

**CONFEDERATIONIS
EUROPAEAE MYCOLOGIAE
MEDITERRANEENSIS
XXX CONGRESO de la CEMM
BENICÀSSIM 2024**





Annales Confederationis Europaeae Mycologiae Mediterraneensis (CEMM) 2024

BENICÀSSIM

Edita: Societat Micològica Valenciana (SOMIVAL)

Diseño y maquetación: José Luis Egeda Hernández

ISBN 978- 84-09-82710-7

INDICE

◁ 1 ▷ EL XXX CONGRESO DE LA CONFEDERACIÓN EUROPEA DE MICOLOGÍA MEDITERRÁNEA (CEMM), Benicàssim 2024.	3
◁ 2 ▷ PARTICIPACIÓN	10
◁ 3 ▷ ZONAS DE RECOLECCIÓN	12
3.1 PARQUE NATURAL DE LA SIERRA DE ESPADÁN	14
3.2 PARQUE NATURAL DEL DESIERTO DE LAS PALMAS	18
3.3 PARQUE NATURAL DEL PENYAGOLOSA	21
◁ 4 ▷ ESPECIES RECOLECTADAS	23
◁ 5 ▷ PONENCIAS	
5.1. Bridging Fungal Worlds: Comparative Observations of the Fungal Diversity Between Two Shores of the Mediterranean, Algeria and Valencia (Spain) SOUHILA AOUALI	34
5.2. Diversidad fúngica mediterránea – Castellón CÁNDIDO SOS ESCUDERO	65
◁ 6 ▷ POSTERS	
6.1. Antioxidant and anti-inflammatory properties of four wild <i>Cortinarius</i> spp. from Italy. ANAHI ELENA ADA BUCCHINI, LAURA GIAMPERI, BIANCA RANOCCHI & ANTONELLA AMICUCCI	81
6.2. Estudio de la diversidad del liquen <i>Ricasolia virens</i> en la Sierra del Sueve (Asturias, España). CLARA CANÓ, SALVADOR CHIVA, ISAAC GARRIDO-BENAVENT, TAMARA PAZOS, EVA BARRENO, JUAN S. ÁLVAREZ-ASPRA, ARNOLDO SANTOS, PATRICIA MOYA	88
6.3. El gènere <i>Russula</i> Pers. als carrascars calcaris valencians. ANTONI CONCA FERRÚS & ISAAC GARRIDO	98
6.4. Catálogo de hongos liquenizados y liquenícolas del macizo de Penyagolosa (Castellón) y áreas cercanas. LAURA ESCRIBANO, VIOLETA ATIENZA, SIMÓN FOS, LUCÍA VIDAL JULIÁN, JUAN CARLOS ZAMORA, MARÍA JOSÉ CHESA, LAURA FORCE & ISAAC GARRIDO	110
6.5. <i>Phallus impudicus</i> var. <i>pseudoduplicatus</i> o. Andersson, un taxón poco frecuente en nuestro territorio, Comunidad Valenciana (España). IGNACIO TARAZONA & JOAQUÍN HERRERO	113
6.6. Some interesting macrofungal species from Serra de Sicó, a limestone massif in central Portugal. HÉLDER PEDREIRO, VASCO FACHADA, SUSETTE RAIMUNDO, ANTÓNIO QUEIRÓS, CASSIANO MONTEIRO E GUILHERMINA MARQUES	119
6.7. From Decay to Discovery: Uncovering <i>Zalaria obscura</i> in the Degradation of an Old Wooden Devotional Statue. FRANCESCO PALMA	124
6.8. Caracterización taxonómica, filogenética y funcional de la diversidad de hongos liquenizados del barranco de Ajuez (Sierra de Espadán, Castellón). LUCÍA VIDAL JULIÁN, ITATÍ CALLATA, MARINA MARTÍN, SIMÓN FOS, VICENT CALATAYUD & ISAAC GARRIDO	132
◁ 7 ▷ ANEXO FOTOGRÁFICO	135

**XXX CONGRESO DE LA CONFEDERACIÓN
EUROPEA DE MICOLOGÍA MEDITERRÁNEA (CEMM)**

El XXX Congreso de la CONFEDERACIÓN EUROPEA DE MICOLOGÍA MEDITERRÁNEA (C.E.M.M. 2024) estuvo organizado por la Sociedad Micológica Valenciana (SOMIVAL) miembro asociado de la CEMM. A pesar de la climatología adversa, pues estuvo lloviendo todos los días de la semana, el Congreso se pudo celebrar con casi total normalidad en todas las salidas programadas tanto aquellas dirigidas para la recolección de especies como las excursiones culturales para acompañantes.

El Congreso coincidió con la tragedia de la DANA que afectó mayoritariamente a la comarca de l'Horta Sur de València, donde murieron 229 personas. Desde aquí queremos hacer patente nuestro más sentido recuerdo por todos ellos y nuestro soporte y ánimo a sus familiares.

Todas las salidas, tanto para la recolección de especies como las culturales se realizaron en autobuses puestos a disposición de los/as congresistas por parte de la organización del Congreso.

En cuanto a las salidas al campo programadas, (ver programa científico más adelante), sólo hubo que suspender la del viernes día 1 de noviembre, aunque algunos participantes optaron por salir por su cuenta pese a la intensa lluvia, sumándose el resto a la visita cultural programada a las villas modernistas de Benicàssim.

En cuanto a las salidas y visitas culturales, no se realizó la visita a Valencia (casco antiguo y Ciudad de las Artes y las Ciencias), pues por la lluvia los accesos a la ciudad estaban cortados y no fue posible acceder a la ciudad. Los acompañantes realizaron actividades lúdicas en el hotel.

El Congreso coincidió con la tragedia de la DANA que afectó mayoritariamente a la comarca de l'Horta Sur de València, donde murieron 229 personas. Desde aquí queremos hacer patente nuestro más sentido recuerdo por todos ellos y nuestro soporte y ánimo a sus familiares.

El Congreso se celebró del 27 de octubre al 2 de noviembre de 2024 en Benicasim una (pequeña ciudad situada a 12 kilómetros de Castelló y 75 de València) donde los asistentes pudieran disfrutar de la naturaleza, la montaña y el mar y supuso todo un reto organizativo para nuestra sociedad SOMIVAL. Un Congreso donde participaron un total de 165 personas (congresistas más acompañantes) de 7 países (Francia, Italia, Noruega, Portugal, Argelia, México y España, con participantes de este último de diversas Comunidades Autónomas (Cataluña, Madrid, Galicia, Andalucía y Castilla La Mancha)

La recoleta de taxones – se recogieron un total de 464 taxones diferentes- se realizó en tres Parques Naturales de la provincia de Castellón: el Parque Natural de la Sierra de Espadán, Parque Natural del Desert de les Palmes y Parque Natural de Penyagolosa. Unos espacios naturales de referencia en la Comunidad Valenciana de gran interés por su especial y rica biodiversidad, donde se aglutinan la mayor y más rica variedad de especies fúngicas en diferentes tipologías de hábitats.

Este XXX Congreso de la CEMM fue un encuentro científico de ámbito internacional, así como un foro de investigación, divulgativo y de estudio de la micobiota del entorno de las zonas de recoleta. Asimismo, y de forma complementaria, el XXX Congreso de la CEMM permitió poner en valor el rico patrimonio cultural e histórico de los ayuntamientos integrados en estos parques naturales.

Los asistentes se alojaron en el Hotel Intelier Orange, un moderno hotel que satisfizo las necesidades de todos los aspectos del Congreso. En el mismo Hotel se dispuso para el normal desarrollo del Congreso del equipamiento para salas de reuniones, sala de estudio donde instalar el laboratorio, sala de clasificación, sala de exposiciones -abierta en este caso los ciudadanos de Benicàssim y sala de conferencias. La ubicación de todas estas salas en un único lugar facilitó mucho a los asistentes al Congreso su participación en el programa y actividades congresuales, evitando la dispersión en varios edificios. El Congreso contó con la colaboración de ASMICAS (Asociación Micológica de Castellón), del propio Ayuntamiento de Benicasim, Diputación de Castellón y de la Generalitat Valenciana.

ORGANIZACIÓN DEL CONGRESO:



COMITÉ CIENTÍFICO

Rafael Mahiques Santandreu, Presidente.

Antonio Conca Ferrús, Coordinador.

Javier Marcos Martinez

Souhila Aouali

Maria Agut Monferrer

Francisco Tejedor Jordán

Francisco Martínez Tolosa

Cándido Sos Escudero



COMITÉ ORGANIZADOR

Ignacio Lerma Montero, Presidente de SOMIVAL

Joaquín Herrero Conejos

José Luis Egeda Hernández

Ignacio Tarazona Martínez

Carmen Comeche Ginés

Rafael Marín Reina

Roberto Ángel Bermell Meliá

PROGRAMA CIENTÍFICO

La organización del Congreso puso a disposición de los Congresistas 6 microscopios y 4 deshidratadores

DOMINGO 27 OCTUBRE 2024

15.00 19.00 Entrega de documentación e instalación de equipos científicos

19.30 Recepción de bienvenida. Vino de honor

20.30 Cena

LU NES 28 OCTUBRE 2024

07.00 08.00 Desayuno.

08.15 Salida al campo: Desierto Las Palmas

13.30 Entrega de taxones para su catalogación

14.00 Comida

16.00 Trabajo de laboratorio y catalogación

18.30 Exposición de especies

19.00 Conferencia – Orador invitado: Rafael Mahiques Santandreu – «*Cortinaris* poc citats als Massís del Penyagolosa»

20.30 Cena

21.30 Reunión del consejo de administración de la CEMM

MARTES 29 OCTUBRE 2024

07.00 08.00 Desayuno.

08.15 Salida al campo: Artana (Sierra de Espadán)

13.30 Entrega de taxones para su catalogación

14.00 Comida

16.00 Trabajo de laboratorio y catalogación

18.00 Degustación de jamón y licores de setas

18.30 Exposición de especies

19.00 Conferencia – Orador invitado: Javier Marcos Martínez – «Boletales interesantes y poco conocidos en España»

20.30 Cena

21.30 Asamblea general de la CEMM

MIÉRCOLES 30 OCTUBRE 2024

07.00 08.00 Desayuno

- 08.15 Salida al campo: San Joan de Penyagolosa
- 14.00 Comida Restaurante «Casa Ramón» (Adzaneta del Maestrat) con los demás participantes
- 16.00 Regreso al hotel
- 17.00 Entrega de taxones para su catalogación
- 17.30 Trabajo de laboratorio y catalogación
- 18.30 Exposición de especies.
- 19.00 Conferencia – Orador invitado: Cándido Sos Escudero – “Diversidad fúngica mediterránea – Castellón”
- 20.30 Cena.

JUEVES 31 OCTUBRE 2024

- 07.00 -08.00 Desayuno.
- 08.15 Salida al campo: Villamalur (Sierra de Espadán)
- 13.30 Entrega de taxones para su catalogación
- 14.00 Comida
- 16.00 Trabajo de laboratorio y catalogación
- 18.30 Exposición de especies
- 19.00 Conferencia – Oradora invitada: Souhila Aouali –“Mycologie algérienne: que savons-nous aujourd’hui? et que devrions-nous faire demain?”
- 20.30 Cena

VIERNES 1 NOVIEMBRE 2024

- 07.00 08.00 Desayuno.
- 08.15 Salida al campo
- 13.30 Entrega de taxones para su catalogación
- 14.00 Comida
- 16.00 Trabajo de laboratorio y catalogación de especies
- 16.00 “Simposio Micológico»: Presentaciones orales o póster
- 17.00 Visita Bodegas Carmelitano. Primera salida
- 17.30 Visita Bodegas Carmelitano. Segunda salida
- 18.30 Exposición de especies
- 20.00 Cena de Gala con animación

SÁBADO 2 NOVIEMBRE 2024

- Desayuno.

PROGRAMA ACOMPAÑANTES

La Diputació de Castelló subvenciona el alquiler de los autobuses para los distintos desplazamientos.

DOMINGO 27 OCTUBRE 2024

15.00 19.00 Recepción de los participantes, con entrega de documentación

19.30 Recepción de bienvenida. Vino de honor

20.30 Cena

LUNES 28 OCTUBRE 2024

07.00 08.00 Desayuno

08.30 Visita a la ciudad de Peñíscola

14.00 Comida Hotel Orange

18.30 Exposición de especies

19.00 Conferencia – Orador invitado: Rafael Mahiques Santandreu «*Cortinaris* poc citats als Massís del Penyagolosa»

20.30 Cena

MARTES 29 OCTUBRE 2024

07.00 0-8.00 Desayuno

08.30 Salida y visita de las Cuevas de San José en Vall d’Uixo

11.00 Traslado y visita a Villafamés [Video]

14.00 Comida Hotel Orange

18.00 Degustación de jamón y licores de setas

18.30 Exposición de especies

19.00 Conferencia – Orador invitado: Javier Marcos Martínez «Boletales interesantes y poco conocidos en España»

20.30 Cena

MIÉRCOLES 30 OCTUBRE 2024

07.00 0-8.00 Desayuno

08.15 Salida y visita Parque Natural de San Joan de Penyagolosa [+]

14.00 Comida Restaurante «Casa Ramón» (Atzeneta Del Maestrat) con los demás participantes

16.00 Regreso al Hotel

18.30 Exposición de especies

19.00 Conferencia – Orador invitado: Cándido Sos Escudero «Diversidad fúngica mediterránea – Castellón»

20.30 Cena

JUEVES 31 OCTUBRE 2024

07.00 0-8.00 Desayuno

08.15 Salida a Valencia: Visita a la ciudad de Valencia [+] – Parte histórica y Ciudad Artes y Ciencias

13.30 Comida Restaurante «Casa Clemencia»

15.00 Visita a la Ciudad de las Artes y Ciencias

17.30 Regreso al Hotel

18.30 Exposición de especies.

19.00 Conferencia – Oradora invitada: Souhila Aouali “Mycologie algérienne : que savons-nous aujourd’hui? et que devrions-nous faire demain? “

20.30 Cena

VIERNES, 1 NOVIEMBRE 2024

07.00 08.00 Desayuno

09.00 Salida visita guiada Benicàssim ruta Casas Modernistas

14.00 Comida Hotel Orange

17.00 Visita Bodegas Carmelitano. Degustación: Primera salida

17.30 Visita Bodegas Carmelitano. Degustación: Segunda salida

18.30 Exposición de especies

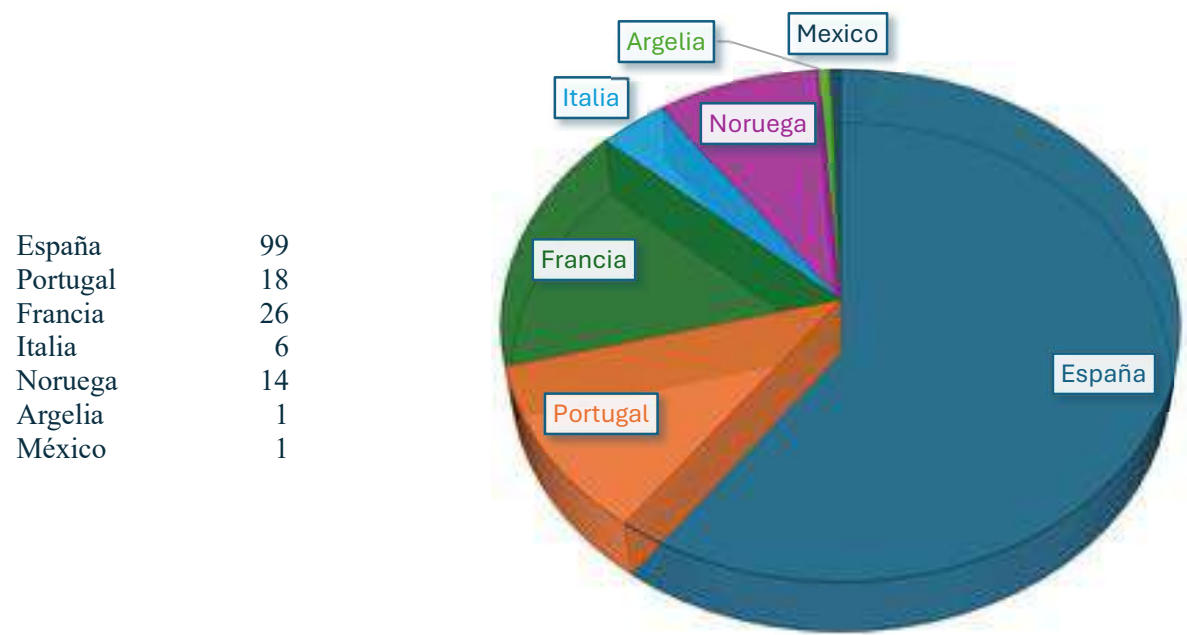
20.30 Cena de gala con animación

SÁBADO, 2 NOVIEMBRE 2024

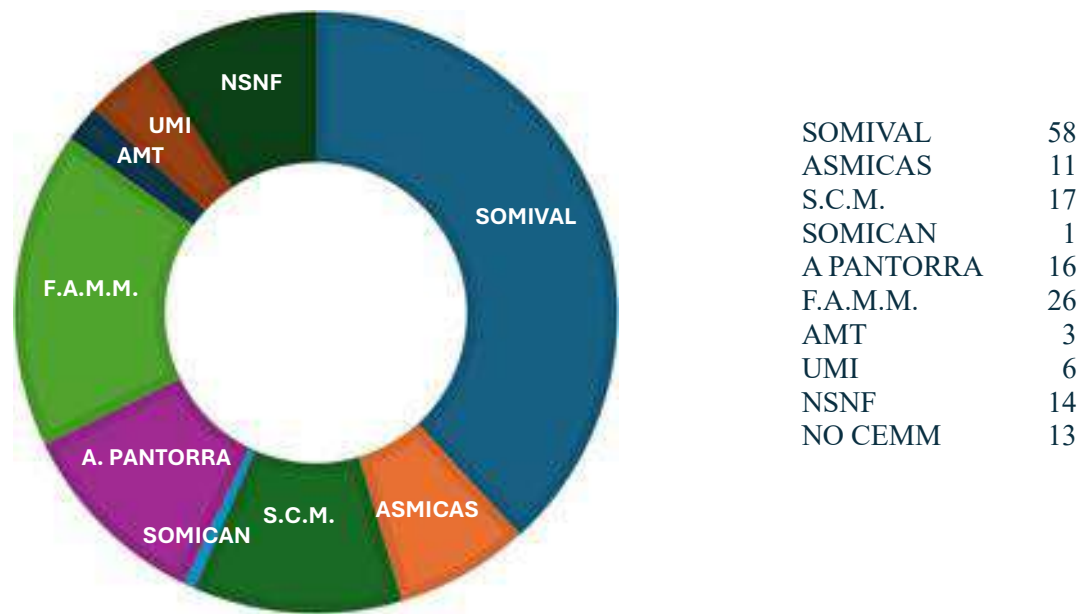
Desayuno.

PARTICIPACION EN EL CONGRESO

La nutrida participación estuvo compuesta por participantes de los siguientes países:



Pertenecientes a las siguientes Asociaciones:



ZONAS DE RECOLECCIÓN

XXX CONGRESO DE LA CONFEDERACIÓN EUROPEA DE MICOLOGÍA MEDITERRÁNEA (CEMM)

Se establecieron 3 zonas de recolección de especies:

- Parque natural de Penyagolosa
- Serra d'Espadan
- Desierto de las palmas



PARQUE NATURAL DE LA SIERRA DE ESPADÁN

El Parque comprende un macizo montañoso situado al Sur de Castellón, en las comarcas de la Plana Baixa (Eslida) y Alt Millars (Torralba del Pinar)

Es una sierra muy escarpada pero no muy elevada ya que sus montañas más altas apenas superan los mil metros como el pico del Pinar (1101 metros) o el pico Espadán (1099 metros).

Posee un clima mediterráneo con precipitaciones en otoño y primavera alternando con periodos secos. Las precipitaciones anuales son irregulares oscilando entre 450-730mm. La orientación de las sierras y su proximidad al mar favorecen la formación de nieblas, creando valles y laderas con humedad ambiental elevada.

La originalidad de la sierra de Espadán radica en la dominancia de suelos silíceos frente a la mayoría de las sierras de la Comunidad Valenciana que son eminentemente calcáreas.

Cuenta con una vegetación formada principalmente por alcornocales, pinares, carrascales y formaciones arbustivas mediterráneas. Su flora cuenta con más de 1000 especies de plantas vasculares, algunas de ellas endémicas.

En los suelos silíceos la vegetación potencial está representada por el alcornocal (*Quercus suber*). Esta especie tiene la peculiaridad de ofrecer una gran resistencia al fuego, lo que le confiere un enorme valor ecológico. Lo encontramos en masas boscosas monoespecíficas o mezcladas con pino rodeno (*Pinus pinaster*) utilizado en la antigüedad para la extracción de resinas y que localmente ha sustituido totalmente el alcornocal. La degradación del alcornocal origina jarales con (*Cistus monspeliensis*), (*Cistus salviifolius*) y cantueso (*Lavandula stoechas*), que en las laderas más húmedas van acompañadas por brezo (*Erica scoparia*).

En suelos calcáreos encontramos el pino carrasco (*Pinus halepensis*), compartiendo hábitat con alguna orla residual de carrasca (*Quercus ilex subsp. rotundifolia*), siendo el carrascal la vegetación potencial en esas áreas. En su degradación aparece el lentisco (*Pistacia lentiscus*) y en los suelos más pobres la coscoja (*Quercus coccifera*) y matorrales de romero (*Rosmarinus officinalis*), jara blanca (*Cistus albidus*), la aliaga morisca (*Ulex parviflorus*) ...

Las especies de setas más recolectadas son: *Amanita caesarea*, *Boletus aereus*, *Russula cyanoxantha*, *Cantharellus pallens* y *Cratarellus luticens*.







