoología, la microbiología, la botánica y la histopatología, y son indispensables para la comunidad científica, siendo reconocidas como patrimonio tanto a nivel nacional como global (Strasser, 2011; De Lima y de Souza Carvalho, 2020).

Habitualmente, estos acervos se emplean como respaldo para investigaciones, facilitando la generación, validación y comparación de información (Meineke y Daru, 2021). La actualización constante mediante nuevas tecnologías y métodos permite ampliar el conocimiento sobre los especímenes (Jacomé y Campos, 2022; Strasser, 2011). Además, la adecuada gestión curatorial requiere un enfoque basado en la conservación preventiva y la meticulosa documentación de cada ejemplar (Simmons y Muñoz-Saba, 2005).

Las colecciones de referencia científica, que cuentan con ejemplares de alta representatividad y en excelente estado, se respaldan con amplia documentación bibliográfica (Trujillo-Luna y González-Vallejo, 2006; Delgadillo y Góngora, 2009). Sin embargo, preservar estos acervos es complejo, ya que la conservación de materia orgánica sobre soportes inorgánicos depende del montaje de los especímenes y las condiciones ambientales del recinto (Simmons y Muñoz-Saba, 2005; Sluys, 2021).

Diversos estudios han demostrado que el deterioro puede manifestarse repentinamente o de forma gradual (Rose et al., 1995; Rose et al., 2019). La detección temprana de daños es crucial, ya que factores como oxígeno, radiación o humedad pueden causar deterioro progresivo (Simmons y Muñoz-Saba, 2005). En este contexto, la proliferación de plagas representa una amenaza significativa, facilitada por un manejo inadecuado (Simmons y Muñoz-Saba, 2005).

En particular, la colección zoológica de referencia del Museo Departamental de Ciencias Naturales - INCIVA, con unos 60 años de trayectoria y gran diversidad de especímenes, presenta problemas de conservación asociados a la presencia de hongos. Por ello, se implementó un sistema de Manejo Integrado de Plagas (MIP) para controlar la infestación a través de pruebas de sensibilidad con antimicóticos, con el fin de identificar los agentes fúngicos responsables y adoptar un plan de manejo que garantice la preservación de los ejemplares.

Materiales y métodos

Fase 1: análisis y caracterización fúngica

Se examinó la colección zoológica del museo, revisando 2 381 tejidos (pieles, plumajes, cráneos y esqueletos de mamíferos y aves) y ocho grupos de insectos infectados. Se identificaron 55 especímenes con signos de infección fúngica, los cuales se agruparon según su taxonomía. Adicionalmente, se recolectaron cinco muestras de superficies no biológicas y ocho muestras ambientales en distintas áreas del recinto. Las muestras se obtuvieron mediante hisopado estéril, se suspendieron en 5 mL de solución peptonada y se sembraron en *agar Sabouraud* y *Plate count*, incubadas a 25,1 °C durante siete días. Las colonias emergentes se repiquearon para obtener cultivos puros, y su identificación se realizó a través de la observación macroscópica y microscópica (teniendo en cuenta textura, color y estructuras micromorfológicas). Se agruparon en 15 morfotipos, de los cuales se seleccionaron tres predominantes para su identificación molecular por PCR. Para ello, se extrajo ADN con un kit Fungi/Omega y se amplificó utilizando los cebadores ITS1 e ITS4. Las secuencias obtenidas se compararon con la base de datos GenBank para determinar los porcentajes de identidad.

Fase 2: ensayos de laboratorio y primera fumigación

Se evaluó la sensibilidad antifúngica de cinco desinfectantes comerciales (Timsen 2125MP40°, Simple Green D Pro 5°, Divosan Forte VT6, Klaxinn Tabs DETCLOK 500 y Pentamon) aplicados en concentraciones de 0,2, 0,4, 0,6 y 0,8 % mediante el método de difusión en disco. Las pruebas se monitorearon durante cinco días, midiendo el diámetro de los halos de inhibición en duplicado para cada combinación. A partir de estos resultados, y considerando también aspectos operativos, se seleccionó Simple Green D Pro 5° al 0,8 % para la intervención. La primera fumigación se llevó a cabo en áreas comunes del museo utilizando un nebulizador eléctrico de ultra bajo volumen (ULV) complementado con aspersión manual.

Fase 3: verificación y segunda fumigación

Quince días después de la primera intervención, se realizaron nuevos muestreos para evaluar la efectividad del tratamiento. Luego, se implementó una segunda fumigación, en esta ocasión mediante la aplicación directa del desinfectante sobre los especímenes críticos (ubicados en cada gaveta) para maximizar la penetración en áreas de difícil acceso. Este doble enfoque permitió comparar la reducción de la carga fúngica en muestras ambientales y en superficies de especímenes.

Resultados

Fase 1: análisis

Aislamiento y caracterización fúngica

Se observó crecimiento microbiano en solo el 8,8 % (6 de 68) de las muestras de superficie, con diversidad de morfotipos detectada a partir del tercer día de incubación. En contraste, las muestras ambientales mostraron un crecimiento significativo, alcanzando 61 UFC en total desde el tercer día. Se aislaron y caracterizaron 17 colonias, lo que permitió identificar 15 morfotipos distintos (incluyendo dos idénticos que agruparon cuatro muestras). Esta diversidad resalta la heterogeneidad microbiana presente en el entorno evaluado (Tabla 1).

Tabla 1. Morfotipos identificados de las colonias purificadas de muestras ambientales y de superficies

Morfotipo	Código(s)	Incubación (días)	Forma	Color	Textura	Superficie
1	S13	4	Circular	Verde, gris	Aterciopelada	Umbonada
2	E83 A	3	Circular	Beige	Velosa	Plana
3	E83 B	3	Irregular	Blanco	Algodonosa	Rugosa
4	E84 (PC), E85 (PC)	3	Circular	Verde	Aterciopelada	Plana
5	S12, E83 (PC)	6, 3	Circular	Verde	Algodonosa	Umbonada
6	S20	4	Circular	Blanco	Cremosa	Convexa
7	E84 A	3	Circular	Verde	Aterciopelada	Rugosa
8	E84 B	3	Circular	Verde	Aterciopelada	Rugosa
9	E84 C	3	Irregular	Blanco	Algodonosa	Plana
10	S42	9	Circular	Beige	Cremosa	Plana
11	S67	9	Irregular	Verde	Aterciopelada	Plana
12	S19	6	Circular	Beige	Cremosa	Rugosa
13	E85	10	Irregular	Blanco	Algodonosa	Plana
14	E84 D	3	Irregular	Verde, amarillo	Algodonosa	Convexa
15	E82	6	Irregular	Verde	Algodonosa	Convexa

Nota. PC: Plate count.

Fuente: elaboración propia.

Desde el tercer día de incubación se evidenció el crecimiento de colonias en las primeras muestras ambientales (Figura 1). La muestra E83, obtenida del área operativa del gabinete de entrada mostró tres colonias predominantes. La primera (morfotipo 2) creció en *agar Sabouraud*, con textura vellosa, tono beige, superficie plana y morfología circular. La segunda (morfotipo 3), también en *agar Sabouraud*, presentó textura algodonosa, color blanco, superficie rugosa y forma irregular. La tercera (morfotipo 5), cultivada en PCA, exhibió textura algodonosa, color verde, superficie umbonada y forma circular.