PARQUE NATURAL DEL DESIERTO DE LAS PALMAS

Situado cerca de Castellón, en la localidad de Benicàssim; el desierto de las Palmas es una sierra muy escarpada cercana al mar, con cotas que parten de los 200 m hasta los 729 m del monte Bartolo. Su nombre hace referencia a que se trata de una zona deshabitada y a la abundancia del palmito (*Chamaerops humilis*). Mayoritariamente la roca madre predominante es la arenisca roja (rodeno) que origina suelos ácidos.

Presenta un típico clima mediterráneo, pero su cercanía al mar le dota de unas características climáticas especiales debido a que los vientos de levante cargados de humedad provocan nieblas permitiendo la formación de microclimas más húmedos. La precipitación media anual es cercana a los 600 mm con máximos en primavera (mayo) y a finales de verano-otoño (septiembre) y un fuerte período de sequía en verano. Las lluvias, a veces, de carácter torrencial, provocan una fuerte erosión en el paisaje.

La vegetación potencial del paraje fueron los bosques de carrascas (*Quercus ilex* subsp. *rotundifolia*) en zonas de suelo calizo y de alcornoques (*Quercus suber*) en las zonas silíceas y húmedas. A causa de la transformación agrícola del suelo, el carboneo, el pastoreo y los incendios (el más grave arrasó la sierra en 1992), solo quedan pequeños bosquecillos o pies aislados de estas especies y actualmente, la mayor parte del territorio lo ocupan varios tipos de matorral, y en menor superficie, formaciones de pinares como el pino rodeno (*Pinus pinaster*) y el pino carrasco (*Pinus halepensis*), que gracias a la facilidad de adaptación, ha ido invadiendo zonas agrícolas abandonadas y sustituyendo los antiguos bosques de carrascas y alcornoques.

Ecosistemas más interesantes

Alcornocales. Se desarrolla exclusivamente sobre suelos silíceos de rodeno. El sotobosque está dominado por especies como el madroño (*Arbutus unedo*), el brezo arbóreo (*Erica arborea*), rusco (*Ruscus aculeatus*), el enebro de la miera (*Juniperus oxycedrus*) o la hiedra (*Hedera helix*).

Jarales. Son formaciones dominadas por diferentes especies de jaras que se desarrollan sobre suelos silíceos o descarbonatados como la jara negra (*Cistus monspeliensis*) y jaguarzo morisco (*Cistus salviifolius*); y en las zonas más húmedas también van acompañadas de la jara cervuna (*Cistus populifolius*).

Pinares. Es muy frecuente la presencia del pino rodeno (*Pinus pinaster*) en las zonas silíceas y también del pino carrasco (*Pinus halepensis*) en las calcáreas.

Carrascales. Hay una pequeña zona dominada por la carrasca (*Quercus ilex* subsp. *rotundifolia*). Con un sotobosque en el que abundan especies como la coscoja (*Quercus coccifera*), el palmito (*Chamaerops humilis*) y zarzaparrilla (*Smilax aspera*).





PARQUE NATURAL DEL PENYAGOLOSA

El paraje lo comprende un enorme macizo montañoso situado en el interior de Castellón, en las comarcas de l'Alcalaten (Xodos) y l'Alt Maestrat (Vistabella del Maestrat)

Las especiales características climáticas y geológicas, hacen que sea uno de espacios montañosos de la Comunidad Valenciana con mayor biodiversidad e importancia florística; se conocen más de 1000 especies de plantas vasculares, muchas de ellas exclusivas para el territorio valenciano.

Presenta un clima mediterráneo que en las zonas más elevadas es más fresco y húmedo. El invierno suele ser la estación más seca, ya que en verano las frecuentes tormentas hacen que prácticamente no exista sequía, manteniendo el suelo húmedo todo el año. En las tierras bajas los veranos y inviernos son secos, con otoños lluviosos y, en menor medida las primaveras. Las precipitaciones medias anuales en Vistabella del Maestrazgo están por encima de los 700 mm.

Su paisaje vegetal viene determinado por una parte por la gradación altitudinal, entre los 700 y los 1813m. del pico de Peñagolosa, lo que supone la existencia de la mayoría de los pisos bioclimáticos de la región corológica mediterránea. La alternancia de los suelos es un factor favorecedor de la biodiversidad, ya que el roquedo siendo mayoritariamente calcáreo se alterna con materiales silíceos (areniscas y cuarcitas).

En las zonas calizas más bajas aparecen carrascales (*Quercus ilex* subsp. *rotundifolia*) y algunos quejigos (*Quercus faginea*). Al ascender son sustituidos por quejigares con pino negral (*Pinus nigra* subsp. *salzmanii*) con un sotobosque muy variado en el que se incluyen buenas poblaciones de acebo (*Ilex aquifolium*) y tejo (*Taxus baccata*). La actividad humana ha provocado la substitución de los quejigares por pinares de pino negro.

En los enclaves con suelos silíceos se desarrolla el mayor melojar (*Quercus pyrenaica*) del territorio valenciano y bosques maduros de pino rodeno (*Pinus pinaster*) y albar (*Pinus sylvestris*), acompañados de jaras (*Cistus populifolius*, *C. laurifolius*) y brezos (*Erica arborea*, *E. scoparia* y *Calluna vulgaris*).

En las partes más altas, el pico de Peñagolosa y el Tossal Roig, se desarrolla un pinar de *Pinus sylvestris* con sabina rastrera (*Juniperus sabina*); que es substituido en las partes culminales por una vegetación pulvinular con *Erinacea anthyllis*.

En las zonas pastoreadas o antiguamente cultivadas, se desarrollan prados rodeados de espinares con rosales silvestres (*Rosa* sp.), la endémica zarzamora (*Rubus vigorii*), espinos (*Prunus espinosa*, *Crataegus monogyna*) ...

La riqueza florística y la gran diversidad de formaciones vegetales va acompañada de una riqueza micológica, el catálogo provisional de la cual asciende a más de 800 especies.



ESPECIES RECOLECTADAS

ESPECIES RECOLECTADAS

Especies	Nº
<i>Abortiporus biennis</i>	2
<i>Agaricus arvensis</i>	1
<i>Agaricus bitorquis</i>	1
<i>Agaricus boisseletii</i>	2
<i>Agaricus brunneolus</i>	3
<i>Agaricus campestris</i>	9
<i>Agaricus cupreobrunneus</i>	1
<i>Agaricus dulcidulus</i>	1
<i>Agaricus impudicus</i>	2
<i>Agaricus iodosmus</i>	2
<i>Agaricus moelleri</i>	1
<i>Agaricus pseudopratensis</i>	6
<i>Agaricus sylvaticus</i>	4
<i>Agaricus sylvicola</i>	10
<i>Agaricus xanthodermus</i>	4
<i>Agrocybe molesta</i>	1
<i>Agrocybe vervacti</i>	2
<i>Albatrelloopsis confluens</i>	1
<i>Albatrellus subrubescens</i>	2
<i>Aleurodiscus disciformis</i>	4
<i>Amanita caesarea</i>	3
<i>Amanita citrina</i>	7
<i>Amanita muscaria</i>	3
<i>Amanita ovoidea</i>	3
<i>Amanita pantherina</i>	4
<i>Amanita phalloides</i>	6
<i>Amanita proxima</i>	2

Especies	Nº
<i>Amanita rubescens</i>	5
<i>Amanita strobiliformis</i>	1
<i>Amaropostia stiptica</i>	2
<i>Apiospora montagnei</i>	1
<i>Apiospora sphaerosperma</i>	1
<i>Armillaria mellea</i>	2
<i>Arrhenia rickenii</i>	1
<i>Ascobolus furfuraceus</i>	1
<i>Astraeus hygrometricus</i>	1
<i>Astraeus telleriae</i>	17
<i>Atheniella flavoalba</i>	2
<i>Atractosporocybe inornata</i>	2
<i>Auricularia cerrina</i>	4
<i>Auricularia mesenterica</i>	3
<i>Auriscalpium vulgare</i>	9
<i>Baeospora myosura</i>	1
<i>Bolbitius titubans</i>	2
<i>Boletopsis mediterraneensis</i>	1
<i>Bovista aestivalis</i>	7
<i>Bovista plumbea</i>	1
<i>Byssomerulius corium</i>	1
<i>Calonarius cedretorum</i>	2
<i>Calonarius odorifer</i>	3
<i>Calvatia cyathiformis</i>	3
<i>Candolleomyces candolleanus</i>	5
<i>Cantharellus alborufescens</i>	3
<i>Cantharellus pallens</i>	11
<i>Chalciporus piperatus</i>	1
<i>Chroogomphus fulmineus</i>	2

Especies	Nº
<i>Chroogomphus mediterraneus</i>	18
<i>Chroogomphus subfulmineus</i>	2
<i>Cistella acuum</i>	1
<i>Clathrus ruber</i>	7
<i>Clavaria fragilis</i>	1
<i>Clavariadelphus pistillaris</i>	1
<i>Clavariadelphus truncatus</i>	7
<i>Clavulina coralloides</i>	3
<i>Clavulina rugosa</i>	1
<i>Clavulinopsis helvola</i>	1
<i>Cleistocybe carneogrisea</i>	1
<i>Clitocybe cistophila</i>	2
<i>Clitocybe diatreta</i>	1
<i>Clitocybe fimiphila</i>	1
<i>Clitocybe fragrans</i>	1
<i>Clitocybe mediterranea</i>	1
<i>Clitocybe metachroa</i>	5
<i>Clitocybe odora</i>	1
<i>Clitocybe phaeophthalma</i>	10
<i>Clitocybe phyllophila</i>	8
<i>Clitocybe rivulosa</i>	10
<i>Clitocybe truncicola</i>	1
<i>Clitocybe vibecina</i>	3
<i>Clitopilus cystidiatus</i>	4
<i>Clitopilus geminus</i>	4
<i>Cocomyces delta</i>	1
<i>Collybiopsis peronata</i>	3
<i>Collybiopsis quercophila</i>	2
<i>Collybiopsis ramealis</i>	1

Especies	Nº
<i>Coprinellus disseminatus</i>	1
<i>Coprinopsis lagopus</i>	2
<i>Coprinopsis nivea</i>	2
<i>Coprinopsis picacea</i>	1
<i>Coprinus comatus</i>	1
<i>Coprinus pinetorum</i>	2
<i>Coprinus xerophilus</i>	1
<i>Cortinarius anfractoides</i>	3
<i>Cortinarius bergeronii</i>	1
<i>Cortinarius croceus</i>	2
<i>Cortinarius duracinus</i>	1
<i>Cortinarius infractus</i>	5
<i>Cortinarius strenuipes</i>	1
<i>Cortinarius subturibulosus</i>	4
<i>Cortinarius trivialis</i>	5
<i>Cortinarius violaceus</i>	2
<i>Craterellus lutescens</i>	4
<i>Crepidotus cesatii</i>	1
<i>Crepidotus subfulviceps</i>	3
<i>Crinipellis scabella</i>	15
<i>Crinipellis subtomentosa</i>	6
<i>Crucibulum laeve</i>	8
<i>Cryptomarasmius corbariensis</i>	1
<i>Cuphophyllus pratensis</i>	1
<i>Cuphophyllus virgineus</i>	11
<i>Cyathus ibericus</i>	1
<i>Cyathus olla</i>	10
<i>Cyclocybe cylindracea</i>	2
<i>Cystoderma amianthinum</i>	2

Especies	Nº
<i>Cystoderma jasonis</i>	6
<i>Cystodermella adnatifolia</i>	1
<i>Cystodermella cinnabarina</i>	4
<i>Cystodermella granulosa</i>	2
<i>Cystodermella terryi</i>	1
<i>Cystolepiota seminuda</i>	1
<i>Desarmillaria tabescens</i>	1
<i>Dichomitus squalens</i>	2
<i>Dothiora oleae</i>	1
<i>Entoloma byssisedum</i>	1
<i>Entoloma corvinum</i>	1
<i>Entoloma incanum</i>	1
<i>Entoloma rusticoides</i>	2
<i>Entoloma sericeum</i>	2
<i>Entoloma undatum</i>	6
<i>Exidia glandulosa</i>	2
<i>Exidia saccharina</i>	2
<i>Flammulina velutipes</i>	1
<i>Fomitopsis pinicola</i>	6
<i>Fuscoporia torulosa</i>	4
<i>Fuscopostia fragilis</i>	1
<i>Galerina badipes</i>	6
<i>Galerina marginata</i>	4
<i>Ganoderma adpersum</i>	1
<i>Ganoderma lucidum</i>	2
<i>Gastropila fragilis</i>	1
<i>Geastrum elegans</i>	4
<i>Geastrum fimbriatum</i>	9
<i>Geastrum granulatum</i>	2

Especies	Nº
<i>Geastrum michelianum</i>	1
<i>Geastrum quadrifidum</i>	1
<i>Geastrum rufescens</i>	1
<i>Geastrum smardae</i>	3
<i>Geoglossum cookeanum</i>	1
<i>Gloeophyllum sepiarium</i>	2
<i>Gloeophyllum trabeum</i>	1
<i>Gloiothele citrina</i>	2
<i>Gymnopilus penetrans</i>	12
<i>Gymnopilus suberis</i>	3
<i>Gymnopus androsaceus</i>	2
<i>Gymnopus aquosus</i>	1
<i>Gymnopus brassicolens</i>	11
<i>Gymnopus dryophilus</i>	2
<i>Gymnopus impudicus</i>	3
<i>Gymnopus inusitatus</i>	2
<i>Gyroporus castaneus</i>	1
<i>Hapalopilus rutilans</i>	1
<i>Hebeloma cistophilum</i>	11
<i>Hebeloma crustuliniforme</i>	2
<i>Hebeloma cylindrosporum</i>	2
<i>Hebeloma laterinum</i>	3
<i>Hebeloma mesophaeum</i>	1
<i>Hebeloma quercetorum</i>	1
<i>Hebeloma sarcophyllum</i>	1
<i>Hebeloma sinapizans</i>	6
<i>Hebeloma subtortum</i>	2
<i>Helvella crispa</i>	1
<i>Hemileccinum impositum</i>	4

Especies	Nº
<i>Hemimycena hirsuta</i>	2
<i>Hemimycena lactea</i>	5
<i>Hohenbuehelia petaloides</i>	2
<i>Hortiboletus engelii</i>	7
<i>Hydnellum ferrugineum</i>	2
<i>Hydnellum scabrosum</i>	1
<i>Hydnum pallidum</i>	3
<i>Hydnum rufescens</i>	2
<i>Hygrocybe acutoconica</i>	1
<i>Hygrocybe conica</i>	4
<i>Hygrophoropsis aurantiaca</i>	2
<i>Hygrophorus arbustivus</i>	1
<i>Hygrophorus chrysodon</i>	4
<i>Hygrophorus cossus</i>	1
<i>Hygrophorus discoideus</i>	1
<i>Hygrophorus gliocyclus</i>	6
<i>Hygrophorus glutiniceps</i>	2
<i>Hygrophorus hypothejus</i>	4
<i>Hygrophorus leucophaeo-ilicis</i>	1
<i>Hygrophorus limacinus</i>	9
<i>Hygrophorus penarioides</i>	1
<i>Hygrophorus pinophilus</i>	10
<i>Hygrophorus roseodiscoideus</i>	1
<i>Hygrophorus russula</i>	1
<i>Hymenoscyphus fructigenus</i>	1
<i>Hypholoma fasciculare</i>	1
<i>Hypocopa merdaria</i>	1
<i>Hypoderma hederæ</i>	1
<i>Hypomyces chrysospermus</i>	4

Especies	Nº
<i>Hypomyces lateritius</i>	6
<i>Ileodictyon gracile</i>	1
<i>Infundibulicybe geotropa</i>	14
<i>Infundibulicybe meridionalis</i>	12
<i>Inocutis tamaricis</i>	3
<i>Inocybe asterospora</i>	3
<i>Inocybe dulcamara</i>	1
<i>Inocybe geophylla</i>	1
<i>Inocybe griseolilacina</i>	1
<i>Inocybe tarda</i>	1
<i>Inocybe tenebrosa</i>	5
<i>Laccaria laccata</i>	4
<i>Lacrymaria lacrymabunda</i>	1
<i>Lactarius atlanticus</i>	18
<i>Lactarius azonites</i>	3
<i>Lactarius chrysorrheus</i>	9
<i>Lactarius controversus</i>	1
<i>Lactarius decipiens</i>	5
<i>Lactarius deliciosus</i>	13
<i>Lactarius mediterraneensis</i>	1
<i>Lactarius pseudoscrobiculatus</i>	1
<i>Lactarius sanguifluus</i>	6
<i>Lactarius sanguifluus f. vinosus</i>	9
<i>Lactarius semisanguifluus</i>	3
<i>Lactifluus rugatus</i>	1
<i>Lactocollybia variicystis</i>	1
<i>Laetiporus sulphureus</i>	1
<i>Leccinellum lepidum</i>	3
<i>Lentinellus micheneri</i>	9

Especies	Nº
<i>Lentinus meridionalis</i>	7
<i>Lepiota brunneoincarnata</i>	8
<i>Lepiota brunneolilacea</i>	1
<i>Lepiota castanea</i>	1
<i>Lepiota clypeolaria</i>	2
<i>Lepiota cristata</i>	1
<i>Lepiota elseae</i>	9
<i>Lepiota erminea</i>	8
<i>Lepiota forquignonii</i>	1
<i>Lepiota griseovirens</i>	4
<i>Lepiota lilacea</i>	3
<i>Lepiota oreadiformis</i>	2
<i>Lepiota phaeodisca</i>	1
<i>Lepiota subincarnata</i>	13
<i>Lepiota sublaevigata</i>	7
<i>Lepista nuda</i>	2
<i>Lepista sordida</i>	6
<i>Leucoagaricus cygneoaffinis</i>	1
<i>Leucoagaricus littoralis</i>	2
<i>Leucoagaricus medioflavoides</i>	1
<i>Leucoagaricus melanotrichus</i>	1
<i>Leucoagaricus subvolvatus</i>	1
<i>Leucoagaricus viridariorum</i>	1
<i>Leucocoprinus cepistipes</i>	1
<i>Leucocoprinus leucothites</i>	29
<i>Leucopaxillus gentianeus</i>	23
<i>Leucopaxillus paradoxus</i>	7
<i>Limacella furnacea</i>	6
<i>Lophodermium pinastri</i>	1

Especies	Nº
<i>Lycoperdon dermoxanthum</i>	1
<i>Lycoperdon echinatum</i>	2
<i>Lycoperdon excipuliforme</i>	2
<i>Lycoperdon lividum</i>	1
<i>Lycoperdon molle</i>	5
<i>Lycoperdon perlatum</i>	9
<i>Lycoperdon pratense</i>	6
<i>Lyomyces crustosus</i>	1
<i>Lyophyllum decastes</i>	1
<i>Lyophyllum infumatum</i>	5
<i>Lyophyllum rhopalopodium</i>	3
<i>Macrolepiota fuliginosa</i>	9
<i>Macrolepiota mastoidea</i>	2
<i>Macrolepiota procera</i>	1
<i>Macrolepiota procera</i> var. <i>pseudo-olivascens</i>	1
<i>Marasmiellus candidus</i>	1
<i>Marasmius epiphylloides</i>	1
<i>Marasmius epodius</i>	2
<i>Marasmius oreades</i>	19
<i>Marasmius ventalloi</i>	2
<i>Marasmius wynneae</i>	9
<i>Melanoleuca decembris</i>	1
<i>Melanoleuca graminicola</i>	3
<i>Melanoleuca grammopodia</i>	1
<i>Melanoleuca melaleuca</i>	3
<i>Melanoleuca rasilis</i>	2
<i>Melanophyllum haematospermum</i>	2
<i>Mycena amicta</i>	4

Especies	Nº
<i>Mycena capillaripes</i>	11
<i>Mycena epipterygia</i>	6
<i>Mycena epipterygia</i> var. <i>viscosa</i>	1
<i>Mycena erubescens</i>	1
<i>Mycena galopus</i>	3
<i>Mycena leptcephala</i>	4
<i>Mycena meliigena</i>	3
<i>Mycena metata</i>	2
<i>Mycena olivaceomarginata</i>	2
<i>Mycena pseudocorticola</i>	1
<i>Mycena pseudopicta</i>	1
<i>Mycena pura</i>	15
<i>Mycena purpureofusca</i>	2
<i>Mycena sanguinolenta</i>	4
<i>Mycena seynii</i>	6
<i>Mycena zephyrus</i>	1
<i>Mycocalicium llimonae</i>	1
<i>Myxarium nucleatum</i>	1
<i>Neocercosporidium smilacis</i>	2
<i>Omphalotus olearius</i>	5
<i>Onnia tomentosa</i>	1
<i>Otidea alutacea</i>	2
<i>Otidea bufonia</i>	1
<i>Paragyromitra infula</i>	1
<i>Paralepista flaccida</i>	2
<i>Paramarasmius mesosporus</i>	4
<i>Paxillus ammoniavirescens</i>	2
<i>Peniophora quercina</i>	2
<i>Periconia lateralis</i>	1

Especies	Nº
<i>Phaeoclavulina abietina</i>	2
<i>Phaeoclavulina curta</i>	2
<i>Phaeolus schweinitzii</i>	1
<i>Phaeomarasmius erinaceus</i>	2
<i>Phaeomarasmius rimulincola</i>	4
<i>Phallus hadriani</i>	2
<i>Phallus impudicus</i>	1
<i>Phellodon niger</i>	1
<i>Phlegmacium aurilicis</i>	1
<i>Phlegmacium caesiocortinatum</i>	1
<i>Phlegmacium caligatum</i>	6
<i>Phlegmacium percome</i>	1
<i>Phlegmacium violaceoserrulatum</i>	1
<i>Phloeomana alba</i>	3
<i>Phloeomana hiemalis</i>	1
<i>Pholiota brunnescens</i>	1
<i>Pholiota gummosa</i>	2
<i>Pholiota lenta</i>	1
<i>Pholiota populnea</i>	2
<i>Pisolithus albus</i>	1
<i>Pisolithus arenarius</i>	1
<i>Pisolithus arhizus</i>	1
<i>Pleurotus dryinus</i>	1
<i>Pleurotus eryngii</i>	3
<i>Psathyrella ammophila</i>	2
<i>Psathyrella bipellis</i>	2
<i>Pseudohydropus floccipes</i>	2
<i>Pseudosperma arenicola</i>	3
<i>Pseudosperma melliolens</i>	2