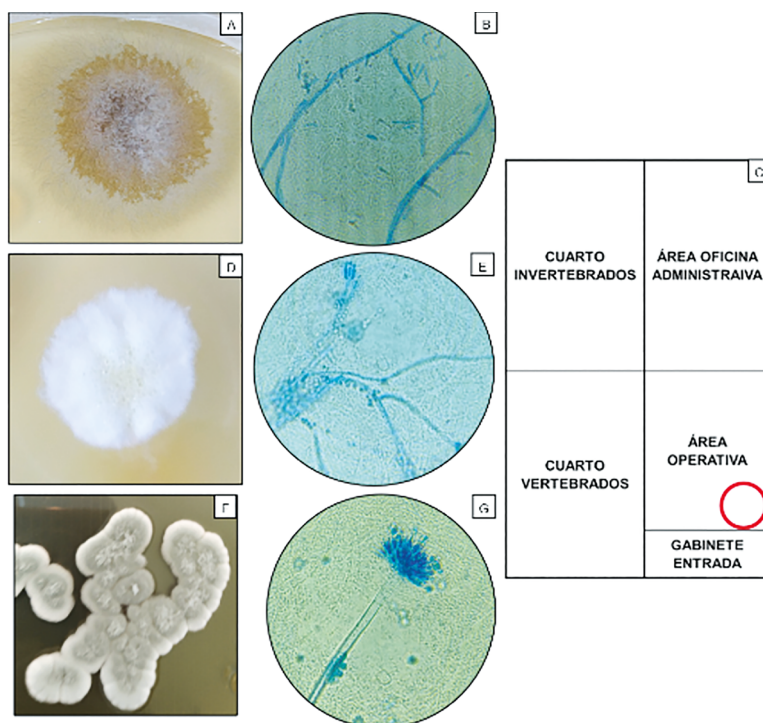


Figura 1. Colonias obtenidas de muestreo ambiental E83.

Nota. 1A, 1D y 1F: Visión macroscópica de colonias de morfotipos 2, 3 y 5. 1B, 1E y 1G: Visión microscópica de los mismos morfotipos. 1C: Muestra obtenida en el área operativa. Todas las muestras se desarrollaron en agar Sabouraud, salvo la imagen 1F (morfotipo 5) que se cultiva en PCA.

Fuente: elaboración propia.

La segunda muestra ambiental, identificada como E84 y recolectada en el entorno de la oficina administrativa del laboratorio, presentó cinco colonias predominantes (Figura 2). La primera (morfotipo 7) se cultivó en *agar Sabouraud*, mostrándose con textura aterciopelada, color verde oscuro, superficie rugosa y forma circular, con hifas septadas evidentes. La segunda (morfotipo 8), igualmente en *agar Sabouraud*, exhibió una textura aterciopelada en tono verde, superficie rugosa y forma circular. La tercera (morfotipo 9) se desarrolló en *agar Sabouraud*, mostrando textura algodonosa, color blanco, superficie plana y forma irregular. En estas colonias, la identificación de hifas no fue posible. La cuarta (morfotipo 14) creció en *agar Sabouraud*, mostrando textura algodonosa, color blanco, superficie convexa y forma irregular, en las que se identificaron hifas septadas. La quinta (morfotipo 4), única crecida en PCA, mostró textura aterciopelada, color verde, superficie plana y forma circular, sin observarse estructura de hifas.

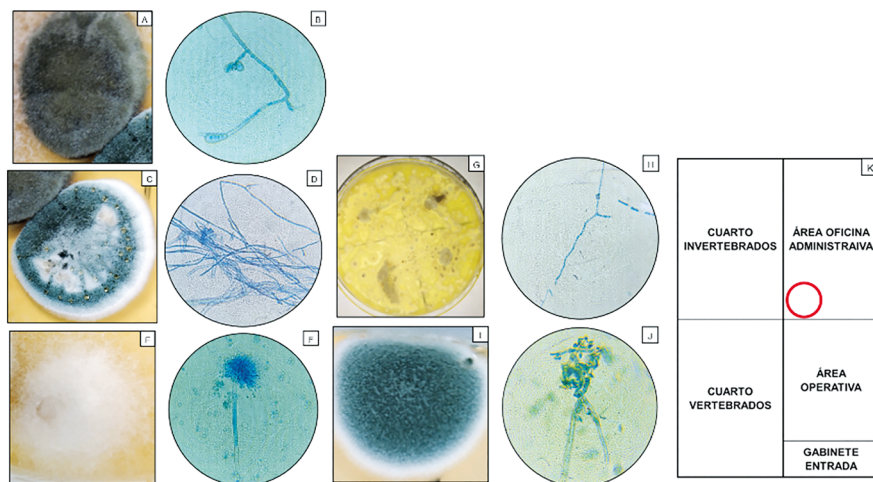


Figura 2. Colonias obtenidas de muestreo ambiental E84

Nota. 2A, 2C, 2E, 2G y 2I: Visión macroscópica de colonias de morfotipos 7, 8, 9, 14 y 4, respectivamente. 2B, 2D, 2F, 2H y 2J: Visión microscópica de los mismos morfotipos. 2K: Muestra obtenida en el área administrativa de la oficina. Todas las colonias se desarrollaron en agar Sabouraud, excepto la imagen 2I (morfotipo 4) en PCA.

Fuente: elaboración propia.

A partir del cuarto día de incubación, se observaron los primeros crecimientos en las muestras de superficies (Figura 3). La muestra S13 (morfotipo 1), obtenida de la dermis de un mamífero (*Mustelidae*), presentó una colonia en *agar Sabouraud* con textura aterciopelada, color verde grisáceo, superficie umbonada y forma circular; el examen microscópico reveló hifas septadas. La muestra S20 (morfotipo 6), de un hisopado en la parte interna del caparazón de una tortuga (*Cheloniidae*), mostró una colonia en *agar Sabouraud* con textura cremosa, color blanco, superficie convexa y forma circular, sin poder identificar la estructura de las hifas.

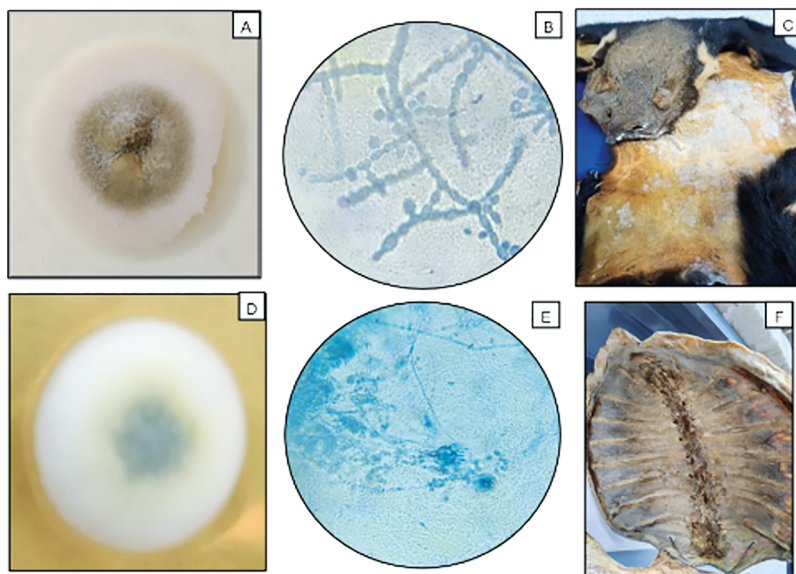


Figura 3. Colonias obtenidas de las de superficie S13 y S20

Nota. 3A y 3B: Visión macroscópica y microscópica de la colonia de la muestra S13 (*morfotipo 1*). 3C: Procedencia: dermis de mamífero (*Mustelidae*). 3D y 3E: Visión macroscópica y microscópica de la colonia de la muestra S20 (*morfotipo 6*). 3F: Procedencia: caparazón de tortuga (*Cheloniidae*). Todas las muestras se cultivaron en agar Sabouraud.