Especies	Nº
<i>Pseudosperma perlatum</i>	1
<i>Pseudosperma rimosum</i>	1
<i>Psilocybe coronilla</i>	16
<i>Pycnoporellus fulgens</i>	2
<i>Ramaria apiculata</i>	1
<i>Ramaria cedretorum</i>	1
<i>Ramaria flava</i>	1
<i>Ramaria fumigata</i>	1
<i>Ramaria gracilis</i>	3
<i>Ramaria magnifica</i>	1
<i>Ramaria sanguinea</i>	1
<i>Ramaria stricta</i>	2
<i>Ramariopsis pulchella</i>	1
<i>Resupinatus trichotis</i>	1
<i>Rheubarbariboletus armeniacus</i>	1
<i>Rheubarbariboletus persicolor</i>	1
<i>Rhizopogon luteolus</i>	1
<i>Rhizopogon occidentalis</i>	1
<i>Rhizopogon roseolus</i>	4
<i>Rhodocollybia butyracea</i>	6
<i>Rhodocollybia maculata</i>	3
<i>Rhodophana nitellina</i>	2
<i>Rickenella fibula</i>	12
<i>Russula acrifolia</i>	11
<i>Russula adusta</i>	1
<i>Russula albonigra</i>	1
<i>Russula amoenicolor</i>	1
<i>Russula amoenolens</i>	1
<i>Russula anthracina</i>	2

Especies	Nº
<i>Russula aurea</i>	5
<i>Russula caerulea</i>	4
<i>Russula cessans</i>	3
<i>Russula chloroides</i>	11
<i>Russula cistoadelphica</i>	17
<i>Russula cyanoxantha</i>	2
<i>Russula decipiens</i>	4
<i>Russula delica</i>	3
<i>Russula foetens</i>	2
<i>Russula graveolens</i>	13
<i>Russula ilicis</i>	1
<i>Russula insignis</i>	1
<i>Russula melliolens</i>	2
<i>Russula monspeliensis</i>	3
<i>Russula parodorata</i>	3
<i>Russula persicina</i>	3
<i>Russula praetervisa</i>	8
<i>Russula puellaris</i>	1
<i>Russula recondita</i>	1
<i>Russula risigallina</i>	6
<i>Russula sanguinea</i>	19
<i>Russula straminea</i>	2
<i>Russula torulosa</i>	5
<i>Russula wernerii</i>	3
<i>Russula xerampelina</i>	19
<i>Sarcodon squamosus</i>	2
<i>Schizophyllum commune</i>	3
<i>Scleroderma areolatum</i>	1
<i>Scleroderma cepa</i>	4

Especies	Nº
<i>Scleroderma meridionale</i>	2
<i>Scleroderma polyrhizum</i>	2
<i>Scleroderma verrucosum</i>	12
<i>Sphaerobolus stellatus</i>	4
<i>Spinellus fusiger</i>	1
<i>Spodocybe collina</i>	4
<i>Spodocybe fontqueri</i>	4
<i>Stereum gausapatum</i>	1
<i>Stereum hirsutum</i>	6
<i>Stereum ochraceoflavum</i>	3
<i>Stereum sanguinolentum</i>	1
<i>Stropharia aeruginosa</i>	1
<i>Suillellus mendax</i>	1
<i>Suillus bellinii</i>	1
<i>Suillus collinitus</i>	29
<i>Suillus granulatus</i>	8
<i>Suillus luteus</i>	2
<i>Suillus mediterraneensis</i>	8
<i>Suillus variegatus</i>	2
<i>Tapinella atrotoomentosa</i>	2
<i>Tapinella panuoides</i>	8
<i>Thelephora terrestris</i>	1
<i>Torrendiella ciliata</i>	1
<i>Tremella mesenterica</i>	2
<i>Trichaptum fuscoviolaceum</i>	4
<i>Trichoderma pulvinatum</i>	2
<i>Tricholoma albobrunneum</i>	1
<i>Tricholoma album</i>	2
<i>Tricholoma atosquamosum</i>	3

Especies	Nº
<i>Tricholoma batschii</i>	2
<i>Tricholoma caligatum</i>	7
<i>Tricholoma equestre</i>	9
<i>Tricholoma focale</i>	1
<i>Tricholoma joachimii</i>	1
<i>Tricholoma orirubens</i>	2
<i>Tricholoma portentosum</i>	4
<i>Tricholoma psammopus</i>	3
<i>Tricholoma quercetorum</i>	1
<i>Tricholoma saponaceum</i>	5
<i>Tricholoma scalpturatum</i>	1
<i>Tricholoma sudum</i>	1
<i>Tricholoma sulphureum</i>	2
<i>Tricholoma terreum</i>	17
<i>Tricholoma triste</i>	4
<i>Tricholoma virgatum</i>	1
<i>Tricholoma viridilutescens</i>	5
<i>Tricholomopsis rutilans</i>	3
<i>Tubaria cistophila</i>	1
<i>Tubaria dispersa</i>	1
<i>Tubaria furfuracea</i>	2
<i>Tulostoma brumale</i>	10
<i>Tulostoma cretaceum</i>	2
<i>Volvariella murinella</i>	1
<i>Xerocomellus pruinatus</i>	1
<i>Xerocomellus redeuilhii</i>	5
<i>Xerocomus subtomentosus</i>	2
<i>Xerophorus olivascens</i>	1
<i>Xerula pudens</i>	1

Especies	Nº
<i>Xylaria sicala</i>	6
<i>Zhuliangomyces illinitus</i>	3

1.607



PONENCIAS

5.1. Bridging Fungal Worlds: Comparative Observations of the Fungal Diversity Between Two Shores of the Mediterranean, Algeria and Valencia (Spain)

Souhila Aouali, Forest pathology and mycology laboratory, Forest Research National Institute, Algiers, Algeria

Abstract

This paper presents a global comparison between Valencian and Algerian fungal diversity, following my participation as a scientific coordinator to the European Confederation of Mediterranean Mycology (CEMM) XXXth Congress, which was held in Benicàssim (Spain) from October 27 to November 2, 2024. This experience was defined by a dual contribution: on one hand, my active involvement in the identification of local fungal species alongside mycologists from various countries, and on the other, the delivery of a two hours conference on the richness and particularities of the Algerian mycology. This congress offered a unique opportunity to compare the fungal diversity of two Mediterranean regions, through the shared perspectives of participants, field sampling and identification efforts, and scientific discussions. This article provides a reflection on this enriching scientific experience, while highlighting the macrofungal ecological and taxonomical similarities and contrasts observed between both countries.

Keywords: Basidiomycota; Ascomycota; Biogeography; Taxonomic structure; Trophic guilds

1. Introduction

Algeria and Spain, although situated on opposite sides of the Mediterranean Sea, share a geological heritage dating back to Pangaea, a historical link that shaped their present-day ecological similarities and contrasts (Talmat et al., 2025; Etheve et al., 2016). Algeria, a vast North African country, extends from the Mediterranean coast to the Saharan borders, encompassing diverse bioclimatic zones from temperate Mediterranean in the north to arid desert in the south (Meddad-Hamza et al., 2017; Amel & Noury, 2022; Ahlem & Ourida, 2025). Spain, in southwestern Europe, exhibits a complex climatic mosaic, ranging from the Atlantic oceanic climate in the north to Mediterranean and semi-arid conditions in the southeast (Camuera et al., 2022; Falquina et al., 2022; Lorente et al., 2024; Beguería et al., 2025).

These environmental contrasts strongly influence ecosystem dynamics and biodiversity distribution. In Spain, northern temperate forests harbor high fungal diversity, particularly ectomycorrhizal basidiomycetes (González-Olabarria et al., 2015), whereas Mediterranean regions, with pronounced seasonality and summer droughts, experience restricted fruiting periods (Ortega & Lorite, 2007). Spain also benefits from a long tradition of applied mycology, with extensive forest fungi studies, especially in humid northern zones. By contrast, Algeria's mycological knowledge is still emerging (Aouali et al., 2014), and many regions, particularly the Tell forests and semi-arid ecosystems, remain largely underexplored.

Comparing the mycological contexts of these two countries provides a unique opportunity to understand how environmental conditions shape fungal diversity, while emphasizing the need to intensify research in underexplored regions such as Algeria. This paper presents a comparative analysis of macrofungi from Algeria and Valencia (Spain), based on collaboratively collected field data and morpho-ecological observations from the CEMM congress participants, complemented by recent literature. The study aims to highlight both similarities and specificities in macrofungal diversity across the Mediterranean, providing comparative insights into fungal distribution and richness. Although Algeria and the Valencian region share broadly similar Mediterranean climatic and ecological conditions, the Iberian Peninsula benefits from a long-standing tradition of macrofungal research and systematic inventories, whereas Algeria still exhibits

substantial gaps in long-term documentation. This imbalance likely contributes to the observed differences in recorded macrofungal diversity; thus, the absence of certain species from Algerian checklists should not be interpreted as true absence, but rather as an indication that many taxa remain undiscovered or under-reported. Significant macrofungal diversity in Algeria remains to be revealed through sustained monitoring and collaborative research.

This work also draws on my personal experience as a forest mycologist, actively participating in field surveys and identifications on both sides of the Mediterranean. These field prospections, combined with interactions with international mycologists, provided invaluable insights into Mediterranean and European mycology and reinforced the importance of cross-border scientific collaboration for the valorization of regional fungal biodiversity.

The congress coincided with exceptionally adverse weather, including heavy rainfall and flooding in the Valencia region, which prevented the completion of some planned field surveys. Despite these constraints, the collected data provide a meaningful contribution to understanding macrofungal diversity under variable Mediterranean conditions.

2. Material & Methods

2.1. Field prospections

The field surveys carried out as part of the Congress activities, took place in three major sites in the Valencia region: the Desert de Las Palmas Natural Park, the Sierra de Espadán Natural Park, and the Peñagolosa Natural Park. Each of these protected areas has distinct ecological characteristics that influenced the composition of the macrofungi species. The Desert de Las Palmas Natural Park, despite its name, is a Mediterranean pre-coastal massif with xerophilous vegetation, composed of *Pinus halepensis*, maquis, and garrigues; the conditions are drier, but several saprotrophic and thermophilic species could be observed, particularly on dead wood and litter (Laguna et al., 2003). The Sierra de Espadán Natural Park, dominated by forests of *Quercus suber* (cork oak) and *Pinus pinaster*, offers an environment favorable to the development of diverse species of macrofungi (Sanchis & Crespo, 2018). Finally, the Peñagolosa Natural Park, characterized by its higher altitude (over 1,800 m), is home to formations of *Pinus sylvestris* and *Abies pinsapo*, providing a mountain context conducive to a temperate to subalpine macrofungal species (Torrejón, 2005; Garrido et al., 2025). The surveys made it possible not only to collect rich and varied fungal material, but also to better understand the influence of altitude, substrate and humidity gradients on the macrofungal species distribution.

Sampling was conducted during 2–3-hour morning field sessions, with participants dispersing in different directions across each site to maximize coverage. Upon returning to the workspace, participants processed the collected specimens, performing identifications and cataloging them in the congress database.

2.2. Species identification and cataloging

The collected fungal material was described using the method proposed by Courtecuisse and Duhem (1994). This method is widely used and is based primarily on the study of morphological and microscopic characters, as well as ecological data collected in the field. Several specialized mycological books and guides were used, including Eyssartier and Roux (2011) and Petersen & Vesterholt (2008).

Identifications were consolidated through discussions and comparisons with the conference's mycological experts. The species thus identified are cataloged in the conference species list and classified according to their order, family, and genus.



Figure (1): Some aspects of integrated workflow for field sampling (A & B), laboratory identification (C), verification of identifications and cataloguing of specimens collected by all participants (D). (B, C and D © 2024 SOMIVAL; Photographer: Nacho Canós).

2.3. Macrofungal data analysis

Specific and functional analysis of the recorded species during the congress

The recorded macrofungal dataset was analysed to characterise both its specific (taxonomic) composition and functional structure. For the specific analysis, all identified taxa were classified hierarchically into phylum, order, family, and genus in order to describe the overall taxonomic composition of the assemblage. In parallel, a functional guild analysis was performed to assess the ecological roles represented within the dataset. Each species was assigned to a trophic guild (e.g. saprotroph, symbiotroph, parasite) based on published ecological information (<https://www.funguild.org/>), and the relative proportions of these guilds were calculated to describe the functional profile of the community.

Jaccard similarity index between surveyed locations

The similarity in species composition between sites was assessed using the Jaccard similarity index (Jaccard, 1901), based on presence/absence data. This index quantifies the proportion of species shared by two communities relative to the total number of species recorded. It was calculated according to the following formula:

$$J = C / (S1+S2)-C$$

where

C is the number of species common to both sites,

$S1$ is the total number of species recorded at site 1,

$S2$ is the total number of species recorded at site 2.

The index ranges from 0 (no species in common) to 1 (identical species composition). The Jaccard index is widely used for comparing biological inventories and provides a robust measure of compositional similarity between sites independently of species abundances.

Comparative Analysis of Macrofungal Diversity in Algeria and Valencia

The comparison of macrofungal diversity between Algeria and Valencia was based on a dual approach combining field data collected during the congress and consolidated bibliographic sources. On the one hand, field collections were carried out within the framework of the congress, during scientific excursions organized across different forest formations. These surveys allowed the direct observation, collection, and identification of several macromycete species. In addition, particular attention was given to species that I encountered for the first time, for which detailed morphological descriptions were provided, supported by illustrations and microscopic observations. On the other hand, the collected data were compared with those from the Catalogue of Mushrooms of Algeria (Keddad & Bouznad, 2019), which compiles all inventories and reports conducted in various regions of Algeria from 1799 to 2017, as well as more recent inventories (Aouali et al., 2014, 2018; Youcef-Khodja, 2021; Aouali, 2021). The comparison considered the most represented families, genera, and species, along with their ecological affinities and fruiting phenology. This approach made it possible to

identify both similarities reflecting a shared Mediterranean bioclimatic influence and differences related to ecosystem specificities, sampling effort, and the conservation status of forest habitats in each country.

3. Results & Discussion

3.1. Number and list of species collected during the congress

The table (1) summarizes the number of species collected by all participants, during the congress and the number of shared species between the 3 surveyed Natural Parks. Based on Table (1), field surveys conducted in San Juan de Peñagolosa Natural Park yielded the highest number of recorded species, followed by Sierra de Espadán Natural Park, and then Desert de Las Palmas Natural Park. The list of collected species is presented in table (2).

Table (1): Number of species collected during the congress, and shared species between locations.

Location	Desert de Las Palmas Natural Park	Peñagolosa Natural Park	Sierra de Espadán Natural Park	Other
Number of collected species	120	262	188	64
Number of shared species	32			
Total collected species in the 3 natural parks	399*			
Total number of collected species during the congress	463			

(*): number of species used for the calculation of the Jaccard index.

Taxonomic and functional composition analysis of the recorded macrofungi species

Taxonomic analysis

Based on the list provided by SOMIVAL, the macrofungal assemblage recorded during the congress comprised a total of 463 species, distributed across 183 genera and 84 families and 24 orders, spanning 3 phyla. The taxonomic analysis revealed a strong dominance of Basidiomycota, which accounted for 441 species, representing 95.2% of the total recorded taxa (Figure 2). Ascomycota were represented by 21 species (4.5%), while Mucoromycota were marginally present, with only one species (0.2%).

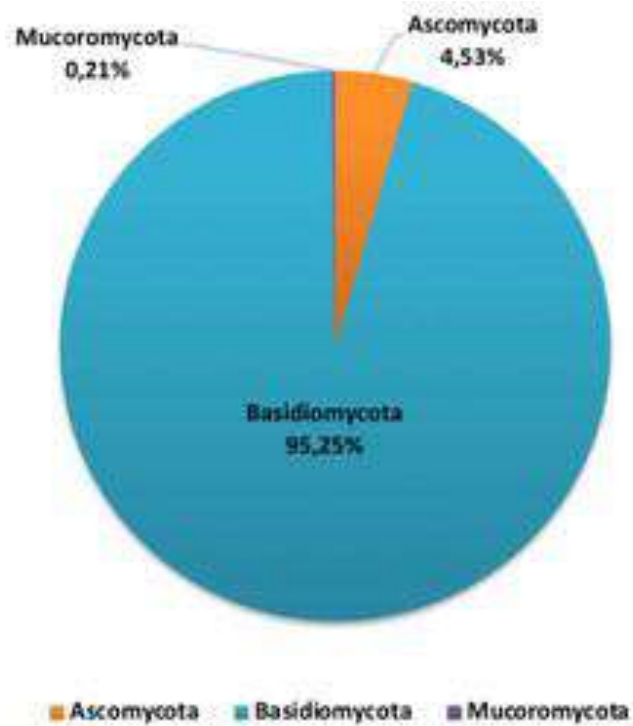


Figure (2): Taxonomic composition of macrofungal species recorded during the congress.



Table (2): List of recorded species during the congress (collected and identified by all participants, and cataloged by SOMIVAL), and common species with Algeria based on Keddad & Bouznad (2019).

Species	Phylum	Recorded in Algeria	Species	Phylum	Recorded in Algeria
<i>Abortiporus biennis</i> , (Bull.) Singer	Basidiomycota	Yes	<i>Aleurodiscus disciformis</i> , (DC.) Pat.	Basidiomycota	
<i>Agaricus arvensis</i> , Schaeff.	Basidiomycota	Yes	<i>Amanita caesarea</i> , (Scop.) Pers.	Basidiomycota	Yes
<i>Agaricus bitorquis</i> , (Quél.) Sacc.	Basidiomycota		<i>Amanita citrina</i> , Pers.	Basidiomycota	Yes
<i>Agaricus boisseletii</i> , Heinem.	Basidiomycota		<i>Amanita muscaria</i> , (L.) Lam.	Basidiomycota	Yes
<i>Agaricus brunneolus</i> , (J.E. Lange) Pilát	Basidiomycota		<i>Amanita ovoidea</i> , (Bull.) Link	Basidiomycota	Yes
<i>Agaricus campestris</i> , L.	Basidiomycota	Yes	<i>Amanita pantherina</i> , (DC.) Krombh.	Basidiomycota	Yes
<i>Agaricus cupreobrunneus</i> , (Jul. Schäff. & Steer) Pilát	Basidiomycota		<i>Amanita phalloides</i> , (Vail. ex Fr.) Link	Basidiomycota	Yes
<i>Agaricus dulcidulus</i> , Schulzer	Basidiomycota		<i>Amanita proxima</i> , Dumée	Basidiomycota	
<i>Agaricus impudicus</i> , (Rea) Pilát	Basidiomycota		<i>Amanita rubescens</i> , Pers.	Basidiomycota	Yes
<i>Agaricus iodosmus</i> , Heinem.	Basidiomycota		<i>Amanita strobiliformis</i> , (Paulet ex Vittad.) Bertill.	Basidiomycota	Yes
<i>Agaricus moelleri</i> , Wasser	Basidiomycota	Yes	<i>Amaropostia stiptica</i> , (Pers.) B.K. Cui, L.L. Shen & Y.C. Dai	Basidiomycota	
<i>Agaricus pseudopratensis</i> , (Bohus) Wasser	Basidiomycota		<i>Apiospora montagnei</i> , Sacc.	Ascomycota	
<i>Agaricus sylvaticus</i> , Schaeff.	Basidiomycota	Yes	<i>Apiospora sphaerosperma</i> , (Pers.) Pintos & P. Alvarado	Ascomycota	
<i>Agaricus sylvicola</i> , (Vittad.) Peck	Basidiomycota	Yes	<i>Armillaria mellea</i> , (Vahl) P. Kumm.	Basidiomycota	Yes
<i>Agaricus xanthodermus</i> , Genev.	Basidiomycota	Yes	<i>Arrhenia rickenii</i> , (Hora) Watling	Basidiomycota	Yes
<i>Agrocybe molesta</i> , (Lasch) Singer	Basidiomycota		<i>Ascobolus furfuraceus</i> , Pers.	Ascomycota	
<i>Agrocybe vervacti</i> , (Fr.) Singer	Basidiomycota	Yes	<i>Astraeus hygrometricus</i> , (Pers.) Morgan	Basidiomycota	Yes
<i>Albatrellopsis confluens</i> , (Alb. & Schwein.) Teixeira	Basidiomycota		<i>Astraeus telleriae</i> , M.P. Martín, Phosri & Watling	Basidiomycota	
<i>Albatrellus subrubescens</i> , (Murrill) Pouzar	Basidiomycota		<i>Atheniella flavoalba</i> , (Fr.) Redhead, Moncalvo, Vilgalys, Desjardin & B	Basidiomycota	Yes
<i>Atractosporocybe inornata</i> , (Sowerby) P. Alvarado, G. Moreno & Vizzi	Basidiomycota		<i>Clathrus ruber</i> , P. Micheli ex Pers.	Basidiomycota	Yes
<i>Auricularia cerrina</i> , Kout, Hejl & Kalián	Basidiomycota		<i>Clavaria fragilis</i> , Holmsk.	Basidiomycota	
<i>Auricularia mesenterica</i> , (Dicks.) Pers.	Basidiomycota	Yes	<i>Clavariadelphus pistillaris</i> , (L.) Donk	Basidiomycota	
<i>Auriscalpium vulgare</i> , Gray	Basidiomycota		<i>Clavariadelphus truncatus</i> , Donk	Basidiomycota	
<i>Baeospora myosura</i> , (Fr.) Singer	Basidiomycota		<i>Clavulina coralloides</i> , (L.) J. Schröt.	Basidiomycota	
<i>Bolbitius titubans</i> , (Bull.) Fr.	Basidiomycota	Yes	<i>Clavulina rugosa</i> , (Bull.) J. Schröt.	Basidiomycota	