Fuente: elaboración propia.

En el sexto día de incubación se detectaron varios crecimientos (Figura 4). La muestra ambiental E82 (morfotipo 15), proveniente del cuarto de almacenamiento de invertebrados, presentó una colonia con textura algodonosa, color verde, superficie convexa y forma irregular; se observaron hifas septadas en el análisis microscópico. La muestra de superficie S12 (morfotipo 5), del pelaje de un mamífero *Procyonidae*, mostró en *agar Sabouraud* una colonia con textura algodonosa, color verde, superficie umbonada y forma circular; en el análisis microscópico se detectaron hifas cenocíticas. De forma similar, la muestra S19 (morfotipo 12), proveniente del cráneo de un mamífero *Cervidae*, exhibió una colonia en *agar Sabouraud* con textura rugosa, color beige, superficie rugosa y forma circular; se observaron hifas cenocíticas.

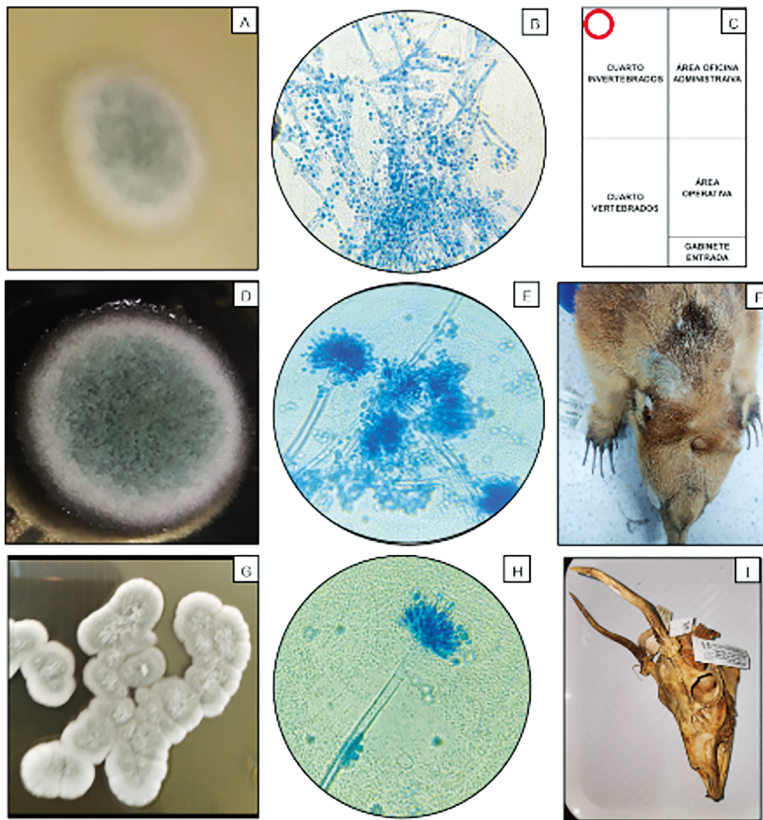


Figura 4. Colonias obtenidas de la muestra ambiental E82 y las muestras de superficie S12 y S19.

Nota. 4A y 4B: Visión macroscópica y microscópica de la colonia de la muestra E82 (*morfo tipo 15*). 4C: Procedencia: cuarto de almacenamiento de invertebrados. 4D y 4E: Visión macroscópica y microscópica de la muestra S12 (*morfo tipo 5*). 4F: Procedencia: pelaje de mamífero (*Procyonidae*). 4G y 4H: Visión macroscópica y microscópica de la muestra S19 (*morfo tipo 12*). 4I: Procedencia: cráneo de mamífero (*Cervidae*). Todas se cultivaron en agar Sabouraud.

Fuente: elaboración propia.

Durante el noveno día de incubación se registró crecimiento en muestras adicionales de superficie (Figura 5). La muestra S42 (*morfo tipo 10*), obtenida de un hisopado de un espécimen de la familia *Didelphidae*, presentó en *agar Sabouraud* una colonia con textura cremosa, color beige, superficie plana y forma circular; en el análisis microscópico no se identificaron las hifas. La muestra S67 (*morfo tipo 11*), recolectada de un hongo en las patas de un ave *Anhimidae*, mostró en *agar Sabouraud* una colonia con textura aterciopelada, color verde, superficie plana y forma irregular; tampoco se visualizó la estructura de las hifas.

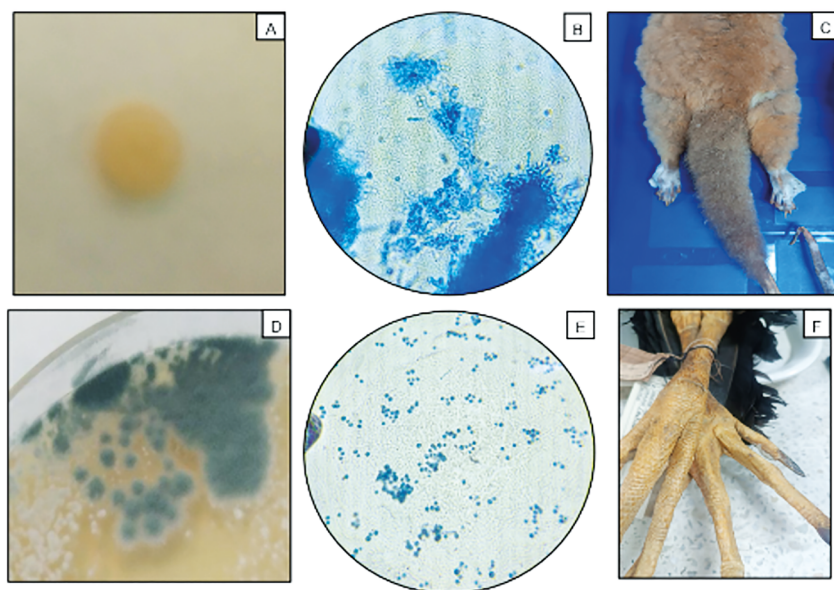


Figura 5. Colonias obtenidas de las muestras de superficie S42 y S67.

Nota. 5A y 5B: Visión macroscópica y microscópica de la colonia de S42 (*morfotipo 10*). 5C: Procedencia: mamífero (*Didelphidae*). 5D y 5E: Visión macroscópica y microscópica de la colonia de S67 (*morfotipo 11*). 5F: Procedencia: patas de ave (*Anhimidae*). Todas las muestras se desarrollaron en agar Sabouraud.

Fuente: elaboración propia.

Al décimo día de incubación, se evidenció el crecimiento de la última muestra ambiental, identificada como E85 y recopilada del gabinete número dos en el área operativa (Figura 6C). La muestra cultivada en *agar Sabouraud* (*morfotipo 13*) exhibió una textura algodonosa, color blanco, superficie plana y forma irregular (Figura 6A), mientras que la muestra desarrollada sobre *Plate Count Agar* (PCA) (*morfotipo 4*) presentó una textura aterciopelada, color verde, superficie plana y forma circular (Figura 6D). En el análisis microscópico, no fue posible revelar la estructura de las hifas en ambas cultivaciones (Figuras 6B y 6E).

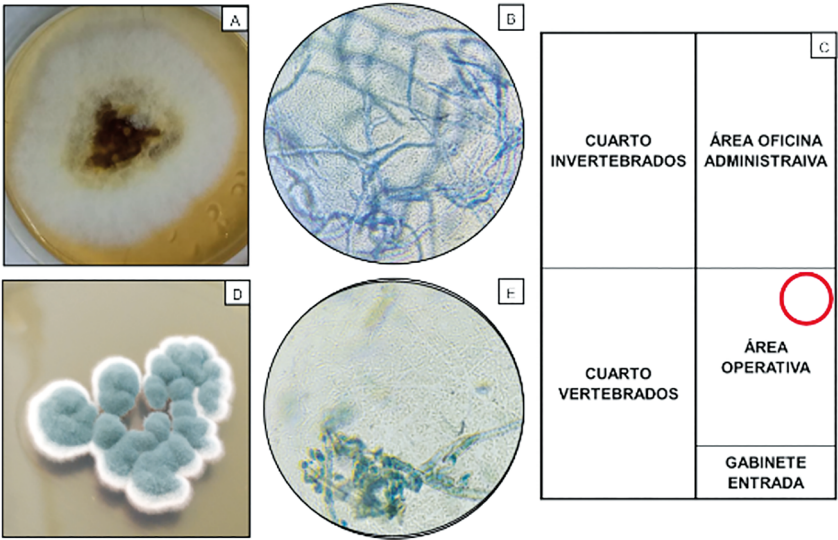


Figura 6. Colonias obtenidas de la muestra ambiental E85.

Nota. (A) y (B): Visión macroscópica y microscópica de la muestra cultivada en agar Sabouraud, identificada como morfotipo 13. (D) y (E): Visión macroscópica y microscópica de la colonia obtenida en PCA, identificada como morfotipo 4. (C): Procedimiento de obtención de la muestra en el área operativa.

Fuente: elaboración propia.

Agrupación por morfología

La agrupación morfológica se realizó para agrupar colonias que presentaron similitudes evidentes. Específicamente, se integró la quinta colonia de la muestra E84 (recolectada en el entorno del área de oficina) y la segunda colonia de la muestra E85 (obtenida en el área operativa del gabinete número dos en la esquina). Ambas, desarrolladas en PCA, exhibieron características similares a nivel macroscópico y microscópico, siendo clasificadas como morfotipo 4, ya que compartieron una textura aterciopelada de color verde, superficie plana y forma circular (Figura 7).

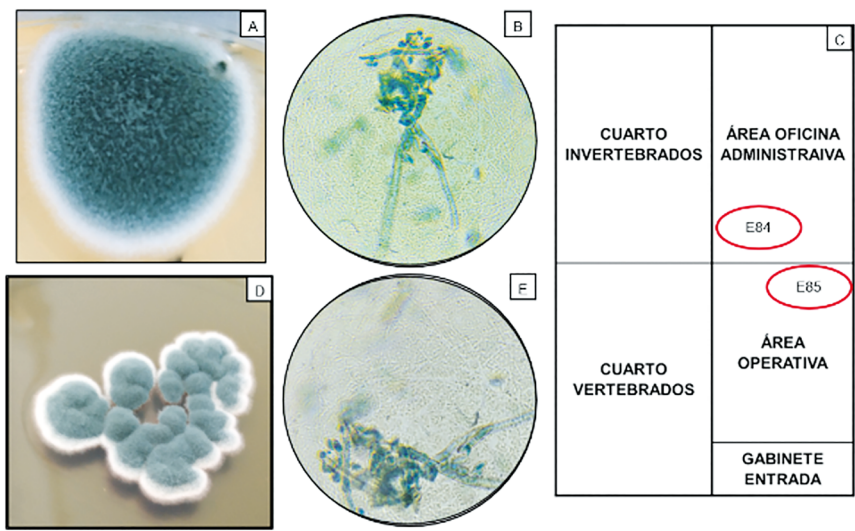


Figura 7. Colonias obtenidas de la muestra ambiental E85.

Nota. (A) y (B): Visión macroscópica y microscópica de la muestra cultivada en agar Sabouraud, identificada como morfotipo 13. (D) y (E): Visión macroscópica y microscópica de la colonia obtenida en PCA, identificada como morfotipo 4. (C): Procedimiento de obtención de la muestra en el área operativa.
Fuente: elaboración propia.

De manera análoga, se agruparon la colonia predominante de la muestra S12, obtenida del pelaje de un mamífero de la familia *Procyonidae*, y la tercera colonia de la muestra E83, recolectada en el área operativa del gabinete de entrada. Estas colonias, que se desarrollaron en *Agar Plate Count*, presentaron similitudes en su morfología microscópica, caracterizada por la presencia de conidióforos ramificados, por lo que se clasificaron como morfotipo 5; en ambas se observó colonias con textura algodonosa, color verde, superficie umbonada y forma circular (Figura 8).

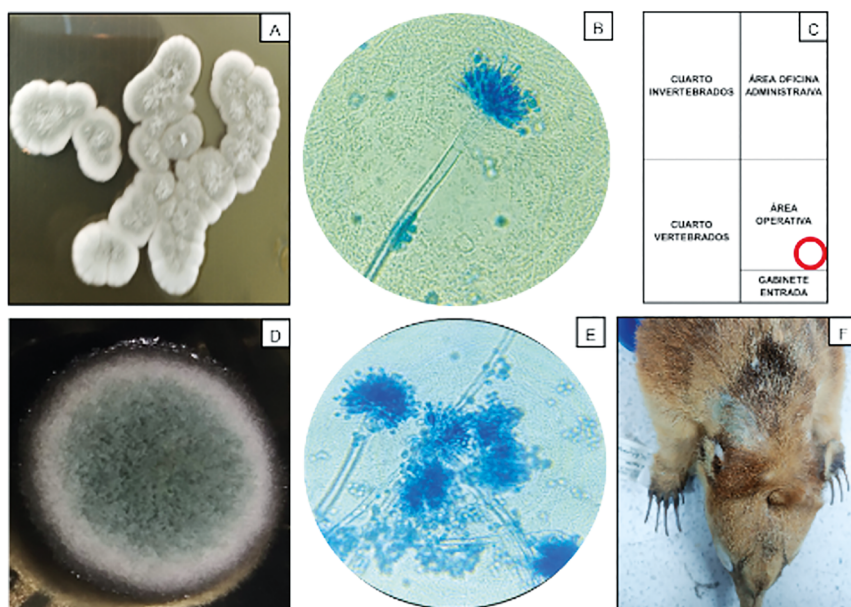


Figura 8. Agrupación por morfotipos similares de la muestra de superficie S12 y la muestra ambiental E83.

Fuente: elaboración propia.

Muestras identificadas por PCR y secuenciación

Tras la agrupación por morfotipos, se seleccionaron tres morfotipos predominantes para identificación mediante PCR y secuenciación:

- **Muestra 1: ambiente E84 C**

Recolectada del área de oficina, correspondiente al morfotipo 9, se asemeja a la especie fúngica *Peniophora albobadia*, con un porcentaje de identidad del 93,17 %

- **Muestra 2: superficie S12**

Obtenida de un mamífero de la familia *Procyonidae*, correspondiente al morfotipo 5, se asimila a la especie *Aspergillus sydowii*, con un porcentaje de identidad del 97,59 %

- **Muestra 3: superficie S67**

Recolectada de un ave de la familia *Anhimidae*, correspondiente al morfotipo 11, coincide con la especie *Penicillium commune*, exhibiendo un porcentaje de identidad del 98,89 %

Fase 2: ensayos de laboratorio

Pruebas de sensibilidad

En los controles iniciales se observó un crecimiento abundante en toda la placa a las 24 horas de incubación. En todos los tratamientos, se evidenció una zona clara de inhibición alrededor del disco impregnado con el antimicótico evaluado. Se registró el halo más amplio (7,1 cm) en la muestra de *Penicillium commune* tratada con KlaxinnTabs DETCLORK 500 a 0,8 %, mientras que el halo más reducido (0,6 cm) se observó en *Aspergillus sydowii* expuesto a Divosan Forte VT6 a 0,2 %. Dado que no existen estándares específicos del CLSI o EUCAST para la susceptibilidad antifúngica en estas especies, los halos se calificaron como de sensibilidad.