Species	Phylum	Recorded in Algeria	Species	Phylum	Recorded in Algeria
<i>Boletopsis mediterraneensis</i> , G. Moreno, Carlavilla, Bellanger, Olaria	Basidiomycota		<i>Clavulinopsis helvola</i> , (Pers.) Corner	Basidiomycota	
<i>Bovista aestivalis</i> , (Bonord.) Demoulin	Basidiomycota	Yes	<i>Cleistocybe carneogrisea</i> , (Malençon) Vizzini	Basidiomycota	
<i>Bovista plumbea</i> , Pers.	Basidiomycota	Yes	<i>Clitocybe cistophila</i> , Bon & Contu	Basidiomycota	
<i>Byssomerulius corium</i> , (Pers.) Parmasto	Basidiomycota	Yes	<i>Clitocybe diatreta</i> , (Fr.) P. Kumm.	Basidiomycota	
<i>Calonarius cedretorum</i> , (Maire) Niskanen & Liimat.	Basidiomycota	Yes	<i>Clitocybe fimiphila</i> , Contu	Basidiomycota	
<i>Calonarius odorifer</i> , (Britzelm.) Niskanen & Liimat.	Basidiomycota	Yes	<i>Clitocybe fragrans</i> , (With.) P. Kumm.	Basidiomycota	
<i>Calvatia cyathiformis</i> , (Bosc) Morgan	Basidiomycota	Yes	<i>Clitocybe mediterranea</i> , (Vizzini, Contu & Musumeci) E. Ludw.	Basidiomycota	
<i>Candolleomyces candolleanus</i> , (Fr.) D. Wächt. & A. Melzer	Basidiomycota	Yes	<i>Clitocybe metachroa</i> , (Fr.) P. Kumm.	Basidiomycota	Yes
<i>Cantharellus alborufescens</i> , (Malençon) Papetti & S. Alberti	Basidiomycota	Yes	<i>Clitocybe odora</i> , (Bull.) P. Kumm.	Basidiomycota	Yes
<i>Cantharellus pallens</i> , Pilát	Basidiomycota		<i>Clitocybe phaeophthalma</i> , (Pers.) Kuyper	Basidiomycota	Yes
<i>Chalciporus piperatus</i> , (Bull.) Bataille	Basidiomycota		<i>Clitocybe phyllophila</i> , (Pers.) P. Kumm.	Basidiomycota	Yes
<i>Chroogomphus fulmineus</i> , (R. Heim) Courtec.	Basidiomycota		<i>Clitocybe rivulosa</i> , (Pers.) P. Kumm.	Basidiomycota	Yes
<i>Chroogomphus mediterraneus</i> , (Finschow) Vila, Pérez-De-Greg. & G.	Basidiomycota		<i>Clitocybe truncicola</i> , (Peck) Sacc.	Basidiomycota	
<i>Chroogomphus subfulmineus</i> , Niskanen, Loizides, Scambler & Liimat	Basidiomycota		<i>Clitocybe vibecina</i> , (Fr.) Quél.	Basidiomycota	
<i>Cistella acuum</i> , (Alb. & Schwein.) Svrček	Ascomycota		<i>Clitopilus cystidiatus</i> , Hauskn. & Noordel.	Basidiomycota	
<i>Clitopilus geminus</i> , (Paulet) Noordel. & Co-David	Basidiomycota	Yes	<i>Craterellus lutescens</i> , (Fr.) Fr.	Basidiomycota	
<i>Coccomyces delta</i> , (Kunze) Sacc.	Ascomycota		<i>Crepidotus cesatii</i> , (Rabenh.) Sacc.	Basidiomycota	Yes
<i>Collybiopsis peronata</i> , (Bolton) R.H. Petersen	Basidiomycota		<i>Crepidotus subfulviceps</i> , (Murrill) Aime	Basidiomycota	
<i>Collybiopsis quercophila</i> , (Pouzar) R.H. Petersen	Basidiomycota		<i>Crinipellis scabella</i> , (Alb. & Schwein.) Murrill	Basidiomycota	Yes
<i>Collybiopsis ramealis</i> , (Bull.) Millsp.	Basidiomycota		<i>Crinipellis subtomentosa</i> , (Peck) Singer	Basidiomycota	
<i>Coprinellus disseminatus</i> , (Pers.) J.E. Lange	Basidiomycota	Yes	<i>Crucibulum laeve</i> , (Huds.) Kambly	Basidiomycota	Yes
<i>Coprinopsis lagopus</i> , (Fr.) Redhead, Vilgalys & Moncalvo	Basidiomycota	Yes	<i>Cryptomarasmius corbariensis</i> , (Roum.) T.S. Jenkinson & Desjardin	Basidiomycota	
<i>Coprinopsis nivea</i> , (Pers.) Redhead, Vilgalys & Moncalvo	Basidiomycota		<i>Cuphophyllum pratensis</i> , (Pers.) Bon	Basidiomycota	

Species	Phylum	Recorded in Algeria	Species	Phylum	Recorded in Algeria
<i>Coprinopsis picacea</i> , (Bull.) Redhead, Vilgalys & Moncalvo	Basidiomycota	Yes	<i>Cuphophyllus virgineus</i> , (Wulfen) Kovalenko	Basidiomycota	Yes
<i>Coprinus comatus</i> , (O.F. Müll.) Pers.	Basidiomycota	Yes	<i>Cyathus ibericus</i> , J.C. Zamora & Poveda-Molero	Basidiomycota	
<i>Coprinus pinetorum</i> , G. Moreno, Carlavilla, Heykoop & Manjón	Basidiomycota		<i>Cyathus olla</i> , (Batsch) Pers.	Basidiomycota	Yes
<i>Coprinus xerophilus</i> , Bogart	Basidiomycota		<i>Cyclocybe cylindracea</i> , (DC.) Vizzini & Angelini	Basidiomycota	Yes
<i>Cortinarius anfractoides</i> , Rob. Henry & Trescol	Basidiomycota		<i>Cystoderma amianthinum</i> , (Scop.) Fayod	Basidiomycota	Yes
<i>Cortinarius bergeronii</i> , (Melot) Melot	Basidiomycota		<i>Cystoderma jasonis</i> , (Cooke & Massee) Harmaja	Basidiomycota	
<i>Cortinarius croceus</i> , (Schaeff.) Gray	Basidiomycota		<i>Cystodermella adnatifolia</i> , (Peck) Harmaja	Basidiomycota	
<i>Cortinarius duracinus</i> , Fr.	Basidiomycota		<i>Cystodermella cinnabarina</i> , (Alb. & Schwein.) Harmaja	Basidiomycota	Yes
<i>Cortinarius infractus</i> , (Pers.) Fr.	Basidiomycota	Yes	<i>Cystodermella granulosa</i> , (Batsch) Harmaja	Basidiomycota	Yes
<i>Cortinarius strenuipes</i> , Rob. Henry	Basidiomycota		<i>Cystodermella terryi</i> , (Berk. & Broome) Bellù	Basidiomycota	
<i>Cortinarius subturbulosus</i> , Kizlik & Trescol	Basidiomycota		<i>Cystolepiota seminuda</i> , (Lasch) Bon	Basidiomycota	Yes
<i>Cortinarius trivialis</i> , J.E. Lange	Basidiomycota	Yes	<i>Desarmillaria tabescens</i> , (Scop.) R.A. Koch & Aime	Basidiomycota	Yes
<i>Cortinarius violaceus</i> , (L.) Gray	Basidiomycota		<i>Dichomitus squalens</i> , (P. Karst.) D.A. Reid	Basidiomycota	
<i>Dothiora oleae</i> , (DC.) Crous	Ascomycota		<i>Geastrum rufescens</i> , Pers.	Basidiomycota	Yes
<i>Entoloma byssisedum</i> , (Pers.) Donk	Basidiomycota		<i>Geastrum smardae</i> , V.J. Staněk	Basidiomycota	
<i>Entoloma corvinum</i> , (Kühner) Noordel.	Basidiomycota		<i>Geoglossum cookeanum</i> , Nannf. ex Minter & P.F. Cannon	Ascomycota	
<i>Entoloma incanum</i> , (Fr.) Hesler	Basidiomycota		<i>Gloeophyllum sepiarium</i> , (Wulfen) P. Karst.	Basidiomycota	
<i>Entoloma rusticoides</i> , (Gillet) Noordel.	Basidiomycota		<i>Gloeophyllum trabeum</i> , (Pers.) Murrill	Basidiomycota	
<i>Entoloma sericeum</i> , Quél.	Basidiomycota	Yes	<i>Gloiothele citrina</i> , (Pers.) Ginns & G.W. Freeman	Basidiomycota	
<i>Entoloma undatum</i> , (Gillet) M.M. Moser	Basidiomycota	Yes	<i>Gymnopilus penetrans</i> , (Fr.) Murrill	Basidiomycota	Yes
<i>Exidia glandulosa</i> , (Bull.) Fr.	Basidiomycota		<i>Gymnopilus suberis</i> , (Maire) Singer	Basidiomycota	Yes
<i>Exidia saccharina</i> , Fr.	Basidiomycota		<i>Gymnopus androsaceus</i> , (L.) Della Magg. & Trassin.	Basidiomycota	
<i>Flammulina velutipes</i> , (Curtis) Singer	Basidiomycota	Yes	<i>Gymnopus aquosus</i> , (Bull.) Antonín & Noordel.	Basidiomycota	
<i>Fomitopsis pinicola</i> , (Sw.) P. Karst.	Basidiomycota	Yes	<i>Gymnopus brassicolens</i> , (Romagn.) Antonín & Noordel.	Basidiomycota	
<i>Fuscoporia torulosa</i> , (Pers.) T. Wagner & M. Fisch.	Basidiomycota	Yes	<i>Gymnopus dryophilus</i> , (Bull.) Murrill	Basidiomycota	Yes
<i>Fuscopostia fragilis</i> , (Fr.) B.K. Cui, L.L. Shen & Y.C. Dai	Basidiomycota		<i>Gymnopus impudicus</i> , (Fr.) Antonín	Basidiomycota	
<i>Galerina badipes</i> , (Pers.) Kühner	Basidiomycota	Yes	<i>Gymnopus inusitatus</i> , (Vila & Llimona) Vila & Llimona	Basidiomycota	
<i>Galerina marginata</i> , (Batsch) Kühner	Basidiomycota	Yes	<i>Gyroporus castaneus</i> , (Bull.) Quél.	Basidiomycota	Yes

pecies	Phylum	Recorded in Algeria	Species	Phylum	Recorded in Algeria
<i>Ganoderma adpersum</i> , (Schulzer) Donk	Basidiomycota		<i>Hapalopilus rutilans</i> , (Pers.) Murrill	Basidiomycota	
<i>Ganoderma lucidum</i> , (Curtis) P. Karst.	Basidiomycota	Yes	<i>Hebeloma cistophilum</i> , Maire	Basidiomycota	Yes
<i>Gastropila fragilis</i> , (Lév.) Homrich & J.E. Wright	Basidiomycota		<i>Hebeloma crustuliniforme</i> , (Bull.) Quél.	Basidiomycota	Yes
<i>Geastrum elegans</i> , Vittad.	Basidiomycota		<i>Hebeloma cylindrosporum</i> , Romagn.	Basidiomycota	
<i>Geastrum fimbriatum</i> , Fr.	Basidiomycota		<i>Hebeloma laterinum</i> , (Batsch) Vesterh.	Basidiomycota	Yes
<i>Geastrum granulorum</i> , Fuckel	Basidiomycota		<i>Hebeloma mesophaeum</i> , (Pers.) Quél.	Basidiomycota	Yes
<i>Geastrum michelianum</i> , (Sacc.) W.G. Sm.	Basidiomycota	Yes	<i>Hebeloma quercetorum</i> , Quadr.	Basidiomycota	
<i>Geastrum quadrifidum</i> , Pers.	Basidiomycota		<i>Hebeloma sarcophyllum</i> , (Peck) Sacc.	Basidiomycota	Yes
<i>Hebeloma sinapizans</i> , (Paulet) Gillet	Basidiomycota	Yes	<i>Hygrophorus leucophaeo-ilicis</i> , Bon & Chevassut	Basidiomycota	
<i>Hebeloma subtortum</i> , P. Karst.	Basidiomycota		<i>Hygrophorus limacinus</i> , (Scop.) Fr.	Basidiomycota	
<i>Helvella crispa</i> , (Scop.) Fr.	Ascomycota	Yes	<i>Hygrophorus penarioides</i> , Jacobsson & E. Larss	Basidiomycota	
<i>Hemileccinum impositum</i> , (Fr.) Šutara	Basidiomycota	Yes	<i>Hygrophorus pinophilus</i> , (Fr.) Fr.	Basidiomycota	
<i>Hemimycena hirsuta</i> , (Tode) Singer	Basidiomycota		<i>Hygrophorus roseodiscoideus</i> , Bon & Chevassut	Basidiomycota	
<i>Hemimycena lactea</i> , (Pers.) Singer	Basidiomycota		<i>Hygrophorus russula</i> , (Schaeff. ex Fr.) Kauffman	Basidiomycota	Yes
<i>Hohenbuehelia petaloides</i> , (Bull.) Schulzer	Basidiomycota		<i>Hymenoscyphus fructigenus</i> , (Bull.) Gray	Basidiomycota	
<i>Hortiboletus engelii</i> , (Hlaváček) Biketova & Wasser	Basidiomycota		<i>Hypholoma fasciculare</i> , (Huds.) P. Kumm.	Basidiomycota	Yes
<i>Hydnellum ferrugineum</i> , (Fr.) P. Karst.	Basidiomycota		<i>Hypocopra merdaria</i> , (Fr.) J. Kickx f.	Ascomycota	
<i>Hydnellum scabrosum</i> , (Fr.) E. Larss., K.H. Larss. & Kõljalg	Basidiomycota		<i>Hypoderma hederæ</i> , (T. Nees ex Mart.) De Not.	Ascomycota	Yes
<i>Hydnum pallidum</i> , Raddi	Basidiomycota		<i>Hypomyces chrysospermus</i> , Tul. & C. Tul.	Ascomycota	Yes
<i>Hydnum rufescens</i> , Pers.	Basidiomycota		<i>Hypomyces lateritius</i> , (Fr.) Tul. & C. Tul.	Ascomycota	
<i>Hygrocybe acutoconica</i> , (Clem.) Singer	Basidiomycota		<i>Ileodictyon gracile</i> , Berk.	Basidiomycota	
<i>Hygrocybe conica</i> , (Schaeff.) P. Kumm.	Basidiomycota	Yes	<i>Infundibulicybe geotropa</i> , (Bull.) Harmaja	Basidiomycota	Yes
<i>Hygrophoropsis aurantiaca</i> , (Wulfen) Maire ex Martin-Sans	Basidiomycota		<i>Infundibulicybe meridionalis</i> , (Bon) Pérez-De-Greg.	Basidiomycota	
<i>Hygrophorus arbustivus</i> , Fr.	Basidiomycota		<i>Inocutis tamaricis</i> , (Pat.) Fiasson & Niemelä	Basidiomycota	Yes
<i>Hygrophorus chrysodon</i> , (Batsch) Fr.	Basidiomycota	Yes	<i>Inocybe asterospora</i> , Quél.	Basidiomycota	Yes
<i>Hygrophorus cossus</i> , (Sowerby) Fr.	Basidiomycota	Yes	<i>Inocybe dulcamara</i> , (Pers.) P. Kumm.	Basidiomycota	Yes
<i>Hygrophorus discoideus</i> , (Pers.) Fr.	Basidiomycota		<i>Inocybe geophylla</i> , P. Kumm.	Basidiomycota	Yes
<i>Hygrophorus gliocyclus</i> , Fr.	Basidiomycota		<i>Inocybe griseolilacina</i> , J.E. Lange	Basidiomycota	

Species	Phylum	Recorded in Algeria	Species	Phylum	Recorded in Algeria
<i>Hygrophorus glutiniceps</i> , C.Q. Wang & T.H. Li	Basidiomycota		<i>Inocybe tarda</i> , Kühner	Basidiomycota	
<i>Hygrophorus hypothejus</i> , (Fr.) Fr.	Basidiomycota		<i>Inocybe tenebrosa</i> , Quél.	Basidiomycota	
<i>Laccaria laccata</i> , (Scop.) Cooke	Basidiomycota	Yes	<i>Lepiota griseovirens</i> , Maire	Basidiomycota	Yes
<i>Lacrymaria lacrymabunda</i> , (Bull.) Pat.	Basidiomycota	Yes	<i>Lepiota lilacea</i> , Bres.	Basidiomycota	Yes
<i>Lactarius atlanticus</i> , Bon	Basidiomycota	Yes	<i>Lepiota oreadiformis</i> , Velen.	Basidiomycota	
<i>Lactarius azonites</i> , (Bull.) Fr.	Basidiomycota		<i>Lepiota phaeodisca</i> , (Bellù) Contu & Luigi Curreli	Basidiomycota	
<i>Lactarius chrysorrheus</i> , Fr.	Basidiomycota	Yes	<i>Lepiota subincarnata</i> , J.E. Lange	Basidiomycota	
<i>Lactarius controversus</i> , Pers.	Basidiomycota		<i>Lepiota sublaevigata</i> , Bon & Boiffard	Basidiomycota	
<i>Lactarius decipiens</i> , Quél.	Basidiomycota		<i>Lepista nuda</i> , (Bull.) Cooke	Basidiomycota	Yes
<i>Lactarius deliciosus</i> , (L.) Gray	Basidiomycota		<i>Lepista sordida</i> , (Schumach.) Singer	Basidiomycota	
<i>Lactarius mediterraneensis</i> , Llistos. & Bellù	Basidiomycota		<i>Leucoagaricus cygneoaffinis</i> , (Pilát) P. Roux & Eyssart.	Basidiomycota	
<i>Lactarius pseudoscribiculatus</i> , Basso, Neville & Poumarat	Basidiomycota		<i>Leucoagaricus littoralis</i> , (Ménier) Bon & Boiffard	Basidiomycota	
<i>Lactarius sanguifluus</i> , (Paulet) Fr.	Basidiomycota	Yes	<i>Leucoagaricus medioflavoides</i> , Bon	Basidiomycota	
<i>Lactarius sanguifluus f. vinosus</i> , (Quél.) Lalli & Pacioni	Basidiomycota		<i>Leucoagaricus melanotrichus</i> , (Malençon & Bertault) Trimbach	Basidiomycota	
<i>Lactarius semisanguifluus</i> , R. Heim & Leclair	Basidiomycota		<i>Leucoagaricus subvolvatus</i> , (Malençon & Bertault) Bon	Basidiomycota	
<i>Lactifluus rugatus</i> , (Kühner & Romagn.) Verbeken	Basidiomycota	Yes	<i>Leucoagaricus viridarium</i> , G. Muñoz, A. Caball., Salom & Vizzini	Basidiomycota	
<i>Lactocollybia variicystis</i> , D.A. Reid & Eicker	Basidiomycota		<i>Leucocoprinus cepistipes</i> , (Sowerby) Pat.	Basidiomycota	
<i>Laetiporus sulphureus</i> , (Bull.) Murrill	Basidiomycota	Yes	<i>Leucocoprinus leucothites</i> , (Vittad.) Redhead	Basidiomycota	Yes
<i>Leccinellum lepidum</i> , (H. Bouchet ex Essette) Bresinsky & Manfr. Bin	Basidiomycota		<i>Leucopaxillus gentianeus</i> , (Quél.) Kotl.	Basidiomycota	
<i>Lentinellus micheneri</i> , (Berk. & M.A. Curtis) Pegler	Basidiomycota	Yes	<i>Leucopaxillus paradoxus</i> , (Costantin & L.M. Dufour) Boursier	Basidiomycota	
<i>Lentinus meridionalis</i> , (A. David) Jargeat, Corriol & J.-P. Chaumeton	Basidiomycota		<i>Limacella fumacea</i> , (Letell.) E.-J. Gilbert	Basidiomycota	
<i>Lepiota brunneoincarnata</i> , Chodat & C. Martín	Basidiomycota	Yes	<i>Lophodermium pinastri</i> , (Schröd.) Chevall.	Ascomycota	Yes
<i>Lepiota brunneolilacea</i> , Bon & Boiffard	Basidiomycota		<i>Lycoperdon dermoxanthum</i> , Vittad.	Basidiomycota	Yes
<i>Lepiota castanea</i> , Quél.	Basidiomycota	Yes	<i>Lycoperdon echinatum</i> , Pers.	Basidiomycota	
<i>Lepiota clypeolaria</i> , (Bull.) P. Kumm.	Basidiomycota	Yes	<i>Lycoperdon excipuliforme</i> , (Scop.) Pers.	Basidiomycota	Yes
<i>Lepiota cristata</i> , (Bolton) P. Kumm.	Basidiomycota	Yes	<i>Lycoperdon lividum</i> , Pers.	Basidiomycota	
<i>Lepiota elseae</i> , A. Caball., Vizzini, G. Muñoz & Contu	Basidiomycota		<i>Lycoperdon molle</i> , Pers.	Basidiomycota	
<i>Lepiota erminea</i> , (Fr.) P. Kumm.	Basidiomycota		<i>Lycoperdon perlatum</i> , Pers.	Basidiomycota	Yes

Species	Phylum	Recorded in Algeria	Species	Phylum	Recorded in Algeria
<i>Lepiota forquignonii</i> , Quél.	Basidiomycota		<i>Lycoperdon pratense</i> , Pers.	Basidiomycota	Yes
<i>Lyomyces crustosus</i> , (Pers.) P. Karst.	Basidiomycota		<i>Mycena metata</i> , (Secr. ex Fr.) P. Kumm.	Basidiomycota	
<i>Lyophyllum decastes</i> , (Fr.) Singer	Basidiomycota	Yes	<i>Mycena olivaceomarginata</i> , (Masse) Massee	Basidiomycota	
<i>Lyophyllum infumatum</i> , (Bres.) Kühner	Basidiomycota	Yes	<i>Mycena pseudocorticola</i> , Kühner	Basidiomycota	Yes
<i>Lyophyllum rhopalopodium</i> , Cléménçon	Basidiomycota		<i>Mycena pseudopicta</i> , (J.E. Lange) Kühner	Basidiomycota	
<i>Macrolepiota fuliginosa</i> , (Barla) Bon	Basidiomycota		<i>Mycena pura</i> , (Pers.) P. Kumm.	Basidiomycota	Yes
<i>Macrolepiota mastoidea</i> , (Fr.) Singer	Basidiomycota	Yes	<i>Mycena purpureofusca</i> , (Peck) Sacc.	Basidiomycota	
<i>Macrolepiota procera</i> , (Scop.) Singer	Basidiomycota	Yes	<i>Mycena sanguinolenta</i> , (Alb. & Schwein.) P. Kumm.	Basidiomycota	Yes
<i>Macrolepiota procera</i> var. <i>pseudo-olivascens</i> , Bellù & Lanzoni	Basidiomycota		<i>Mycena seynii</i> , Quél.	Basidiomycota	Yes
<i>Marasmiellus candidus</i> , (Fr.) Singer	Basidiomycota	Yes	<i>Mycena zephirus</i> , (Fr.) P. Kumm.	Basidiomycota	
<i>Marasmius epiphyllodes</i> , (Rea) Sacc. & Trotter	Basidiomycota	Yes	<i>Mycocalicium llimonae</i> , Hladun & D. Muñiz	Ascomycota	
<i>Marasmius epodius</i> , Bres.	Basidiomycota		<i>Myxarium nucleatum</i> , Wallr.	Basidiomycota	
<i>Marasmius oreades</i> , (Bolton) Fr.	Basidiomycota	Yes	<i>Neocercosporidium smilacis</i> , (Thüm.) U. Braun, C. Nakash., Videira &	Ascomycota	
<i>Marasmius ventalloi</i> , Singer	Basidiomycota		<i>Omphalotus olearius</i> , (DC.) Singer	Basidiomycota	Yes
<i>Marasmius wynneae</i> , Berk. & Broome	Basidiomycota		<i>Onnia tomentosa</i> , (Fr.) P. Karst.	Basidiomycota	
<i>Melanoleuca decembris</i> , Métrod ex Bon	Basidiomycota		<i>Otidea alutacea</i> , (Pers.) Massee	Ascomycota	Yes
<i>Melanoleuca graminicola</i> , (Velen.) Kühner & Maire	Basidiomycota		<i>Otidea bufonia</i> , (Pers.) Boud.	Ascomycota	
<i>Melanoleuca grammopodia</i> , (Bull.) Murrill	Basidiomycota	Yes	<i>Paragyromitra infula</i> , (Schaeff.) X.C. Wang & W.Y. Zhuang	Ascomycota	
<i>Melanoleuca melaleuca</i> , (Pers.) Murrill	Basidiomycota	Yes	<i>Paralepista flaccida</i> , (Sowerby) Vizzini	Basidiomycota	
<i>Melanoleuca rasilis</i> , (Fr.) Singer	Basidiomycota		<i>Paramarasmius mesosporus</i> , (Singer) Antonín, K. Hosaka & Kolařík	Basidiomycota	
<i>Melanophyllum haematospermum</i> , (Bull.) Kreisel	Basidiomycota		<i>Paxillus ammoniavirescens</i> , Contu & Dessi	Basidiomycota	
<i>Mycena amicta</i> , (Fr.) Quél.	Basidiomycota		<i>Peniophora quercina</i> , (Pers.) Cooke	Basidiomycota	
<i>Mycena capillaripes</i> , Peck	Basidiomycota	Yes	<i>Periconia lateralis</i> , Ellis & Everh.	Ascomycota	
<i>Mycena epipterygia</i> , (Scop.) Gray	Basidiomycota	Yes	<i>Phaeoclavulina abietina</i> , (Pers.) Giachini	Basidiomycota	
<i>Mycena epipterygia</i> var. <i>viscosa</i> , (Secr. ex Maire) Ricken	Basidiomycota		<i>Phaeoclavulina curta</i> , (Fr.) Giachini	Basidiomycota	
<i>Mycena erubescens</i> , Höhn.	Basidiomycota	Yes	<i>Phaeolus schweinitzii</i> , (Fr.) Pat.	Basidiomycota	
<i>Mycena galopus</i> , (Pers.) P. Kumm.	Basidiomycota	Yes	<i>Phaeomarasmius erinaceus</i> , (Fr.) Scherff. ex Romagn.	Basidiomycota	Yes

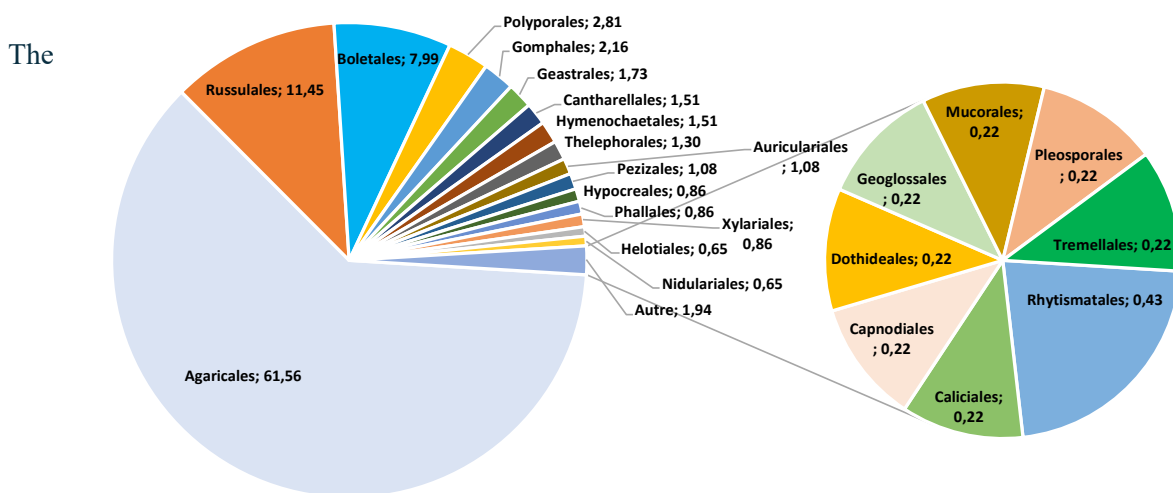
Species	Phylum	Recorded in Algeria	Species	Phylum	Recorded in Algeria
<i>Mycena leptcephala</i> , (Pers.) Gillet	Basidiomycota		<i>Phaeomarasmius rimulincola</i> , (Rabenh.) Scherff	Basidiomycota	Yes
<i>Mycena meliigena</i> , (Berk. & Cooke) Sacc.	Basidiomycota		<i>Phallus hadriani</i> , Vent.	Basidiomycota	Yes
<i>Phallus impudicus</i> , L.	Basidiomycota	Yes	<i>Pseudosperma melliolens</i> , (Kühner) Matheny & Esteve-Rav.	Basidiomycota	
<i>Phellodon niger</i> , (Fr.) P. Karst.	Basidiomycota		<i>Pseudosperma perlatus</i> , (Cooke) Matheny & Esteve-Rav.	Basidiomycota	
<i>Phlegmacium aurilicis</i> , (Chevassut & Trescol) Niskanen & Liimat.	Basidiomycota		<i>Pseudosperma rimosum</i> , (Bull.) Matheny & Esteve-Rav.	Basidiomycota	Yes
<i>Phlegmacium caesiocortinatum</i> , (Jul. Schäff.) Niskanen & Liimat.	Basidiomycota		<i>Psilocybe coronilla</i> , (Bull.) Noordel.	Basidiomycota	Yes
<i>Phlegmacium caligatum</i> , (Malençon) Niskanen & Liimat.	Basidiomycota		<i>Pycnoporellus fulgens</i> , (Fr.) DONK	Basidiomycota	
<i>Phlegmacium percome</i> , (Fr.) A. Blytt	Basidiomycota		<i>Ramaria apiculata</i> , (Fr.) Donk	Basidiomycota	
<i>Phlegmacium violaceoserrulatum</i> , (L. Albert, Dima, Schmidt-Stohn,	Basidiomycota		<i>Ramaria cedretorum</i> , (Maire) Malençon	Basidiomycota	Yes
<i>Phloeomana alba</i> , (Bres.) Redhead	Basidiomycota		<i>Ramaria flava</i> , (Schaeff.) Quél.	Basidiomycota	Yes
<i>Phloeomana hiemalis</i> , (Osbeck) Redhead	Basidiomycota		<i>Ramaria fumigata</i> , (Peck) Corner	Basidiomycota	
<i>Pholiota brunnescens</i> , A.H. Sm. & Hesler	Basidiomycota		<i>Ramaria gracilis</i> , (Pers.) Quél.	Basidiomycota	
<i>Pholiota gummosa</i> , (Lasch) Singer	Basidiomycota	Yes	<i>Ramaria magnifica</i> , Schild	Basidiomycota	
<i>Pholiota lenta</i> , (Pers.) Singer	Basidiomycota		<i>Ramaria sanguinea</i> , (Pers.) Quél.	Basidiomycota	
<i>Pholiota populnea</i> , (Pers.) Kuyper & Tjall. -Beuk.	Basidiomycota		<i>Ramaria stricta</i> , (Pers.) Quél.	Basidiomycota	
<i>Pisolithus albus</i> , (Cooke & Massee) Priest	Basidiomycota		<i>Ramariopsis pulchella</i> , (Boud.) Corner	Basidiomycota	
<i>Pisolithus arenarius</i> , Alb. & Schwein.	Basidiomycota		<i>Resupinatus trichotis</i> , (Pers.) Singer	Basidiomycota	
<i>Pisolithus arhizus</i> , (Scop.) Rauschert	Basidiomycota	Yes	<i>Rheubarbariboletus armeniacus</i> , (Quél.) Vizzini, Simonini & Gelardi	Basidiomycota	
<i>Pleurotus dryinus</i> , (Pers.) P. Kumm.	Basidiomycota	Yes	<i>Rheubarbariboletus persicolor</i> , (H. Engel, Klofac, H. Grünert & R. Grü	Basidiomycota	Yes
<i>Pleurotus eryngii</i> , (DC.) Quél.	Basidiomycota	Yes	<i>Rhizopogon luteolus</i> , Fr.	Basidiomycota	
<i>Psathyrella ammophila</i> , (Durieu & Lév.) P.D. Orton	Basidiomycota	Yes	<i>Rhizopogon occidentalis</i> , Zeller & C.W. Dodge	Basidiomycota	
<i>Psathyrella bipellis</i> , (Quél.) A.H. Sm.	Basidiomycota	Yes	<i>Rhizopogon roseolus</i> , (Corda) Th. Fr.	Basidiomycota	Yes
<i>Pseudohydropus floccipes</i> , (Fr.) Vizzini & Consiglio	Basidiomycota		<i>Rhodocollybia butyracea</i> , (Bull.) Lennox	Basidiomycota	Yes
<i>Pseudosperma arenicola</i> , (R. Heim) Matheny & Esteve-Rav.	Basidiomycota		<i>Rhodocollybia maculata</i> , (Alb. & Schwein.) Singer	Basidiomycota	

Species	Phylum	Recorded in Algeria	Species	Phylum	Recorded in Algeria
<i>Rhodophana nitellina</i> , (Fr.) Papetti	Basidiomycota		<i>Russula risigallina</i> , (Batsch) Sacc.	Basidiomycota	
<i>Rickenella fibula</i> , (Bull.) Raithelh.	Basidiomycota	Yes	<i>Russula sanguinea</i> , Fr.	Basidiomycota	
<i>Russula acrifolia</i> , Romagn.	Basidiomycota		<i>Russula straminea</i> , Malençon	Basidiomycota	
<i>Russula adusta</i> , (Pers.) Fr.	Basidiomycota	Yes	<i>Russula torulosa</i> , Bres.	Basidiomycota	Yes
<i>Russula albonigra</i> , (Krombh.) Fr.	Basidiomycota		<i>Russula werneri</i> , Maire	Basidiomycota	
<i>Russula amoenicolor</i> , Romagn.	Basidiomycota	Yes	<i>Russula xerampelina</i> , (Schaeff.) Fr.	Basidiomycota	Yes
<i>Russula amoenolens</i> , Romagn.	Basidiomycota		<i>Sarcodon squamosus</i> , (Schaeff.) Quél.	Basidiomycota	
<i>Russula anthracina</i> , Romagn.	Basidiomycota		<i>Schizophyllum commune</i> , Fr.	Basidiomycota	Yes
<i>Russula aurea</i> , Pers.	Basidiomycota		<i>Scleroderma areolatum</i> , Ehrenb.	Basidiomycota	
<i>Russula caerulea</i> , Fr.	Basidiomycota		<i>Scleroderma cepa</i> , Pers.	Basidiomycota	
<i>Russula cessans</i> , A. Pearson	Basidiomycota		<i>Scleroderma meridionale</i> , Demoulin & Malençon	Basidiomycota	
<i>Russula chloroides</i> , (Krombh.) Bres.	Basidiomycota		<i>Scleroderma polyrhizum</i> , (J.F. Gmel.) Pers.	Basidiomycota	Yes
<i>Russula cistoadelpha</i> , M.M. Moser & Trimbach	Basidiomycota		<i>Scleroderma verrucosum</i> , (Bull.) Pers.	Basidiomycota	Yes
<i>Russula cyanoxantha</i> , (Schaeff.) Fr.	Basidiomycota	Yes	<i>Sphaerobolus stellatus</i> , Tode	Basidiomycota	Yes
<i>Russula decipiens</i> , (Singer) Bon	Basidiomycota	Yes	<i>Spinellus fusiger</i> , (Link) Tiegh.	Mucoromycota	
<i>Russula delicata</i> , Fr.	Basidiomycota	Yes	<i>Spodocybe collina</i> , (Velen.) Vizzini, P. Alvarado & Dima	Basidiomycota	
<i>Russula foetens</i> , Pers.	Basidiomycota	Yes	<i>Spodocybe fontqueri</i> , (R. Heim) Vizzini, P. Alvarado & Dima	Basidiomycota	
<i>Russula graveolens</i> , Romell	Basidiomycota	Yes	<i>Stereum gausapatum</i> , (Fr.) Fr.	Basidiomycota	Yes
<i>Russula ilicis</i> , Romagn., Chevassut & Privat	Basidiomycota		<i>Stereum hirsutum</i> , (Willd.) Pers.	Basidiomycota	Yes
<i>Russula insignis</i> , Quél.	Basidiomycota		<i>Stereum ochraceoflavum</i> , (Schwein.) Sacc.	Basidiomycota	
<i>Russula melliolens</i> , Quél.	Basidiomycota		<i>Stereum sanguinolentum</i> , (Alb. & Schwein.) Fr.	Basidiomycota	Yes
<i>Russula monspeliensis</i> , Sarnari	Basidiomycota		<i>Stropharia aeruginosa</i> , (Curtis) Quél.	Basidiomycota	
<i>Russula parodorata</i> , Sarnari	Basidiomycota		<i>Suillellus mendax</i> , (Simonini & Vizzini) Vizzini, Simonini & Gelardi	Basidiomycota	
<i>Russula persicina</i> , Krombh.	Basidiomycota	Yes	<i>Suillus bellinii</i> , (Inzenga) Kuntze	Basidiomycota	Yes
<i>Russula praetervisa</i> , Sarnari	Basidiomycota	Yes	<i>Suillus collinitus</i> , (Fr.) Kuntze	Basidiomycota	Yes
<i>Russula puellaris</i> , Fr.	Basidiomycota		<i>Suillus granulatus</i> , (L.) Roussel	Basidiomycota	Yes
<i>Russula recondita</i> , Melera & Ostellari	Basidiomycota		<i>Suillus luteus</i> , (L.) Roussel	Basidiomycota	
Species	Phylum	Recorded in Algeria	Species	Phylum	Recorded in Algeria

<i>Suillus mediterraneensis</i> , (Jacquet. & J. Blum) Redeuilh	Basidiomycota	Yes	<i>Tricholoma sculpturatum</i> , (Fr.) Quél.	Basidiomycota	Yes
<i>Suillus variegatus</i> , (Sw.) Richon & Roze	Basidiomycota		<i>Tricholoma sudum</i> , (Fr.) Quél.	Basidiomycota	
<i>Tapinella atrotomentosa</i> , (Batsch) Šutara	Basidiomycota		<i>Tricholoma sulphureum</i> , (Bull.) P. Kumm.	Basidiomycota	Yes
<i>Tapinella panuoides</i> , (Fr.) E.-J. Gilbert	Basidiomycota	Yes	<i>Tricholoma terreum</i> , (Schaeff.) P. Kumm.	Basidiomycota	Yes
<i>Thelephora terrestris</i> , Ehrh. ex Fr.	Basidiomycota		<i>Tricholoma triste</i> , (Scop.) Quél.	Basidiomycota	
<i>Torrendiella ciliata</i> , Boud.	Ascomycota		<i>Tricholoma virgatum</i> , (Fr.) P. Kumm.	Basidiomycota	
<i>Tremella mesenterica</i> , (Schaeff.) Pers.	Basidiomycota	Yes	<i>Tricholoma viridilutescens</i> , M.M. Moser	Basidiomycota	
<i>Trichaptum fuscoviolaceum</i> , (Ehrenb.) Ryvarde	Basidiomycota		<i>Tricholomopsis rutilans</i> , (Schaeff.) Singer	Basidiomycota	
<i>Trichoderma pulvinatum</i> , (Fuckel) Jaklitsch & Voglmayr	Basidiomycota		<i>Tubaria cistophila</i> , Cheype	Basidiomycota	
<i>Tricholoma albobrunneum</i> , (Pers.) P. Kumm.	Basidiomycota	Yes	<i>Tubaria dispersa</i> , (Pers.) Singer	Basidiomycota	Yes
<i>Tricholoma album</i> , (Schaeff.) P. Kumm.	Basidiomycota		<i>Tubaria furfuracea</i> , (Pers.) Gillet	Basidiomycota	Yes
<i>Tricholoma atroquamosum</i> , Sacc.	Basidiomycota	Yes	<i>Tulostoma brumale</i> , Pers.	Basidiomycota	
<i>Tricholoma batschii</i> , Gulden ex Mort. Chr. & Noordel.	Basidiomycota		<i>Tulostoma cretaceum</i> , Long	Basidiomycota	
<i>Tricholoma caligatum</i> , (Viv.) Ricken	Basidiomycota	Yes	<i>Volvariella murinella</i> , (Quél.) M.M. Moser ex Dennis, P.D. Orton & Hor	Basidiomycota	
<i>Tricholoma equestre</i> , (L.) P. Kumm.	Basidiomycota	Yes	<i>Xerocomellus pruinatus</i> , (Fr. & Hök) Šutara	Basidiomycota	
<i>Tricholoma focale</i> , (Fr.) Ricken	Basidiomycota		<i>Xerocomellus redeuilhii</i> , A.F.S. Taylor, U. Eberh., Simonini, Gelardi &	Basidiomycota	
<i>Tricholoma joachimii</i> , Bon & A. Riva	Basidiomycota		<i>Xerocomus subtomentosus</i> , (L.) Quél.	Basidiomycota	
<i>Tricholoma orirubens</i> , Quél.	Basidiomycota		<i>Xerophorus olivascens</i> , (Boud.) Vizzini, Consiglio & M. Marchetti	Basidiomycota	
<i>Tricholoma portentosum</i> , (Fr.) Quél.	Basidiomycota	Yes	<i>Xerula pudens</i> , (Pers.) Singer	Basidiomycota	
<i>Tricholoma psammopus</i> , (Kalchbr.) Quél.	Basidiomycota		<i>Xylaria sicula</i> , Pass. & Beltrani	Ascomycota	Yes
<i>Tricholoma quercetorum</i> , Contu	Basidiomycota		<i>Zhuliangomyces illinitus</i> , (Fr.) Redhead	Basidiomycota	
<i>Tricholoma saponaceum</i> , (Fr.) P. Kumm.	Basidiomycota	Yes			

The order Agaricales dominated the inventory, accounting for 285 species ($\approx 62\%$ of the total), 93 genera, and 30 families, reflecting its well-known ecological diversity and prevalence in temperate and Mediterranean habitats. Russulales (53 species, 10 genera, 5 families) and Boletales (37 species, 18 genera, 9 families) were also well-represented, consistent with their frequent occurrence in ectomycorrhizal associations with trees. Other orders such as Polyporales, Gomphales, and Geastrales contributed moderately to the assemblage, while several orders, including Caliciales, Capnodiales, Dothideales, Geoglossales, Mucorales, Pleosporales, and Tremellales, were represented by only a single species each (Figure 3 & table 3). This pattern highlights the strong dominance of agaricoid fungi in fruiting-body-based inventories. The high genus-to-species ratio in orders like Agaricales and Boletales suggests substantial genus-level diversity, which may be related to the variety of ecological niches and host associations in the surveyed areas.