El análisis estadístico (ANOVA factorial de dos vías) indicó que tanto el factor “tipo de desinfectante” ($p < 0,001$) como la “concentración” ($p = 0,0001$) ejercen efectos altamente significativos sobre el diámetro del halo. No se encontró una interacción significativa entre ambos factores ($p = 0,5997$), lo cual sugiere que cada uno influye de manera independiente. Comparaciones múltiples (Tukey HSD) evidenciaron diferencias estadísticamente significativas entre KlaxinnTabs DETCLORK 500 y los demás desinfectantes (Divosan Forte VT6, Pentamon, Simple Green D Pro 5°, Timsen 2125M P40°) (p ajustados $< 0,05$). Asimismo, las comparaciones entre Pentamon, Simple Green D Pro 5° y los otros productos también arrojaron diferencias significativas, mientras que entre Timsen 2125M P40° y los demás solo se evidenció diferencia con Divosan Forte VT6 (p ajustados $< 0,05$). Estos hallazgos indican que KlaxinnTabs DETCLORK 500 es el antimicótico más efectivo in vitro, seguido por Pentamon, Simple Green D Pro 5° y Timsen 2125M P40°, mientras que Divosan Forte VT6 resultó el menos eficaz (Figura 9).

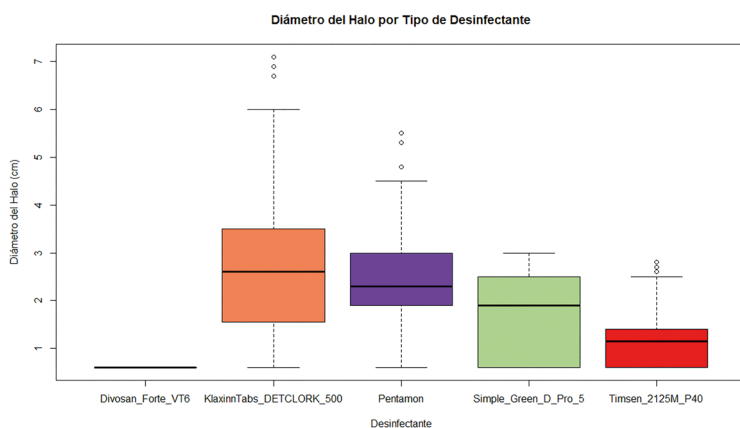


Figura 9. Diámetro de la zona de inhibición de crecimiento dado por el tipo de desinfectante implementado.

En cuanto al factor concentración, el incremento en el porcentaje del desinfectante mostró un efecto positivo en la reducción del tamaño del halo. Las concentraciones de 0,6 % y 0,8 % fueron significativamente más efectivas que la de 0,2 %, y la de 0,8 % también resultó superior a la de 0,4 %. Sin embargo, no se detectaron diferencias significativas al comparar 0,6 % y 0,8 % ($p = 0,3721$), lo que sugiere que estas concentraciones poseen efectos similares en la inhibición fúngica (Figura 10).

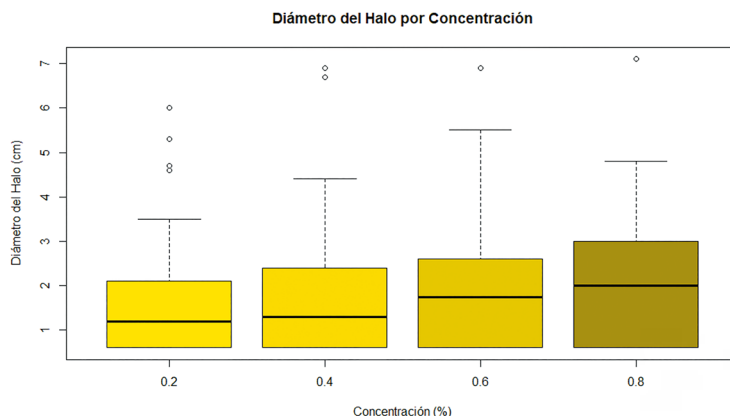


Figura 10. Diámetro de la zona de inhibición de crecimiento dado por la concentración del antimicótico (n=2 réplicas por concentración).

Primera fumigación

Tres días después de la primera aplicación de desinfectante, la evaluación visual mostró una acción fungicida limitada. Aunque en algunos especímenes se observó una reducción perceptible en el volumen del hongo (Figuras 11A y 11B), la mayoría de los especímenes mantenía su color blanco y verdoso, indicando un efecto poco pronunciado (Figuras 11C y 11D). Además, se evidenció una reducida acción del desinfectante en las pieles plegadas almacenadas en gavetas y en los cráneos con presencia de hongos en la cavidad craneal (Figuras 11E a 11H).

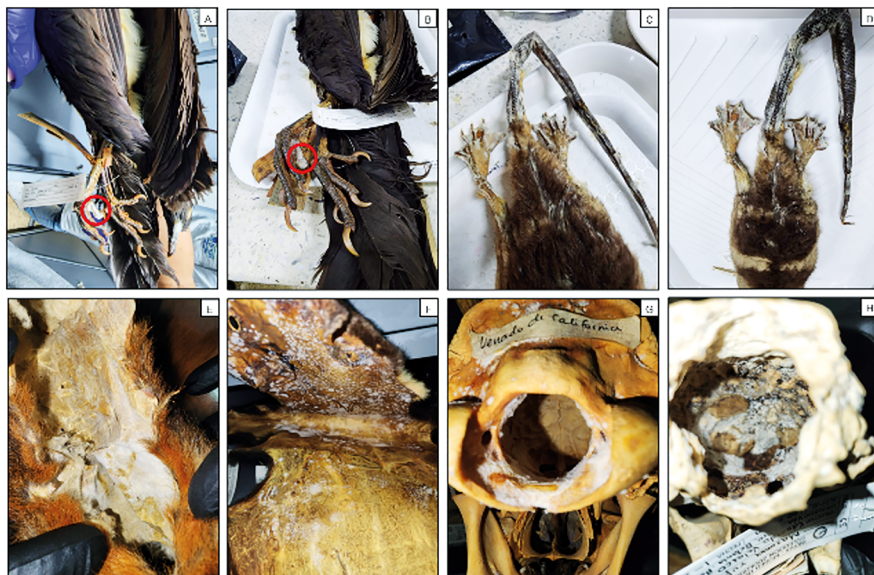


Figura 11. Evaluación visual de tejidos infectados antes y después de la primera fumigación.

Nota. (A) y (C): Estado de contaminación de especímenes antes de la fumigación. (B) y (D): Evidencia de una acción fungicida limitada. (E), (F), (G) y (H): Estado de los especímenes después de la primera jornada de fumigación.

Fuente: elaboración propia.

Fase 3: verificación

Toma de muestras para evaluación

Posterior a la primera fumigación, en las muestras ambientales se registró una reducción significativa de la carga microbiana en todos los entornos evaluados (Tabla 2). En conjunto, se observó una disminución de 37 unidades formadoras de colonias (UFC) en todas las placas analizadas, lo que representa aproximadamente un 40 % menos en comparación con el muestreo inicial.