Figure (3): Taxonomic distribution (%) of the recorded taxa during the congress.



overwhelming dominance of Basidiomycota is consistent with expectations for macrofungal inventories based primarily on field surveys targeting sporocarp-producing fungi. Similar taxonomic patterns have been reported in macrofungal inventories across Mediterranean and temperate ecosystems, where Basidiomycota typically constitute more than 90% of recorded macrofungal species. Members of Basidiomycota include the majority of conspicuous macrofungi, such as agarics, boletes, polypores, and other basidiomycetous taxa that are readily detectable during fruiting periods. In contrast, macro-ascomycetes are typically a small minority of species in fruit-body inventories representing generally 2-16% (Ambrosio et al., 2018; Kinge et al., 2020; Shainidze et al., 2021; Aman et al., 2022; Mesfek et al., 2022; He et al., 2022; Deng et al., 2024), generally more seasonal, or morphologically cryptic, which may explain their lower representation in the dataset. Interestingly, taxonomic analyses of the Algerian fungal flora revealed a more balanced composition, with Basidiomycota comprising 48% of recorded species, Ascomycota 43%, and the remaining 8% represented by other fungal phyla (Keddad & Bouznad, 2019). In the other hand, the near absence of Mucoromycota reflects both their predominantly microfungal ecology and the methodological focus of the survey, which relied on macroscopic field collections rather than culture-based or molecular approaches.

Table (3): Taxonomic composition of the collected species during the congress.

Order	Family	Genera	Species	%
Agaricales	30	93	285	61,56
Russulales	5	10	53	11,45
Boletales	9	18	37	7,99
Polyporales	5	11	13	2,81
Gomphales	1	2	10	2,16
Geastrales	2	2	8	1,73
Cantharellales	3	4	7	1,51
Hymenochaetales	4	7	7	1,51
Thelephorales	2	5	6	1,30
Auriculariales	2	4	5	1,08
Pezizales	4	4	5	1,08
Hypocreales	1	3	4	0,86
Phallales	2	3	4	0,86
Xylariales	2	3	4	0,86
Helotiales	3	3	3	0,65
Nidulariales	1	2	3	0,65
Rhytismatales	1	2	2	0,43
Caliciales	1	1	1	0,22
Capnodiales	1	1	1	0,22
Dothideales	1	1	1	0,22
Geoglossales	1	1	1	0,22
Mucorales	1	1	1	0,22
Pleosporales	1	1	1	0,22
Tremellales	1	1	1	0,22

Functional analysis

The functional classification of the recorded macrofungal species showed a predominance of saprotrophic species, which accounted for 267 species, representing approximately 57.7% of the total. Symbiotrophic species, primarily ectomycorrhizal fungi, were also well-represented, comprising 183 species (39.5%). Parasitic species were comparatively rare, with only 13 species (2.8%) (Figure 4).

This pattern indicates that the studied forest ecosystem is largely dominated by decomposer fungi, reflecting a rich availability of organic substrates such as leaf litter, dead wood, and soil organic matter. The substantial proportion of symbiotrophic fungi highlights the importance of ectomycorrhizal associations in supporting tree nutrition and maintaining forest health. The low percentage of parasites suggests that pathogenic interactions are limited under the observed conditions. Such a distribution is consistent with expectations for temperate forest communities, where nutrient cycling is heavily mediated by saprotrophic fungi, while symbiotrophic fungi play a critical role in tree growth and resilience. Comparisons with other regional studies may help contextualize whether the observed ratios are typical or indicative of specific environmental conditions, such as substrate availability, host tree diversity, or disturbance history.

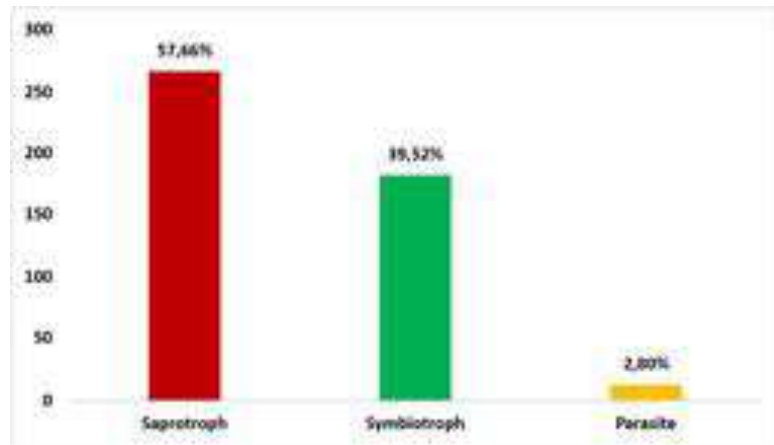


Figure (4): Functional distribution of the recorded taxa during the congress.

Several previous studies have highlighted the strong predominance of saprotrophic species compared with mycorrhizal and parasitic fungi (Richard et al., 2011; Djelloul, 2014; Parlucha et al., 2021). This general pattern is commonly attributed to the high ecological diversity of saprotrophs, which are able to exploit a wide range of organic substrates and play a central role in nutrient cycling (Arnolds, 1992; Heilmann-Clausen et al., 2015). Experimental studies on decomposition dynamics (Hiscox et al., 2015) further illustrate the key ecological importance of saprotrophic fungi in the breakdown of organic matter and the regulation of carbon flows within ecosystems.

Comparative analysis of fungal composition between the surveyed sites

The Jaccard similarity indices between the three surveyed sites were generally low, ranging from 7 % to 10.6 %, reflecting limited overlap in species composition. Specifically, the highest similarity was observed between San Juan de Peñagolosa and Sierra de Espadán (10.6 %), followed by Desierto de Las Palmas and Sierra de Espadán (8.8 %), and Desierto de Las Palmas and San Juan de Peñagolosa (7 %). Only 5.9 % of species were shared among all three parks, further highlighting the strong differentiation and environmental heterogeneity of their macrofungal communities (Figure 5).

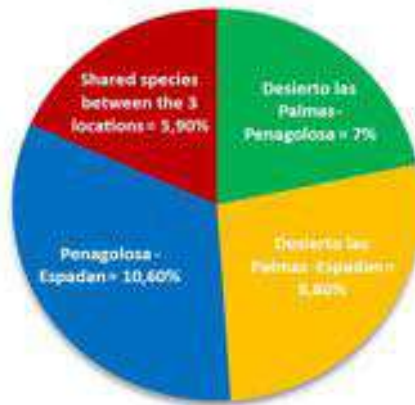


Figure (5): Similarity in species composition between the surveyed sites (based on Jaccard similarity index).

The pattern of similarity appears to decrease with increasing altitudinal differences: Sierra de Espadán, at intermediate elevation (~450–1100 m), shares species with both the higher-altitude Peñagolosa and the lower-altitude Desierto de Las Palmas. These trends likely reflect ecological contrasts among the sites. Peñagolosa, with its wide altitudinal range (700–1813 m) and cooler, moister conditions at higher elevations, supports a diverse assemblage of montane and Mediterranean fungi. Sierra de Espadán, with intermediate altitude and mixed oak and pine forests on predominantly siliceous soils, favors species adapted to moderately humid Mediterranean conditions. In contrast, Desierto de Las Palmas, a steep coastal range with lower altitudes (200–729 m), summer droughts, and heavily transformed vegetation, harbors a distinct assemblage of xerophilous fungi. Overall, these results suggest that altitude, microclimate, and vegetation structure strongly influence species composition, with intermediate sites acting as partial bridges between lowland and highland fungal communities.

Personal contributions: species recorded during the surveys

In addition to the general inventory compiled by all participants, I conducted a targeted survey to further document macrofungal diversity. During this effort, I recorded a total of 52 species, representing 13.03 % of all species collected across the three natural parks during the congress period. My observations contribute additional detail to the overall species inventory and provide further insight into the distribution and composition of macrofungal communities in the studied areas (Table 4, Figures 5 & 6).

Table (4): Number of species I collected during the congress, and shared species between locations.

Collected species	The Desert de Las Palmas Natural Park on 28/10/2024	The Sierra de Espadán Natural Park on 29/10/2024	The San Juan de Peñagolosa Natural Park on 30/10/2024	Villamalur, Ruta de los 5 Sentidos (Sierra de Espadán Natural Park) on 31/10/2024
<i>Astraeus telleriae</i>				
<i>Auriscalpium vulgare</i>				
<i>Chroogomphus mediterraneensis</i>				
<i>Chroogomphus rutilus</i> *				
<i>Coprinellus micaceus</i>				
<i>Clitocybe metachroa</i>				
<i>Coprinus lagopus</i>				
<i>Cortinarius cf. caninus f. Saugetii</i> *				
<i>Crepidotus variabilis</i>				
<i>Crucibulum laeve</i>				
<i>Cyathus olla</i>				
<i>Cyclocybe aegerita</i>				
<i>Cystoderma amianthinum</i>				
<i>Entoloma hebes</i> *				
<i>Entoloma undatum</i>				
<i>Geastrum rufescens</i>				
<i>Geastrum sp,</i>				
<i>Gymnopilus sapineus</i> *				
<i>Gymnopus quercophylus</i> *				
<i>Hebeloma cistophilum</i>				
<i>Hemimycena hirsuta</i>				
<i>Hemimycena lactea</i>				
<i>Humaria hemisphaerica</i> *				
<i>Hygrocybe conica</i>				
<i>Infundibulicybe squamulosa</i> *				
<i>Inocybe hirtella</i> *				
<i>Inocybe tenebrosa</i>				
<i>Inocybe sp,</i>				
<i>Lactarius atlanticus</i>				

<i>Lactarius deterrimus*</i>				
<i>Lepiota castanea</i>				
<i>Lepiota forquignonii</i>				
<i>Leucocoprinus leucothites</i>				
<i>Lycoperdon perlatum</i>				
<i>Mycena amicta</i>				
<i>Mycena leptcephala</i>				
<i>Mycena rubromarginata</i>				
<i>Mycena sanguinolenta</i>				
<i>Mycena seynii</i>				
<i>Mycena sp.</i>				
<i>Pholiota highlandensis*</i>				
<i>Ramaria gracilis</i>				
<i>Rhodocollybia butyracea</i>				
<i>Russula praetervisa</i>				
<i>Russula torulosa</i>				
<i>Scleroderma verrucosum</i>				
<i>Stropharia albonitens*</i>				
<i>Tapinella panuoides</i>				
<i>Tubaria dispersa</i>				
<i>Tubaria furfuracea</i>				
<i>Tulostoma brumale</i>				
<i>Tulostoma squarulosum*</i>				
Total/location	11	13	24	9
Total number of collected species	52			

Among the species I recorded during the surveys, 11 taxa were unique to this targeted sampling effort (species marked with an asterisk in Table 4). Notably, these species were not documented by other participants, highlighting the value of targeted sampling in detecting rare, cryptic, or less conspicuous taxa. Their presence provides additional insight into species distribution patterns and habitat specificity within the three natural parks. These observations enrich the overall macrofungal inventory and contribute to a more complete understanding of the diversity of the studied communities.



Figure (5): Personal contributions (1). **A** *Pholiota highlandensis* ; **B** *Gymnopilus sapineus*; **C** *Cortinarius cf. caninus f. saugettii*; **D** *Inocybe tenebrosa*; **E** *Inocybe hirtella*; **F** *Infundibulicybe squamulosa* ; **G** *Clitocybe metachroa* ; **H** *Chroogomphus ritulans* ; **I** *Lactarius deterrimus* ; **J** *L. atlanticus* ; **K** *Cystoderrella amianthina* ; **L** *Entoloma sp.* ; **M** *E. undatum* ; **N** *E. hebes* ; **O** *Mycena amicta* ; **P** *Mycena sp.* ; **Q** *Mycena sanguinolenta* ; **R** *Russula praetervisa* ;



Figure (6): Personal contributions (2). **A** *Hebeloma cistophyllum*; **B** *Lepiota castanea*; **C** *Lepiota forquionii*; **D** *Stropharia albonitens*; **E** *Coprinus lagopus*; **F** *Tubaria dispersa*; **G** *Tubaria furfuracea*; **H** *Hygrocybe conica*; **I** *Astraeus telleriae*; **J** *Geastrum minimum*; **K** *Scleroderma verrucosum*; **L** *Tulostoma squamulsum*; **M** *T. brumale*; **N** *Ramaria gracilis*; **O** *Auriscalpium vulgare*; **P** *Crucibulum laeve*; **Q** *Cyathus olla*; **R** *Tricharina striispora*; **S** *Exidia glandulosa*.

Comparative analysis of Algerian and Valencian macrofungal diversity

The comparative analysis of macrofungal diversity between Algeria and the Valencia region was based on the complete dataset compiled during the congress surveys. A total of 463 macrofungal species were recorded during the congress period (Table 2). Of these, 182 species were common to both Algeria and Valencia, accounting for 39.09% of the total recorded taxa (Figure 7). This shared component represents a substantial fraction of the recorded macrofungal assemblage and reflects the presence of a core group of species occurring in both regions.

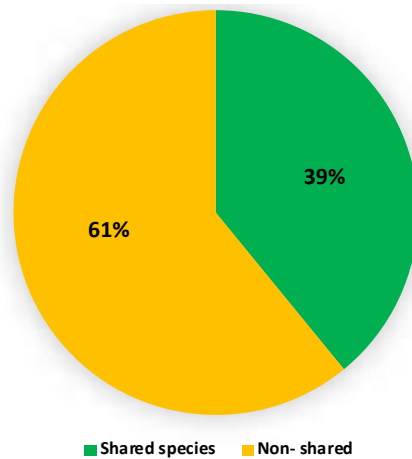


Figure (7): Shared and Non-shared Species (%) Algeria vs. Valencian Region.

In the other hand, the functional composition of species shared between Algeria and the Valencian Region (Figure 8), is dominated by saprotrophs and ectomycorrhizal fungi, with 111 and 65 species, respectively, while parasitic taxa are comparatively rare (6 species). This pattern likely reflects the shared ecological context of the two regions, particularly the presence of common tree species such as *Pinus* and *Quercus*, which serve as key hosts for ectomycorrhizal fungi, and the availability of similar litter and woody substrates that support diverse saprotrophic assemblages. The prevalence of these functional groups among shared taxa underscores the role of host association and substrate availability in shaping Mediterranean fungal communities, highlighting how ecological similarity across the two shores of the western Mediterranean fosters overlap in fungal functional diversity.

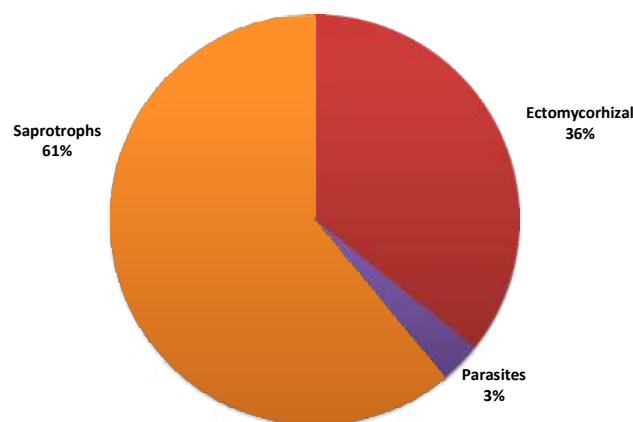


Figure (8): Distribution of functional groups of macrofungi shared by Algeria and the Valencian Region.

Beyond the results obtained during the congress, the available Algerian data reveal a pronounced imbalance in the level of mycological knowledge between the two countries. In Algeria, fungal diversity remains comparatively poorly documented. According to the Algerian Catalog of Fungi compiled by Keddad & Bouznad (2019), only 2,105 fungal species have been recorded nationwide over a period spanning more than two centuries (1799–2017). This relatively low number reflects the limited intensity of mycological exploration, the scarcity of systematic field surveys, and the restricted taxonomic coverage achieved to date. However, based on extrapolations using the Hawksworth (1991) fungus-to-plant species ratio, the same authors estimated that the total fungal richness of Algeria could range between 9,500 and 12,500 species, indicating that only a small fraction of the expected fungal diversity has so far been formally documented.

In contrast, Spain, including the Valencia region, benefits from a long-standing tradition of systematic mycological research and extensive field inventories. A partial dataset compiled by the Flora Mycologica Iberica (FMI) includes 59,235 records representing 2,445 species for selected fungal groups, mainly macrofungi and some microfungi, across the Iberian Peninsula and the Balearic Islands (Pando et al., 2016). Although this dataset represents a curated subset rather than a comprehensive national inventory, additional studies based on high-throughput metabarcoding approaches consistently detect hundreds of fungal genera per habitat, including forests, cliffs, and salterns. These findings strongly suggest that the actual fungal diversity in Spain is orders of magnitude higher than the currently described taxa (Azpiazu-Muniozguren et al., 2021; Krah & March-Salas, 2022; Diez Hermano et al., 2024).

This pronounced disparity in inventory intensity, methodological approaches, and taxonomic resolution between Algeria and Spain likely contributes to the observed differences in recorded species richness and the proportion of shared taxa revealed by the congress surveys.

Phenological comparison of shared macrofungal species between Algeria and the Valencia region

The comparison of macrofungal species phenology between Algeria and the Valencia region was based on the 182 species shared by both areas. Algerian fruiting-period data were available for 118 of these species (Keddad & Bouznad, 2019; Aouali, 2021). Overall, the comparative analysis showed that most species exhibit similar fruiting periods in both Algeria and Valencia. However, ten species displayed noticeably earlier or later fruiting dates in one region compared with the other (Table 5).

Table (5) : Fruiting phenology of macrofungal species shared between Algeria and the Valencian Region.

Common Species collected in Autumn 2024 during the CEMM Congress	Period collected in Algeria	Common Species collected in Autumn 2024 during the CEMM Congress	Period collected in Algeria	Common Species collected in Autumn 2024 during the CEMM Congress	Period collected in Algeria
<i>Abortiporus biennis</i>	November	<i>Cystodermella granulosa</i>	Autumn	<i>Lepiota griseovirens</i>	Autumn
<i>Agaricus arvensis</i>	November	<i>Cystolepiota seminuda</i>	Autumn	<i>Lepiota lilacea</i>	November
<i>Agaricus campestri</i>	November	<i>Desarmillaria tabescens</i>	Autumn	<i>Lepista nuda</i>	Autumn
<i>Agaricus moelleri</i>	November	<i>Fomitopsis pinicola</i>	Summer	<i>Lophodermium pinastri</i>	Autumn
<i>Agaricus sylvicola</i>	November	<i>Fuscoporia torulosa</i>	November	<i>Lycoperdon perlatum</i>	November
<i>Agaricus xanthodermus</i>	November	<i>Galerina marginata</i>	Autumn	<i>Lyophyllum infumatum</i>	Autumn
<i>Agrocybe vervacti</i>	November	<i>Gymnopus dryophilus</i>	November	<i>Macrolepiota procera</i>	November
<i>Amanita caesarea</i>	November	<i>Gyroporus castaneus</i>	November	<i>Marasmiellus candidus</i>	April

<i>Amanita ovoidea</i>	November	<i>Hebeloma cistophilum</i>	November	<i>Marasmius epiphyllodes</i>	November
<i>Amanita pantherina</i>	November	<i>Hebeloma crustuliniforme</i>	November	<i>Marasmius oreades</i>	November
<i>Amanita phalloides</i>	November	<i>Helvella crispa</i>	Autumn	<i>Melanoleuca melaleuca</i>	Autumn
<i>Amanita rubescens</i>	November	<i>Hemileccinum impolitum</i>	November	<i>Mycena capillaripes</i>	Autumn
<i>Amanita strobiliformis</i>	November	<i>Hygrocybe conica</i>	Autumn	<i>Mycena epipterygia</i>	Autumn
<i>Astraeus hygrometricus</i>	November	<i>Hygrophorus chrysodon</i>	Autumn	<i>Mycena galopus</i>	November
<i>Atheniella flavoalba</i>	April	<i>Hygrophorus cossus</i>	Autumn	<i>Mycena pura.</i>	Autumn
<i>Auricularia mesenterica.</i>	February	<i>Hypholoma fasciculare</i>	November	<i>Mycena sanguinolenta</i>	November
<i>Bovista aestivalis</i>	November	<i>Hypomyces chrysospermus</i>	Autumn	<i>Mycena seynii</i>	November
<i>Calvatia cyathiformis</i>	November	<i>Infundibulicybe geotropa</i>	Autumn	<i>Omphalotus olearius</i>	Autumn
<i>Candolleomyces candolleanus</i>	November	<i>Inocybe dulcamara</i>	November	<i>Otidea alutacea</i>	December
<i>Clitocybe odora</i>	October	<i>Inocybe geophylla.</i>	November	<i>Phallus impudicus</i>	Winter
<i>Clitocybe phyllophila.</i>	November	<i>Laccaria laccata</i>	November	<i>Pholiota gummosa</i>	November
<i>Clitocybe rivulosa.</i>	November	<i>Lactarius atlanticus</i>	Autumn	<i>Pisolithus arhizus</i>	Autumn
<i>Coprinopsis lagopus</i>	November	<i>Lactarius chrysorrheus</i>	November	<i>Pleurotus eryngii</i>	April
<i>Coprinus comatus.</i>	April	<i>Lactarius sanguifluus</i>	November	<i>Pseudosperma rimosum</i>	Autumn
<i>Crepidotus cesatii.</i>	November	<i>Laetiporus sulphureus</i>	Autumn	<i>Psilocybe coronilla</i>	November
<i>Crinipellis scabella</i>	November- December	<i>Lentinellus micheneri</i>	Autumn	<i>Ramaria cedretorum</i>	April +November
<i>Crucibulum laeve</i>	November	<i>Lepiota castanea</i>	Autumn	<i>Ramaria flava</i>	November
<i>Cuphophyllus virgineus</i>	November	<i>Lepiota clypeolaria</i>	Autumn	<i>Rheubarbariboletus persicolor</i>	Autumn
<i>Cyclocybe cylindracea</i>	November	<i>Lepiota cristata</i>	November	<i>Rhodocollybia butyracea</i>	Autumn
<i>Russula amoenicolor</i>	October	<i>Pholiota gummosa</i>	November	<i>Stereum gausapatum</i>	April
<i>Russula decipiens</i>	October	<i>Pisolithus arhizus</i>	Autumn	<i>Stereum hirsutum</i>	Autumn+ Spring
<i>Lepiota lilacea</i>	November	<i>Pleurotus eryngii</i>	April	<i>Stereum sanguinolentum</i>	Autumn+ Spring
<i>Lepista nuda</i>	Autumn	<i>Pseudosperma rimosum</i>	Autumn	<i>Suillus bellinii</i>	November
<i>Lophodermium pinastri</i>	Autumn	<i>Psilocybe coronilla</i>	November	<i>Suillus collinitus</i>	November
<i>Lycoperdon perlatum</i>	November	<i>Ramaria cedretorum</i>	April +November	<i>Suillus granulatus</i>	November
<i>Lyophyllum infumatum</i>	Autumn	<i>Ramaria flava</i>	November	<i>Suillus mediterraneensis</i>	Autumn

<i>Macrolepiota procera</i>	November	<i>Rheubarbariboletus persicolor</i>	Autumn	<i>Tapinella panuoides</i>	February
<i>Marasmiellus candidus</i>	April	<i>Rhodocollybia butyracea</i>	Autumn	<i>Tremella mesenterica</i>	November
<i>Marasmius epiphylloides</i>	November	<i>Russula amoenicolor</i>	October	<i>Tricholoma albobrunneum</i>	November
<i>Marasmius oreades</i>	November	<i>Russula decipiens</i>	October	<i>Tricholoma atosquamosum</i>	Autumn
<i>Melanoleuca melaleuca</i>	Autumn	<i>Russula delica</i>	November	<i>Tricholoma caligatum</i>	Autumn
<i>Mycena capillaripes</i>	Autumn	<i>Russula foetens</i>	November	<i>Tricholoma equestre</i>	Autumn
<i>Mycena epipterygia</i>	Autumn	<i>Russula persicina</i>	June+October	<i>Tricholoma portentosum</i>	Autumn
<i>Mycena galopus</i>	November	<i>Russula praetervisa</i>	December	<i>Tricholoma saponaceum</i>	Autumn
<i>Mycena pura</i>	Autumn	<i>Russula torulosa</i>	Autumn	<i>Tricholoma terreum</i>	Autumn
<i>Mycena sanguinolenta</i>	November	<i>Russula xerampelina</i>	November	<i>Tubaria dispersa</i>	December
<i>Mycena seynii</i>	November	<i>Schizophyllum commune</i>	November	<i>Tubaria furfuracea</i>	November
<i>Omphalotus olearius</i>	Autumn	<i>Scleroderma polyrhizum</i>	Autumn	<i>Xylaria sicula</i>	November
<i>Otidea alutacea</i>	December	<i>Scleroderma verrucosum</i>	Autumn		
<i>Phallus impudicus</i>	Winter	<i>Sphaerobolus stellatus</i>	November		

It is important to note that mushroom phenology is strongly influenced by climatic factors, particularly rainfall and temperature, that are consistently identified as primary drivers of macrofungi fruiting timing, duration, and intensity, though effects can be species, and region-specific (Taye et al., 2016; Ágreda et al., 2016; Alday et al., 2017; Andrew et al., 2018; Karavani et al., 2018; Krah et al., 2023).