Tabla 2. Colonias observadas en muestras ambientales antes y después de la primera fumigación

Área	BM (Muestreo 1)	H (Muestreo 1)	BM (Muestreo 2)	H (Muestreo 2)
Oficina	9	6	2	2
Área Operativa	12	3	2	2
Cuarto Vertebrados	17	12	7	7
Cuarto Invertebrados	2	0	0	0

Nota. UFC = Unidades Formadoras de Colonias; BM y H se refieren a recuentos realizados en distintos medios o condiciones de muestreo (según protocolización interna).

Fuente: elaboración propia.

De manera similar, en las muestras de superficie evaluadas bajo condiciones de laboratorio se observó una disminución en el desarrollo de hongos. En el primer muestreo se evidenció crecimiento en seis muestras, mientras que en la segunda ronda solo se registró crecimiento en dos muestras (Tabla 3). Es destacable que en las muestras que previamente mostraron actividad fúngica –correspondientes a dos pelajes, un caparazón de tortuga y un plumaje– no se observó crecimiento después de la fumigación.

Tabla 3. Muestras sin crecimiento después de la primera fumigación.

Procedencia	Muestreo 1 (UFC/cm ²)**	Muestreo 2 (UFC/cm ²)
<i>Cheloniidae</i> (Reptil)	1	0
<i>Mustelidae</i> (Mamífero – Dermis Interna)	1	0
<i>Procyonidae</i> (Mamífero – Pelaje, Órbita, Patas)	1	0
<i>Didelphidae</i> (Mamífero – Espécimen Completo)	1	0

Nota. Los recuentos se realizaron en unidades formadoras de colonias por cm².

Fuente: elaboración propia

Segunda fumigación

Tres días después de la segunda fumigación se observó una notable disminución de la plaga en especímenes críticos. En particular, se evidenció una reducción considerable en las pieles de los mamíferos y en las superficies craneales (Figuras 12A–12D). Además, se apreció una mayor acción antifúngica en los exoesqueletos de los escarabajos, manifestada por un blanqueamiento en las carcasas de quitina (Figuras 12E y 12F).

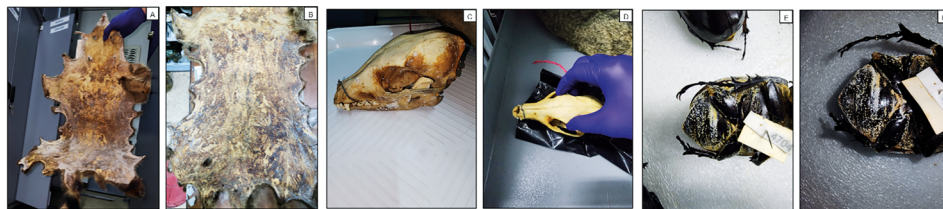


Figura 12. Evaluación visual después de la segunda jornada de fumigación.

Nota. (A), (C) y (E): Piel, cráneo y exoesqueleto de escarabajo contaminados antes de la segunda ronda de desinfección. (B), (D) y (F): Evidencia de una notable disminución de la carga fungicida en los especímenes tratados.

Fuente: elaboración propia.

Discusión

Los resultados obtenidos en este estudio ponen en evidencia que la proliferación fúngica en las muestras ambientales se debe en gran medida, a la elevada presencia de esporas en el aire. Durante la fase de reproducción, los hongos liberan esporas que se dispersan en el ambiente, lo que explica la predominancia de estos microorganismos en las muestras aéreas (Cox y Wathes, 1995). Por otro lado, el rol de los hongos en los ciclos biológicos es ambiguo: si bien desempeñan funciones esenciales como descomponedores y recicladores de materia orgánica, algunas especies pueden producir micotoxinas y sustancias corrosivas que facilitan la biodeterioración de los especímenes (Tian et al., 2017; Shabbir et al., 2007). Estos factores representan riesgos considerables para la conservación a largo plazo de las colecciones biológicas, afectando incluso restos tan sensibles como óseos y tejidos blandos.

El uso de *agar Plate Count* en este estudio permitió captar el crecimiento de estos microorganismos, ya que su composición —basada en glucosa y extracto de levadura— favorece el crecimiento de microorganismos aerobios mesófilos sin ejercer una acción selectiva contra los hongos (Gourama y Bullerman, 1995). Sin embargo, la baja tasa de proliferación (8,8 %) en condiciones controladas sugiere que los hongos han colonizado los especímenes durante un periodo prolongado, alrededor de 15 a 20 años. Esta prolongada exposición podría haber afectado la viabilidad de las esporas, ya que con el tiempo estas pierden su capacidad germinativa, influenciando negativamente el crecimiento en el medio de cultivo (Nakasone et al., 2004). Adicionalmente, se debe considerar que las condiciones del agar Sabouraud difieren notablemente de las condiciones ambientales y de la composición química de los especímenes, lo que impide que algunas cepas se adapten o crezcan adecuadamente (Senanayake et al., 2020). Asimismo, los cambios en la matriz química de los

especímenes a lo largo del tiempo pueden modificar el entorno celular, haciendo que ciertos hongos, incluso si estaban presentes, tengan dificultades para proliferar en el medio de cultivo estándar (Maggi et al., 2013). Finalmente, la posible adaptación o modificación en la estructura genética y metabólica de los hongos, a lo largo de su permanencia en los especímenes, explica en parte la baja tasa de crecimiento observada (De Moraes Borba y Rodrigues, 2000).

En lo que respecta a la identificación de especies, la detección de *Peniophora albobadia* resulta particularmente destacable, ya que este hongo, conocido por atacar materiales de madera dura y afectar frutos de hueso (Speranza et al., 2009), no es habitualmente asociado a colecciones bien gestionadas. Su presencia en la colección puede sugerir la falta de protocolos adecuados de almacenamiento y mantenimiento, que permitan evitar la contaminación cruzada proveniente de estructuras de madera antiguas (Zaitseva, 2009). La capacidad de *P. albobadia* para degradar polisacáridos recalcitrantes y sintetizar azúcares y fenoles solubles (Troncozo et al., 2020) respalda esta hipótesis.

Por otro lado, la presencia de *Aspergillus sydowii* es coherente con lo reportado en otros estudios, a pesar de que se asocia frecuentemente al fondo marino (Ibrahim et al., 2023). Su notable tolerancia a la salinidad le permite adaptarse a diversos hábitats, incluidos suelos y ambientes con variaciones en la humedad, lo que facilita su presencia en la colección (Jiménez-Gómez et al., 2022). Además, la capacidad de *A. sydowii* para degradar queratina y actuar como patógeno oportunista (Alker et al., 2001; Takahata et al., 2008) la vincula directamente con el deterioro de tejidos como garras y pelajes. De igual forma, la detección de *Penicillium commune* es consistente con su rol como contaminante habitual en ambientes con condiciones de almacenamiento subóptimas, ya que este género es reconocido por su capacidad para deteriorar alimentos y otros productos orgánicos, propagándose a través del aire o mediante manipulaciones (Guevara-Suarez et al., 2016; Demjanová et al., 2020). El crecimiento de *Penicillium* se ve favorecido por niveles moderados de humedad y temperaturas que oscilan entre 5 °C y 37 °C, condiciones probablemente presentes en las áreas del Museo Departamental de Ciencias (Dibiasi et al., 2015).

En cuanto a los ensayos de sensibilidad, los resultados indican que el desinfectante KlaxinnTabs DETCLORK 500 mostró el mayor efecto in vitro, gracias a su formulación con dicloroisocianurato de sodio y tensoactivos; estos componentes aumentan la actividad fungicida con incrementos en la temperatura y concentración (Fernandes et al., 2012; Dilmaçunal y Kuleşan, 2018). Sin embargo, las limitaciones en su disponibilidad para aplicaciones a gran escala hicieron inviable su uso en fumigación, lo cual llevó a optar por Simple Green D Pro 5°. Este producto, que reúne múltiples funciones en un solo paso (limpiador, desinfectante, fungicida, entre otros), posee como ingrediente activo el cloruro de octil decil dimetil amonio y se apoya en surfactantes y alcoholes para potenciar su acción antifúngica (Bika et al.,

2021; Simple Green, 2008; Copes y Ojiambo, 2023). Las pruebas demostraron que la aplicación indirecta mediante nebulización presentó limitaciones en la penetración del producto en zonas de difícil acceso, como pliegues y cavidades craneales (Choi et al., 2021). La segunda fumigación, aplicada de forma directa en áreas críticas, mejoró la eficacia del tratamiento.

Otro factor por considerar es el manejo ambiental del acervo. El hacinamiento en las áreas de almacenamiento y la falta de una zona de cuarentena para el ingreso de nuevos especímenes permiten la propagación y acumulación de esporas, lo cual agrava el biodeterioro de los ejemplares (International Society for Biological and Environmental Repositories, 2008; Ljaljevic-Grbic et al., 2013). La reducción observada en la carga microbiana—un 40 % de disminución en UFC y la reducción en muestras positivas—sugiere que, aunque Simple Green D Pro 5° tiene un rendimiento prometedor, su eficacia podría optimizarse con una aplicación directa más focalizada y la incorporación de medidas complementarias, como el uso de otros antimicóticos y el establecimiento de zonas de cuarentena.

Conclusiones

La presencia de hongos en la colección zoológica del INCIVA se atribuye a deficiencias en la infraestructura y la curaduría, lo que ha propiciado un deterioro prolongado de los especímenes y una posible adaptación de los hongos al ecosistema de la colección. La ausencia de una zona de cuarentena ha permitido la entrada de esporas patógenas junto a nuevos especímenes, exacerbando la contaminación. Aunque KlaxinnTabs DETCLOK 500 demostró la mayor eficacia antifúngica in vitro, las limitaciones en su aplicación práctica favorecieron el uso de Simple Green D Pro 5°, el cual mostró notable capacidad para eliminar hongos. Se recomienda continuar investigando, especialmente con concentraciones superiores de los desinfectantes, y fortalecer el control ambiental (temperatura y humedad) para prevenir la proliferación fúngica y proteger la integridad de la colección a largo plazo.

Referencias

- Alker, A. P., Smith, G. W., y Kim, K. (2001). Characterization of *Aspergillus sydowii* (Thom et Church), a fungal pathogen of Caribbean sea fan corals. *Hydrobiologia*, 460, 105–111. <https://doi.org/10.1023/A:1013145524136>
- Bika, R., Copes, W., y Baysal-Gurel, F. (2021). Comparative performance of sanitizers in managing plant-to-plant transfer and postharvest infection of *Calonectria pseudonaviculata* and *Pseudonectria foliicola*. *Plant Disease*, 105(10), 2809–2821. <https://doi.org/10.1094/PDIS-03-21-0481-RE>
- Choi, Y.-H., Huh, D.-A., Lee, J.-Y., Choi, J. Y., y Moon, K. W. (2021). Verification and optimization of an ultra-low volume (ULV) sprayer used for the inactivation of indoor total bacteria. *Applied Sciences*, 11(8), 3713. <https://doi.org/10.3390/app11083713>
- Copes, W. E., y Ojiambo, P. S. (2023). A systematic review and quantitative synthesis of the efficacy of quaternary ammonium disinfectants against fungal plant pathogens. *Plant Disease*, 107(2), 480–492. <https://doi.org/10.1094/PDIS-09-21-2018-RE>
- Cox, C. S., y Wathes, C. M. (1995). Bioaerosols in the environment. En C. S. Cox y C. M. Wathes (Eds.), *Bioaerosols Handbook: Sampling, Analysis and Control* (pp. 11–14). Lewis Publishers.
- De Lima, J. T. M., y de Souza Carvalho, I. (2020). Geological or cultural heritage? The ex situ scientific collections as a remnant of nature and culture. *Geoheritage*, 12(1), 3. <https://doi.org/10.1007/s12371-020-00448-5>