In addition, historical Algerian records indicate that sampling intensity has been low and largely concentrated in autumn (mainly November) which suggests the fact that the autumn season corresponds to the peak fruiting period of macrofungi in Algeria.

Conclusion

The substantial proportion of species shared between Algeria and the Valencian Region is consistent with the long-recognized biogeographical continuity across the western Mediterranean basin. These regions share comparable macroclimates and elements of common geological history, floristic composition, and habitat structure, all of which shape the pool of macrofungal associates. Such affinities are particularly evident among ectomycorrhizal taxa linked to widespread Mediterranean hosts (e.g., *Quercus*, *Pinus*), as well as among generalist saprotrophs occupying similar litter and soil environments. While it would be premature to attribute these patterns solely to historical land-bridge connections or past basin dynamics, the evidence suggests that Mediterranean fungi respond to ecological and evolutionary processes operating at basin scale, rather than within isolated national floras. Systematic comparative studies embracing both the northern and southern Mediterranean rims are therefore likely to reveal a deeper biogeographical coherence, alongside a substantial amount of still-undocumented diversity, particularly in North African regions that remain markedly under-surveyed.

The findings reported here further underline that the observed taxonomic structure of macrofungal assemblages is shaped as much by differences in survey strategy, detectability, and taxonomic resolution as by biogeography. In particular, in regions such as Algeria, where long-term, systematic inventories of macrofungi have been largely absent until recently, surveys relying predominantly on opportunistic collection of epigeous basidiomes are likely to under-represent inconspicuous or short-lived taxa, particularly among macro-ascomycetes and taxonomically complex groups. Only in the past few years has this discipline begun to develop, albeit still in a tentative manner. This context of uneven survey effort and emerging mycological infrastructure underscores the value of coordinated initiatives. It highlights the need to integrate complementary sampling approaches and higher-resolution identification tools (such as DNA-based methods), to move toward a more realistic estimation of regional fungal diversity rather than one constrained by recording effort. Increasing evidence shows that molecular data are essential not only for uncovering cryptic diversity, but also for stabilizing nomenclature and linking environmental sequences with accurately documented specimens.

In this regard, scientific events such as the CEMM congress play a crucial role. They provide a rare opportunity to bring together mycophiles and expert mycologists to explore fungal diversity, especially in regions that are still poorly studied or entirely unexplored. During this congress, the 8 to 12 hours of field sampling over 4 days, resulted in the documentation of 463 species, a level of inventory effort and taxonomic resolution that would be extremely difficult for a single researcher, or even a small team, to achieve over several years. This clearly illustrates the power of coordinated expertise and collective sampling in revealing the true extent of Mediterranean fungal diversity.

Within this broader framework, the CEMM congress represents a key platform for fostering collaboration, sharing expertise, and supporting coordinated efforts in Mediterranean mycology, highlighting its pivotal role in advancing regional knowledge. By fostering transnational collaboration and facilitating the exchange of specialized taxonomic expertise, it helps reduce persistent asymmetries in sampling intensity between northern and southern Mediterranean countries. This role is particularly critical in ecologically fragile systems exposed to land-use change and climate variability, where fungi remain both highly diverse and chronically under-documented. Through coordinated expertise, the congress contributes to transforming fragmented, locally generated records into coherent ecological knowledge relevant to biodiversity assessment, ecosystem monitoring, and conservation planning. Looking ahead, the CEMM community is uniquely positioned to develop standardized protocols for survey design, metadata collection, voucher archiving, and the integration of barcoding and metabarcoding with classical taxonomy. Regular synthesis of cumulative records across the European and Mediterranean regions, combined with explicit assessment of sampling completeness and detection bias, would greatly improve the comparability of inventories and the interpretation of species overlap. Such coordinated efforts would help establish a robust, basin-wide baseline for Mediterranean fungal diversity, strengthening both scientific inquiry and evidence-based conservation of fungal biota.

Acknowledgments: The author acknowledges the CEMM, through Pierre-Arthur Moreau and Jean-Paul Collin, for the invitation to the congress and the opportunity to present this work. The author also acknowledges SOMIVAL for providing hospitality and on-site facilities.

References

- Ahlem, R., & Ourida, K. (2025). Bioclimatic Drivers of Terrestrial Isopod Diversity Across A North–South Gradient in Algeria. *African Journal of Ecology*. <https://doi.org/10.1111/aje.70085>
- Aman, N., Khalid, A., & Moncalvo, J. (2022). A compendium of macrofungi of Pakistan by ecoregions. *MycKeys*, 89, 171 - 233. <https://doi.org/10.3897/mycokeys.89.81148>

- Amel, B., & Noury, B.** (2022). Recent evolution of climatic conditions in the lower Tafna watershed (north-west of Algeria). *Plant Archives*. <https://doi.org/10.51470/plantarchives.2022.v22.no1.027>
- Ambrosio, E., Cecchi, G., Zotti, M., Mariotti, M., Di Piazza, S., & Boccardo, F.** (2018). An annotated checklist of macrofungi in broadleaf Mediterranean forests (NW Italy). *Acta Mycologica*. <https://doi.org/10.5586/am.1109>
- Aouali, S., Idjer, G. & Sai, K.** (2014). Aperçu sur la diversité des champignons supérieurs de quelques forêts d'Algérie. *La forêt Algérienne* (9) : 44-49.
- Aouali, S., Ouanouki, B., Boutelba, I., Pecoraro, L.,** (2018). A vulnerable theleporoid fungus, *Lenzites oxycedri*, on *Cupressus sempervirens* in Algeria. *Mycotaxon*, 133(1) 1-7. <https://doi.org/10.5248/133.1>
- Aouali S.** (2021). Two new Geoglossaceae for Algeria. *Annales de la Recherche Forestière en Algérie* (11):68–74.
- Aouali, S.** (2021). Rapport de diagnostic phytosanitaire sur pin noir (*Pinus nigra*), If commun (*Taxus baccata*) et chêne vert (*Quercus ilex*), au niveau du parc national du Djurdjura (PND). Laboratoire de pathologie et mycologie forestières, INRF. 16p.
- Arnolds, E.** (1992). The analysis and classification of fungal communities with special reference to macrofungi. In: Winterhoff, W. – Fungi in vegetation science. Handbook in vegetation science, 19: 113–149.
- Azpiazu-Muniozguren, M., Perez, A., Rementeria, A., Martínez-Malaxetxebarria, I., Alonso, R., Laorden, L., ... & Martínez-Ballesteros, I.** (2021). Fungal diversity and composition of the continental solar saltern in Añana Salt Valley (Spain). *Journal of Fungi*, 7(12), 1074. <https://doi.org/10.3390/jof7121074>
- Beguiría, S., Trullenque-Blanco, V., Vicente-Serrano, S., & González-Hidalgo, J.** (2025). Aridity on the Rise: Spatial and Temporal Shifts in Climate Aridity in Spain (1961–2020). *International Journal of Climatology*, 45. <https://doi.org/10.1002/joc.8775>
- Camuera, J., Ramos-Román, M., Jiménez-Moreno, G., García-Alix, A., Ilvonen, L., Ruha, L., Gil-Romera, G., González-sampériz, P., & Seppä, H.** (2022). Past 200 kyr hydroclimate variability in the western Mediterranean and its connection to the African Humid Periods. *Scientific Reports*, 12. <https://doi.org/10.1038/s41598-022-12047-1>
- Correia, P., & Murphy, J.** (2020). Iberian-Appalachian connection is the missing link between Gondwana and Laurasia that confirms a Wegenerian Pangaea configuration. *Scientific Reports*, 10. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-59461-x>
- Courtecuisse R. et Duhem B.** (1994). Guide des champignons de France et d'Europe. Ed. Delachaux & Niestlé, Lausanne, 480 p.
- Deng, X., Li, M., Dai, Y., Zhu, X., Yan, X., Wei, Z., & Yuan, Y.** (2024). The Diversity of Macrofungi in the Forests of Ningxia, Western China. *Diversity*. <https://doi.org/10.3390/d16120725>
- Diez-Hernando, S., Poveda, J., Benito, Á., Peix, Á., Martín-Pinto, P., & Diez, J. J.** (2024). Soil mycobiome and forest endophytic fungi: Is there a relationship between them?. *Forest Ecology and Management*, 562, 121924. <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2024.121924>
- Djelloul, R.** (2014). Cartographie des champignons au niveau du Parc National d'El Kala (Nord Est Algérien). Thèse de Doctorat. Université Badji Mokhrar, Annaba. 260p.
- Etheve, N., Lamotte, D., Mohn, G., Martos, R., Roca, E., & Blanpied, C.** (2016). Extensional vs contractional Cenozoic deformation in Ibiza (Balearic Promontory, Spain): Integration in the West Mediterranean back-arc setting. *Tectonophysics*, 682, 35-55. <https://doi.org/10.1016/j.tecto.2016.05.0371> /

Falquina, R., De La Vara, A., Cabos, W., Sein, D., & Gallardo, C. (2022). Impact of ocean-atmosphere coupling on present and future Köppen-Geiger climate classification in Europe. *Atmospheric Research*. <https://doi.org/10.1016/j.atmosres.2022.106223>

Eyssartier G. et Roux P. (2011). *Le guide des champignons France et Europe*. Ed. Belin, 1119 p.

Garrido-Benavent, I., Escribano, L., Atienza, V., Vidal, L., Zamora, J.C., Chesa, M.J., Force, L. & Fos, S. (2025). Checklist of lichenized and lichenicolous fungi from the Penyagolosa Massif and nearby areas (Castelló, eastern Iberian Peninsula). *Mediterr. Bot.* 46 (1), e93233. <https://doi.org/10.5209/mbot.93233>

González-Olabarria, J. R., Pukkala, T., & Palahi, M. (2015). Using multi-objective optimization to schedule silvicultural treatments in Catalan forests. *Forestry*, 88(2), 234–246.

He, M., Zhao, R., Liu, D., Denchev, T., Begerow, D., Yurkov, A., Kemler, M., Millanes, A., Wedin, M., McTaggart, A., Shivas, R., Buyck, B., Chen, J., Vizzini, A., Papp, V., Zmitrovich, I., Davoodian, N., & Hyde, K. (2022). Species diversity of Basidiomycota. *Fungal Diversity*, 1-45. <https://doi.org/10.1007/s13225-021-00497-3>

Heilmann-Clausen, J., Barron, E. S., Boddy, L., Dahlberg, A., Griffith, G. W., Nordén, J., ... & Halme, P. (2015). A fungal perspective on conservation biology. *Conservation biology*, 29(1), 61-68. <https://doi.org/10.1111/cobi.12388>

Hiscox, J., Savoury, M., Müller, C. T., Lindahl, B. D., Rogers, H. J., & Boddy, L. (2015). Priority effects during fungal community establishment in beech wood. *The ISME journal*, 9(10), 2246-2260. <https://doi.org/10.1038/ismej.2015.38>

Jaccard, P. (1901). Étude comparative de la distribution florale dans une portion des Alpes et des Jura. *Bull. Soc. Vaud. Sci. Nat.* 37: 547–579.

Keddad, A., & Bouznad, Z. (2019). *Catalogue des champignons d'Algérie*. 334p.

Kinge, T., Goldman, G., Jacobs, A., Ndiritu, G., & Gryzenhout, M. (2020). A first checklist of macrofungi for South Africa. *MycKeys*, 63, 1 - 48. <https://doi.org/10.3897/mycokeys.63.36566>

Krah, F. S., & March-Salas, M. (2022). eDNA metabarcoding reveals high soil fungal diversity and variation in community composition among Spanish cliffs. *Ecology and Evolution*, 12(12), e9594. <https://doi.org/10.1002/ece3.9594>

Laguna, E., Ballester, G., Olivares, A., Serra, L., Pérez-Rovira, P., Deltoro, V.I., PérezBotella, J. and Fos, S. (2003) Conservation of priority habitats in the Valencian Community, Spain (Project LIFE99 NAT/E/006417). *Ecologia Mediterranea* 29(1), 109.

Lorente, C., Corell, D., Estrela, M., Miró, J., & Orgambides-García, D. (2024). Evolution of Bioclimatic Belts in Spain and the Balearic Islands (1953–2022). *Climate*. <https://doi.org/10.3390/cli12120215>

Meddad-Hamza, A., Hamza, N., Neffar, S., Beddiar, A., Gianinazzi, S., & Chenchouni, H. (2017). Spatio temporal variation of arbuscular mycorrhizal fungal colonization in olive (*Olea europaea* L.) roots across a broad mesic-xeric climatic gradient in North Africa.. *The Science of the total environment*, 583, 176-189. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2017.01.049>

Martínez de Aragón, J., Bonet, J. A., Fischer, C., & Colinas, C. (2011). Productivity of ectomycorrhizal fungi in Mediterranean forests: relations with forest structure and composition. *Forest Ecology and Management*, 262(5), 951–958.

- Mesfek, M., Fortas, Z., & Dib, S.** (2022). Inventory and Ecology of Macrofungi and Plants in a Northwestern Algerian Forest. *Journal of Biodiversity Conservation and Bioresource Management*, 7(2), 33–46. <https://doi.org/10.3329/jbcbm.v7i2.60148>
- Ortega, A., & Lorite, J.** (2007). Fungal diversity in Mediterranean ecosystems under seasonal drought. *Mycological Research*, 111(7), 749–758.
- Parlucha, J. A., Soriano, J. K. R., Yabes, M. D., Pampolina, N. M., & Tadosa, E. R.** (2021). Species and functional diversity of macrofungi from protected areas in mountain forest ecosystems of Southern Luzon, Philippines. *Tropical Ecology*, 62(3), 359–367. <https://doi.org/10.1007/s42965-021-00152-7>
- Peñuelas, J., Filella, I., & Llusià, J.** (2004). Impact of climate change on Mediterranean forest ecosystems. *Forest Ecology and Management*, 200(1-3), 279–294.
- Petersen, J.H. & Vesterholt, J.** 2008. Key to genera. – In: Knudsen, H. & Vesterholt, J. (eds.): *Funga Nordica*, 40–62.
- Richard, F., Roy, M., Shahin, O., Sthultz, C., Duchemin, M., Joffre, R., & Selosse, M. A.** (2011). Ectomycorrhizal communities in a Mediterranean forest ecosystem dominated by *Quercus ilex*: seasonal dynamics and response to drought in the surface organic horizon. *Annals of Forest Science*, 68(1), 57–68. <https://doi.org/10.1007/s13595-010-0007-5>
- Sanchis, J. A., & Crespo, M. B.** (2018). La flora y vegetación del Parque Natural de la Sierra de Espadán. Instituto de Estudios Territoriales, Valencia.
- Senanayake, I., & Calabon, M.** (2020). Morphological approaches in studying fungi: collection, examination, isolation, sporulation and preservation. *Mycosphere*, 11, 2678–2754. <https://doi.org/10.5943/mycosphere/11/1/20>
- Shainidze, O., Beridze, N., Chkubadze, G., Nakashidze, N., Lamparadze, S., Lominadze, S., & Turmanidze, M.** (2021). The Diversity and Ecology of Macromycetes on Soils of Adjara, Georgia. *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science*, 906. <https://doi.org/10.1088/1755-1315/906/1/012012>
- Suh, H., Lupala, A., Cho, H., Jo, S., Choi, J., & Lim, Y.** (2025). Exploring Macrofungal Biodiversity and Distribution on Kyodong Island, Republic of Korea. *Mycobiology*, 53, 466 - 479. <https://doi.org/10.1080/12298093.2025.2510724>
- Talmat, S., Martín-Martín, M., Benyoucef, M., Ferré, B., & Belhai, D.** (2025). The Koudiat El Madene unit (Kabylia “Dorsal”, Algeria) and its correlation with similar units belonging to the Rif-Betic Arc (Morocco and Spain). *Journal of African Earth Sciences*. <https://doi.org/10.1016/j.jafrearsci.2024.105515>
- Torrejón, H.M.** (2005). Contribución al estudio de la flora micológica del Desert de les Palmes (Castelló), IV. *Revista Catalana de Micologia*, (27), pp 99–114, <https://raco.cat/index.php/Micologia/article/view/272532>.
- Youcef-Khodja, L.** (2021). contribution à l’inventaire, à la connaissance et à l’utilisation des macro-champignons en Algérie. Thèse de Doctorat, Université des Sciences et de la Technologie Houari Boumediene, Alger. 170p.

DIVERSIDAD FÚNGICA MEDITERRÁNEA – CASTELLÓN.

Cándido Sos Escudero



En los 5 años de existencia del proyecto de catalogación de los hongos de la provincia de Castellón se han realizado un total de 6121 observaciones distribuidas según el mapa adjunto.





Hemimycena subtilis, Antonini (2003)

asm-cas

Sobre restos de plantas herbáceas u hojitas. *Viburnum tinus*.

Hemimycena (trébol)
sobre restos de plantas herbáceas u hojitas.

Sosobro: 1-2mm Ø. Campanulado en los ejemplares jóvenes y embudado umbilicado en los adultos. Con superficie hirsuta. Pie filiforme con abundantes raizicillos. Láminas poco definidas (corte venas), arqueadas y decurrentes. Sin llegar al margen del sosobro.

Hojas de la pitipatella lisas. Abundantes pilosidad. Querulocistíolos asentes.

Esporas hialinas, lisas, oblongas/baciliformes, apiculadas e inampliables $Q \geq 2$ de $Me = 10.5 \times 4.6 \mu m$.

Microglossum clavatum, V. Kuleva (2017)

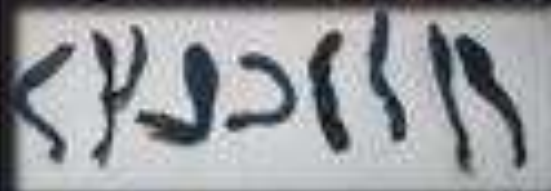
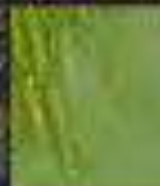
asm-cas

Sápofita, bajo *Viburnum tinus*, *Illex sempervirens*, *Pinus leucodermis*...

Hasta 5.5 cm de longitud y 1.3 cm de ancho. Unpe más largo que la clavela. Ascos octosporos y ambores. Cistozo. Parafisi ensanchadas en el ápice. Esporas uniseriadas, lisas, baciliformes, hialinas con hasta 4 pústulas en su interior de

$Me = 16.1 \times 4.8 \mu m$; $Q = 3.4$

Consistencia: secuencia (Gribiak-Kuleva) 99.0%



***Microglossum truncatum*, V. Kulera (2017)**

Saprófito, bajo *Rubus ulmifolius*, *Asplenium onopteris* y *Viburnum*

Eslepe más largo que la clavícula (2.5-1.5; 2.5-2...). Ascos octosporicos y amiloides. Esporas+ Paráfisis filiformes, hialinas, simples o ramificadas y NO empujadas en el ápice. Esporas lisas, uniformes, hialinas con hasta 4 gúttulas. Biseriadas arriba y uniseriadas en la parte de abajo del aso de $Me = 13.6 \pm 4.3 \mu m$; $Qs = 3.2$



The image shows a photograph of the fungus *Microglossum truncatum* growing on a forest floor. Below the main photo are four smaller images: a row of dark, elongated spores; a close-up of the fruiting body; a microscopic view of spores with guttules; and a microscopic view of the asci.