- Delgadillo, I., y Góngora, F. (2009). Colecciones biológicas: estrategias didácticas en la enseñanza-aprendizaje de la biología. *Revista Bio-grafia*, 2(3), 131-140. <https://doi.org/10.17227/20271034.vol.2num.3bio-grafia131.140>
- De Moraes Borba, C., y Rodrigues, K. F. (2000). Viability and sporulating capability of Coelomycetes preserved under a range of different storage regimes. *Revista Iberoamericana de Micología*, 17, 142-145. <https://www.reviberoammicol.com/2000-17/142145.pdf>
- Diblasi, L., Arrighi, E., Silva, J., Bardón, A., y Cartagena, E. (2015). *Penicillium commune* metabolic profile as a promising source of antipathogenic natural products. *Natural Product Research*, 29(23), 2181-2187. <https://doi.org/10.1080/14786419.2015.1007457>
- Dilmaçional, T., y Kulaşan, H. (2018). Novel strategies for the reduction of microbial degradation of foods. En Mihai Grumezescu, A., y Holban, A.M. (Eds.), *Food Safety and Preservation* (pp. 481-520). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-814956-0.00016-0>
- Demjanová, S., Jevinová, P., Pipová, M., y Regecová, I. (2020). Identification of *Penicillium verrucosum*, *Penicillium commune*, and *Penicillium crustosum* isolated from chicken eggs. *Processes*, 9(1), 53. <https://doi.org/10.3390/pr9010053>
- Fernandes, S., Simões, M., Dias, N., Santos, C., y Lima, N. (2012). Fungicidal activity of microbicides. En Fraise, A., Maillard, J.Y., y Sattar, S.A. (Eds.), *Russell, Hugo y Ayliff's Handbook of Microbiology* (pp. 142-154). Wiley-Blackwell. <https://doi.org/10.1002/9781118425831.ch7>
- Gourama, H., y Bullerman, L. B. (1995). Relationship between aflatoxin production and mold growth as measured by ergosterol and plate count. *Lebensmittel-Wissenschaft und -Technologie*, 28(2), 185-189. <https://doi.org/10.1007/BF01141329>
- Guevara-Suarez, M., Sutton, D. A., Cano-Lira, J. F., García, D., Martín-Vicente, A., Wiederhold, N., Guarro, J., y Gené, J. (2016). Identification and antifungal susceptibility of *Penicillium*-like fungi from clinical samples in the United States. *Journal of Clinical Microbiology*, 54(8), 2155-2161. <https://doi.org/10.1128/JCM.00960-16>
- International Society for Biological and Environmental Repositories. (2008). Collection, storage, retrieval and distribution of biological materials for research. *Cell Preservation Technology*, 6(1), 3-58. <https://doi.org/10.1089/cpt.2008.9997>
- Ibrahim, S., Mohamed, S., Alsaadi, B., Althubayani, M., Awari, Z., Hussein, H., Aljohani, A., Albasri, J., Faraj, S., y Mohamed, G. (2023). Secondary metabolites, biological activities, and industrial and biotechnological importance of *Aspergillus sydowii*. *Marine Drugs*, 21(8), 441. <https://doi.org/10.3390/md21080441>
- Jacomé, A. M., y Campos, S. (2022). *Digitalización y verificación de la información del orden Chiroptera que reposa en la colección de referencia del Museo de Vertebrados de la Universidad de Panamá* [Trabajo de pregrado, Universidad de Panamá]. https://up-rid.up.ac.pa/6390/1/ana_jacome.pdf
- Jiménez-Gómez, I., Valdés-Muñoz, G., Moreno-Ulloa, A., Pérez-Llano, Y., Moreno-Perlín, T., Silva-Jiménez, H., Barreto-Curiel, F., Sánchez-Carbente, M. del R., Folch-Mallol, J. L., Gunde-Cimerman, N., Lago-Lestón, A., y Batista-García, R. A. (2022). Surviving in the brine: A multi-omics approach for understanding the physiology of the halophile fungus *Aspergillus sydowii* at saturated NaCl concentration. *Frontiers in Microbiology*, 13, 840408. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2022.840408>
- Keene, S. (2006). *Fragments of the world: Uses of museum collections*. Routledge. <https://doi.org/10.4324/97800808456416>
- Kerr, J. R. (1999). Bacterial inhibition of fungal growth and pathogenicity. *Microbial Ecology in Health and Disease*, 11(3), 129-142. <https://doi.org/10.1080/089106099435709>
- Ljaljevic-Grbic, M., Stupar, M., Vukojevic, J., Maricic, I., y Bungur, N. (2013). Molds in museum environments: Biodeterioration of art photographs and wooden sculptures. *Archives of Biological Sciences*, 65(3), 955-962. <https://doi.org/10.2298/ABS1303955G>
- Maggi, O., Tosi, S., Angelova, M., Lagostina, E., Fabbri, A. A., Pecoraro, L., Altobelli, E., Picco, A. M., Savino, E., Branda, E., Turchetti, B., Zotti, M., Vizzini, A., y Buzzini, P. (2013). Adaptation of fungi, including yeasts, to cold environments. *Plant Biosystems*, 147(1), 247-258. <https://doi.org/10.1080/11263504.2012.753135>
- Meineke, E. K., y Daru, B. H. (2021). Bias assessments to expand research harnessing biological collections. *Trends in Ecology y Evolution*, 36(12), 1071-1082. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2021.08.003>
- Nakasone, K. K., Peterson, S. W., y Jong, S.-C. (2004). Preservation and distribution of fungal cultures. En *Biodiversity of Fungi: Inventory and Monitoring Methods* (pp. 37-47). Elsevier Academic Press. <https://research.fs.usda.gov/treesearch/7115>
- Rose, C. L., Hawks, C. A., y Genoways, H. H. (1995). *Storage of natural history collections: A preventive conservation approach*. Society for the Preservation of natural History Collections.
- Rose, C. L., Hawks, C. A., y Waller, R. (2019). *A preventive conservation approach to the storage of collections*. En L. Elkin y C. A. Norris (Eds.), *Preventive Conservation: Collection Storage* (pp. 43-55). Society for the Preservation of Natural History Collections. https://www.researchgate.net/publication/335682131_A_Preventive_Conservation_Approach_to_the_Storage_of_Collections
- Senanayake, I.C., Rathnayaka, A.R., Marasinghe, D.S., Calabon, M.S., Gentekaki, E., Lee, H.B., Hurdeal, V.G., Pem, D., Dissanayake, L.S., Wijesingke, S.N., Bundhun, D., Nguyen, T.T., Goonasekara, I.D., Abeywickrama, P.D., Bhunjun, C.S., Jayawardena, R.S., Wanasinghe, D.N., Jeewon, R., Bhat, D.J., y Xiang, M.M. (2020). Morphological approaches in studying fungi: Collection, examination, isolation, sporulation and preservation. *Mycosphere*, 11(1), 2678-2754. <https://doi.org/10.5943/mycosphere/11/1/20>
- Selbmann, L., Egidi, E., Isola, D., Onofri, S., Zucconi, L., de Hoog, G. S., Chinaglia, S., Testa, L., Tosi, S., Balestrazzi, A., Lantieri, A., Compagno, R., Tigrini, V., y Varese, G. C. (2013). Biodiversity, evolution and adaptation of fungi in extreme environments. *Plant Biosystems*, 147(1), 237-246. <https://doi.org/10.1080/11263504.2012.753134>
- Simple Green. (2008). SIMPLE GREEN® D PRO 5 Desinfectante - Limpiador - Antiséptico - Fungicida - Antimoho - Virucida* - Desodorante. Simple Green® d Pro 5. 1 Gal. - Simple Green
- Siqueira, J. P. Z., Sutton, D. A., García, D., Gené, J., Thomson, P., Wiederhold, N., y Guarro, J. (2016). Species diversity of *Aspergillus* section *Vesicicolores* in clinical samples and antifungal susceptibility. *Fungal Biology*, 120(11), 1458-1467. <https://doi.org/10.1016/j.funbio.2016.02.006>
- Speranza, M., Gutiérrez, A., del Río, J. C., Bettucci, L., Martínez, Á. T., y Martínez, M. J. (2009). Sterols and lignin in *Eucalyptus globulus* wood: Spatial distribution and fungal removal as revealed by microscopy and chemical analyses. *Holzforschung*, 63(3), 362-370. <https://doi.org/10.1515/HF.2009.041>
- Simmons, J. E., y Muñoz-Saba, Y. (2005). *Cuidado, manejo y conservación de las colecciones biológicas*. Universidad Nacional de Colombia.
- Shabbir, A., Khan, M. A., Khan, A. M., y Iqbal, M. (2007). Fungal biodeterioration: A case study in the zoological museum of the Punjab University. *Journal of Animal and Plant Sciences*, 17(4), 90-92.

- Sluys, R. (2021). Attaching names to biological species: The use and value of type specimens in systematic zoology and natural history collections. *Biological Theory*, 16(1), 49–61. <https://doi.org/10.1007/s13752-020-00366-3>
- Strasser, B. J. (2011). The experimenter's museum: GenBank, natural history, and the moral economies of biomedicine. *ISIS*, 102(1), 60–96. <https://doi.org/10.1086/658657>
- Takahata, Y., Hiruma, M., Sugita, T., y Muto, M. (2008). A case of onychomycosis due to *Aspergillus sydowii* diagnosed using DNA sequence analysis. *Mycoses*, 51(2), 170–173. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0507.2007.01458.x>
- Tian, J., Wu, B., Chen, H., Jiang, N., Kang, X., y Liu, X. (2017). Patterns and drivers of fungal diversity along an altitudinal gradient on Mount Gongga, China. *Journal of Soils and Sediments*, 17(12), 2856–2865. <https://doi.org/10.1007/s11368-017-1701-9>
- Troncozo, M. I., Figoli, C. B., Franco, M. E. E., Mirífico, M. V., Bosch, A., Rajchenberg, M., Balatti, P. A., y Saparrat, M. C. N. (2020). Biotransformation of grape pomace from *Vitis labrusca* by *Peniophora albobadia* LPSC #285 (Basidiomycota). *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 92(1). <https://doi.org/10.1590/0001-3765202020181174>
- Trujillo-Luna, B. R., y González-Vallejo, N. E. (2006). Equinodermos de la colección de referencia de bentos costero de Ecosur. *Universidad y Ciencia*, 22(1), 83–88. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=2108723>
- Zaitseva, N. (2009). *A polysaccharide extracted from Sphagnum moss as an antifungal agent in archaeological conservation* [Trabajo de maestría, Queen's University]. https://www.collectionscanada.gc.ca/obj/thesescanada/vol2/002/MR65063.PDF?is_thesis=1&oclc_number=808922483