***Ramariopsis kunzei*, Corner (2017)**

En talud bajo *Rubus ulmifolius*, *Asplenium onopteris* y *Viburnum tinus*

Esperas hialinas en *Ramariopsis*, amarillentas en *Ramaria*, repentinamente blancas en *Ramariopsis* y rojas/amarillentas en *Ramaria*. Confusión con *Clavaria* clásica, translocaciones de *Clavaria* clásica sobre troncos en punta y las esperas son lisas.



The image shows a photograph of the fungus *Ramariopsis kunzei* growing on a forest floor. Below the main photo are two smaller images: a microscopic view of spores and a photograph of the fungus growing on a tree trunk.

Hasta 4 cm de altura. Blanco puro en fresco, tonos amarillentos al secarse. Ramificada dicotómicamente, con ápice en punta o roma. Sin olor ni sabor significativo. Basidios tetrasporicos con la base fibulada. Esporas subglobosas, hialinas, con una gran gúttula, apiculadas y espinosas de $Me 3.96 \times 4.56 \mu m$, $q=1.15$

Geoglossum umbratile, Sacc. (1878)



Entre la hojarasca en zona muy húmeda bajo *Viburnum tinus*.



Hasta 65x5 mm. Pie estriado y granulado. Carne grisácea/rojoanaranjada.
 Ascogonios glabratulados y con 7 septos (algunos con 5-6 septos) Mr 1,3mm, 8 µm g+12.
 Ascos ochroleucos, con poco o casi sinoides, Crudeci +.
 Esporas septadas y caudadas y algunas dobladas como en bastón, de <8 µm de ancho en el ápice.
 Longitud del último tramo de la caudilla sobre 20-60 µm.
 Cultivos en PDA con inoculo (TA Zurich), SCV00017A, Italia/25, 1986/AD, Domingo, R.J.M. en Carpinus/L., University of Bristol.

Gomphidius tyrrenicus, D. Antenini & M. Antenini (2004)



Bajo madroño (*Arbutus unedo*), alcornoque (*Quercus suber*) y *Pinus pinaster*.



Su pequeño tamaño (hasta 3,5 cm diám.), píleo color rosa/amaranjado, el ennegrecimiento poco pronunciado, los tonos amarillentos de la carne en la base del pie al cortar, junto al hábitat, caracterizan la especie.

Lactocollybia varlicystis, D. A. Reid & Eicker (1994)



Hodophilus cf phaeoxanthus, enero-2023



Bajo *Viburnum tinus* y *Pinus halepensis*.



Sombrero 3-7 cm largo. ~~Tanque~~ ~~tanque~~ violáceo con el disco central más oscuro. Rodeo del sombrero envolvido hacia arriba en los ejemplares adultos. Superficie seca y con una especie de pruina blanquecina. Láminas de color violáceo, más claro que el sombrero, gruesas, bastante separadas y decurrentes. Como *Lactaria* 11-15. H. Ancha ancha. Pie delgado, más ancho cerca del sombrero y radicante y con tonos amarillos en la zona basal y aloéctico en el resto. Carne con tonos violáceos, más claro en la zona basal del pie que es de color amarillo. Olor a raíz de rapallo al corte. Basidios basíditos y basidiosporas. Esporas de globose a elipsoidales con 1 gran punta de 3.3-4.7 x 4.4-6.2 Qe. 1.05-1.42 μ m 4.04x1.99 μ m-1.24

Imperator luteocupreus; Hueyov (2013)



Bosque de Quercus saber (alcornoque), Pinus pinaster y Erica arborea.



Soncheros de hasta 20 cm ø. De color muy variable, primero amarillos, pero rápidamente a color amarillado y después rojo, con manchas de diversos colores, sobre todo rojizas. Cutícula maculosa, lisa y seca, brillante en algunas partes pero no viscosa. Tienen habitualmente láminas, de color amarillo, elásticas de rojo. A veces al corte, desde rojo, que pueden ser amarillos al seco, e incluso en los especímenes adultos se amaniguelan. Pie subterráneo cilíndrico o claviforme, de color amarillo, recubierto de una fina película de color amarillado o rojo. La base puede tornarse poco suavia. Carne color amarillo que aviva al momento de ser cortada de forma intensa para pelarse al diente y, incluso, rojiza al de una boca. Agua rosada en la base del pie. Es pegoso y consistente, de sabor un tanto ácido y olor desagradable.

Aureoboletus gentilis; Hueyov (2013)



Bosque de Quercus saber (alcornoque) y Quercus rotundifolia.



Soncheros pequeños menos de 5 cm ø, superficie lisa y muy viscosa de una coloración rosada o carmesí con manchas más oscuras. Tubos hasta 1 cm long., maculados con pocas pilas finas y redondeadas, de color amarillo intenso que escaja gotitas de agua, con la cual se hacen grandes y angulosas y se mancha de rojo. Pie claviforme, cilíndrico o ligeramente ventruado y radicante, hasta 7x1.5 cm, con superficie lisa, amarilla y con la edad irregularmente manchada de rosada. Carne firme, blanca y rosada bajo la superficie del sombrero, invariable al corte, y sin sabor ni olor perceptibles.

Cyanoboletus poikilochromus, M. Zschumacher, D. Hymel & A. Hohenstein (2016)



Bosques de Quercus en terreno calizo o mólico con pino. Especie muy termófila.



Se caracteriza por la coloración naranja-rojizo que adquiere toda la seta en estado maduro, al estar dador como a fruta madura de los cistópteros viejos, la presencia de micelio blanquecino-amarillento en la base del pie y ser muy termófila y de terreno calizo. Sonberry entre 5-12 cm de diámetro. Carne amarilla que oscurece al cocer y toma tinte naranja-rojizo en las zonas dañadas. Poros amarillo limón que viran a tonos oliváceos al madurar, poros que viran de amarillo a anaranjado al madurar.

Plectania rhytidia, Sacc. (1867)



Sobre restos, seguramente de Quercus suber. En bosque de Quercus suber, Rhamnus alaternus, Erica arborea, Senecio aspera y Rhamnus spínosa y Picus halspensis.



Copositos de entre 0.5 a 0.7 cm a y hasta 0.5 cm de alto. Abertura apical circular, margen regular con reborde marginado, dentado de 0.2-0.5 cm de diámetro. Cara externa de color negro, acanalada/acostillada con pequeñas protuberancias en las costillas y pilosa en la base. Pequeño pie en algún ejemplar. Himenio liso de color negro. Carne negra sin olor resinoso. Substrato abundante, negro y piloso.

Asci octosporicos, uniseriados, rporulados e inamovibles. Partidos delgados y septados. Esporas hialinas, elípticas pero asimétricas, con borde convexo ornamentado con varias costillas transversales. M=23.8x10.5 µm; Q=2.3

***Scutellinia nigrohirtula*, La Biel (1964)**

Sobre restos de *Populus* ya muy degradados bajo una cascada y bombardeado en el cauce de un río... encontrada también sobre restos de haya y de *Laurus* sp.



Apothecios de color naranja anaranjado de hasta 1 mm ø y con presencia de pelos cortos, sencillos, con el ápice bidentado, septados (3-8 septos), pared gruesa y con base simple o bifida de las ramas caracohódicas y dimensiones tanto en el margen como el estípite de 176.2(264.8) x 200.3(294.8) µm.

Esporas elipsoidales, multiseptadas y ornamentadas con pequeñas verrugas. De 17.3-23 x 12- 16 µm Q = 1.3- 1.6.

Ascos octosporicos, uniseriados e hialinos de M=235.2 x 18.3 µm.

Paráfisis septadas, con pigmento carotenoide anaranjado y ápice ligeramente espiculado hasta 14 µm.

***Scutellinia subhirtella*, Štěrček (1971)**



Apothecios de color rojo anaranjado de hasta 7 mm ø.

Pelos marginales septados con hasta 11 septos y base simple o bifurcada de 352-660x22-35 µm. Ancho pared pelos 5.1- 6.7 µm. Ascos octosporicos, uniseriados e hialinos de 210-362x54.6- 19.7 µm. Crecen + Paráfisis bifurcadas, septadas y ligeramente ensanchadas en el ápice hasta 13.5 µm en el ápice.

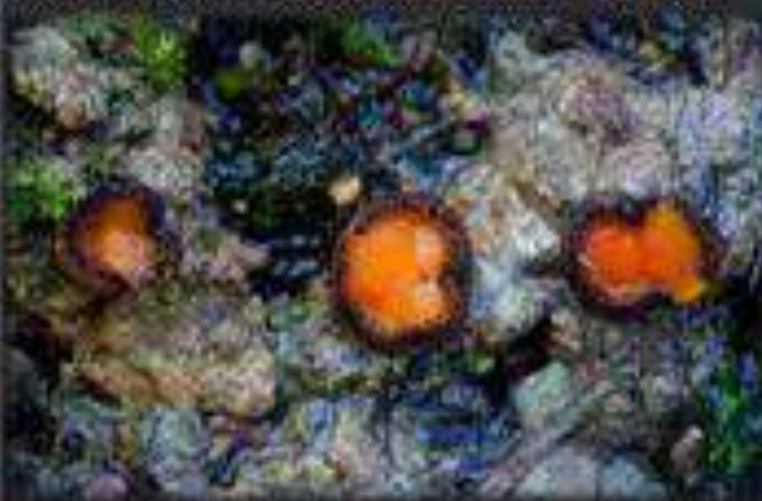
Esporas elipsoidales, con verrugas anchuras pequeñas y medianas de 18-21x11.2- 14 µm Q=1.5-1.7.

Parafosoma no se afloja al calentar en anh. de lactofenol. Ancho de las verrugas 0.6-1.8 µm.

Scutellinia umbrorum, Lambotte (187)

asm-cas

En talud húmedo y musgoso, junto a arroyos, sobre el suelo, y sobre la propia roca, bajo *Robinia pseudoacacia*, *Laurus nobilis* y *Pinus* sp.



Apotecios parafusados de hasta 9mm ø. Con pelos oscuros ligulados.

Pelos de entre 435-745x 24-30 µm y pared entre 3-4 µm de ancho, puntiagudos con base ensanchada y raíz simple, bifurcada o multiseptada y entre 7-10 septos.

Ascas octosporicas e izomorfas de entre 237-266 µm de longitud. Esporas ampliamente elipsoidales con verrugas medianas y grandes mayoritariamente aisladas de hasta 2,3 µm de ancho y hasta 1,2 µm de alto y perisporio que no se desprende al calentarse en solución de lactofenol 50-22x14-16,7 µm Q = 1,5-1,4.

Malvipezia howsei, Van Vooren (2020)

asm-cas

Sobre suelo húmedo junto a arroyos, bajo *Robinia pseudoacacia*, *Laurus nobilis*, *Celtis australis* y *Pinus* sp.



Hasta 16 mm ø discoides, largo acropetal y acaba apiculándose, gran variabilidad cromática de azul púrpura a púrpura intenso, que se desvanecen de marrón púrpura a color vino, sin latex.

Esporas elipsoidales, hialinas, 2 glóbulos en los extremos, lisas en espesas imaduras y superficial con verrugas bajas, aisladas y perifericamente cuando maduras, 13,5-16,9x7-9,4 µm Q=1,8-2.

Ascas octosporicas, septuladas, amiloides en el ápice internamente aculado en 82 más difusamente en pared tipo WTF - Coombs, 251,267 x 12,2 (12,6), 50-13,4 µm.

Paráfisis cilíndricas, engrosadas en el ápice hasta 4-8 µm.



Morchella palazonii, Clowez & L. Romero (2015)



Bosque de ribera. Bajo *Robiella pseudoacacia*, *Populus alba*, *Ulmus minor*. También junto a naranjos y otros árboles frutales.



Mitra trapezoidal con ápice fino a truncado, inicialmente gris oscuro, pronto amarillento o amarillo sucio. Alveolos poco profundos, poligonales, ahuecados en los ejemplares jóvenes después recurrentes a estriados. Bordas blanquecinas, con manchas rojas-anaranjadas tempranas. Pie que se tala de rojo con la manipulación.

Lactarius fraxineus, Romagn. (1964)



Bajo *Quercus suber*, *Ulex parviflorus*, *Cistus salvifolius*, *Lavandula stoechas*, *Pinus halepensis* y *Arbutus unedo*. Asociado a *Quercus*, no solo a *Fraxinus*.

Puede confundirse con *Lactarius griseus*, en fragmentos que y secciona bastante viscoso azulado no queda en seco.



Sombrero hasta 7 cm, de convexo a muy deprimido, con borde levantado hacia la base, irregular y excedente, cincado inicialmente viscoso; con brillo brillante cuando la superficie se seca. Color anaranjado rojo, zonas concéntricas más o menos marcadas, más oscura en el centro. Láminas decurrentes, densas, anastomosadas, en forma de horquilla, crema al inicio después gris-oliváceo en las zonas heridas. Láminas Marcó, gris-oliváceo secando sobre las láminas, pronto seco pero no endurece. Pie cortado con zona ancha blanquecina en la unión a las láminas.





POSTERS

Antioxidant and anti-inflammatory properties of four wild *Cortinarius* spp. from Italy

Anahi Elena Ada Bucchini¹, Laura Giamperi^{1*}, Bianca Ranocchi², and Antonella Amicucci²

¹Center of Research “Botanic Garden”, Department of Biomolecular Sciences, University of Urbino Carlo Bo, Urbino, Italy

²Department of Biomolecular Sciences, University of Urbino Carlo Bo, Urbino, Italy

*Corresponding author: laura.giamperi@uniurb.it

Abstract

Cortinarius is a large genus of fungi widely distributed across temperate and boreal regions, comprising more than 5000 described species. Despite its ubiquity, many species remain understudied, particularly regarding their chemical composition and potential health benefits. While some *Cortinarius* spp. are considered inedible or not palatable, they may represent a rich source of bioactive compounds, such as polyphenols, with antioxidant and anti-inflammatory properties.

In this study, ethanolic extracts of four edible *Cortinarius* spp. (*C. praestans*, *C. cumatilis*, *C. varius*, and *C. caperatus*), collected in different regions of Italy, were analyzed to determine their total phenolic content and evaluate antioxidant and anti-inflammatory activities. The total polyphenolic content was measured using the Prussian Blue method, while antioxidant activity was assessed through the DPPH radical scavenging assay. Anti-inflammatory potential was evaluated using the 5^l-lipoxygenase inhibition assay.

Results showed that *C. cumatilis* contained the highest levels of phenolic compounds and displayed the strongest antioxidant activity. Positive correlations were observed between total phenolic content and antioxidant capacity in all extracts. Moreover, all tested species exhibited significant anti-inflammatory effects, with *C. cumatilis* again demonstrating the highest activity.

These findings indicate that wild *Cortinarius* spp. can be considered a promising source of bioactive compounds with potential nutritional and therapeutic applications. The study suggests that these mushrooms, particularly *C. cumatilis*, could be explored as dietary supplements or functional food ingredients.

Introduction

The *Cortinarius* spp. are mycorrhizal fungi (ectomycorrhizal), extremely widespread in many ecosystems, in forests of temperate and arctic-alpine climates in both terrestrial hemispheres while more rarely found in tropical forests (Brazil, Mexico, Congo, Guinea) (Hoiland & Holst-Jensen, 2000; Niskanen *et al.*, 2016; Corrales *et al.*, 2022). The *Cortinarius* develop symbiotic relationships with arboreal plants, but also with shrubby and herbaceous plants. In Europe *Cortinarius* spp. form ectomycorrhizal symbiosis with most coniferous (e.g. pine, spruce, fir) and deciduous trees (oak, hornbeam, beech, birch, poplar, willow, birch) as well as with shrubs (e.g. Dryas) especially in arctic-alpine habitats (Niskanen *et al.*, 2012).

Cortinarius spp. play a key role in the carbon cycling of boreal forests (Bödeker *et al.*, 2014). Several species have narrow ecological preferences and sensitivity to environmental change. Therefore, many *Cortinarius* have been used as indicator species for valuable natural environments, mostly in North Europe (Liimatainen *et al.*, 2014).

Despite its key value for the ecological balance of forests, few of the *Cortinarius* spp. are edible. The edibility of most species is yet unknown, and there are some seriously poisonous species as well (Bellù & Verroi, 2014). Furthermore, little is known about their functional properties and beneficial effects on health.

Several edible mushrooms have been widely used in folk medicine throughout the world since ancient times (Gao, 2006); their functional properties and beneficial effects on health were studied and some of them turned out to be nutritionally functional foods and important sources of physiologically beneficial and non-toxic medicines. Recently, these fungi have been reported to possess a variety of bioactivities, such as antitumor, antimicrobial, hypoglycemic, and antioxidant properties (Li et al., 2006; Xiao et al., 2012; Xu, Beelman, & Lambert, 2012). Phenolic compounds (Chenet et al., 2012; Cheung & Cheung, 2005) and polysaccharides (Li et al., 2006) are very often thought to be responsible for the antioxidant activity of fungi. The *Cortinarius* spp. examined herein (*C. praestans*, *C. cumatilis*, *C. varius*, *C. caperatus*, Figure 1) are included among the edible mushrooms, but due to the presence of numerous very poisonous species in this broad genus, they are little known and appreciated.

Aimed at deepening the knowledge about these widely spread edible *Cortinarius* and at implementing their value in the gastronomic, commercial, and nutraceutical fields, we have planned a first research approach to evaluate the possible presence of antioxidant activity.



Fig. 1 - *Cortinarius* species under study (<https://ambbresadola.it/>).

Material and Methods

Sample collection and identification

Wild specimens of *C. praestans*, *C. cumatilis*, *C. varius*, and *C. caperatus* were collected from various locations in Italy during the fruiting season. Samples were carefully identified using morphological characteristics and standard taxonomic keys.

Preparation of the ethanolic extract

The *Cortinarius* fruiting bodies were subjected to ethanolic extraction to obtain bioactive metabolites. The extraction protocol was adapted from Saltarelli *et al.* (2019) with minor modifications suitable for fungal tissue. The inner portions (1–5 mm) from each sample were excised with sterile scalpels and forceps, weighed to determine the fresh weight, and then dried at 60 °C for five hours. The dried tissues were ground using a pestle and mortar in liquid nitrogen, and the resulting powder was transferred to sterile 50 mL tubes for extraction with 20 mL of 80% (v/v) ethanol under gentle agitation at 4 °C overnight. The fungal extracts were centrifuged at 14,000 rpm for 15 min at 4 °C, and the supernatant was collected. The pellet of each sample was re-extracted twice with 15 mL of ethanol/water (80%, v/v) for 1 h under the same conditions. Supernatants from the three extractions from each sample were pooled and dried. Finally, they were resuspended in 1 mL of 80% ethanol (v/v). Extracts were stored at 4 °C for further use.

Determination of the total content of polyphenols

The total polyphenol content was determined by the Prussian Blue method as reported by Bucchini A. *et al.* (2016). It is a qualitative-quantitative assay that allows us to evaluate both the total content of the polyphenols present, but also their oxidative-reductive potential. Aliquots of the sample to be tested were diluted with distilled water until reaching the volume of 1 mL. After adding 60 µL of ferric ammonium sulphate [FeNH₄(SO₄)₂] 0.1 M, the samples were incubated for 20 min at room temperature. Subsequently, 60 µL of 8 mM potassium ferricyanide [K₃Fe(CN)₆] was added to the reaction mixture and after further 20 min of incubation at room temperature, the optical density of the mixture was read at 720 nm. Quercetin was used as a standard to build a calibration curve.

Free radical scavenging activity

The radical scavenging activity of the samples was determined using a spectrophotometric method based on the reduction of the stable free radical 1,1-diphenyl-2-picrylhydrazil in ethanolic solution (Bucchini A. *et al.*, 2016). The DPPH test was carried out as follows: different volumes of sample diluted in 80% ethanol were added to 1.5 mL of ethanolic solution of DPPH (100 µM).

The transition from the radical form (DPPH ·) to the reduced form (DPPH-H), in the presence of an antioxidant able of acting as a hydrogen donor (AH),



determines the color change of the ethanolic solution, which becomes a typical purple color. The consequent decrease in absorbance was recorded at 517 nm after about 30 min of incubation of the samples in the dark and at room temperature.

The percentage of reduction calculated in relation to the control (DPPH 100 µM without addition of antioxidant agents) was considered as an index of the antioxidant capacity. The processing of the absorbance values thus obtained allowed the calculation of the EC₅₀, i.e. the concentration of the sample necessary to reduce the 50% of DPPH in radical form.

Determination of “in vitro” anti-inflammatory activity: 5^l-lipoxygenase assay

Inhibition of 5^l-lipoxygenase activity was assayed spectrophotometrically according to the method of Sud'Ina GF. *et al.*, 1993, modified by Bucchini A. *et al.*, 2016. The assay mixture (1 mL) contained: 0.1 mM linoleic acid, the sample (or the same quantity of solvent as reference) and 50 mM sodium phosphate, pH 6.8. This mixture was maintained at 23°C for about 10 min. Subsequently, 0.18 µg mL⁻¹ of commercial 5^l-lipoxygenase was added to the mixture and the formation of hydroperoxides from linoleic acid was observed spectrophotometrically at 235 nm at 23°C.

Results are expressed as the amount of extract that caused 50% inhibition of lipoxygenase activity (IC50).

Results and Discussion

The analysis of the four *Cortinarius* species revealed clear differences in their biochemical profiles and biological activities. As shown in Figure 2, *C. cumatilis* exhibited the highest total phenolic content, followed by *C. praestans*, *C. varius*, and *C. caperatus*.

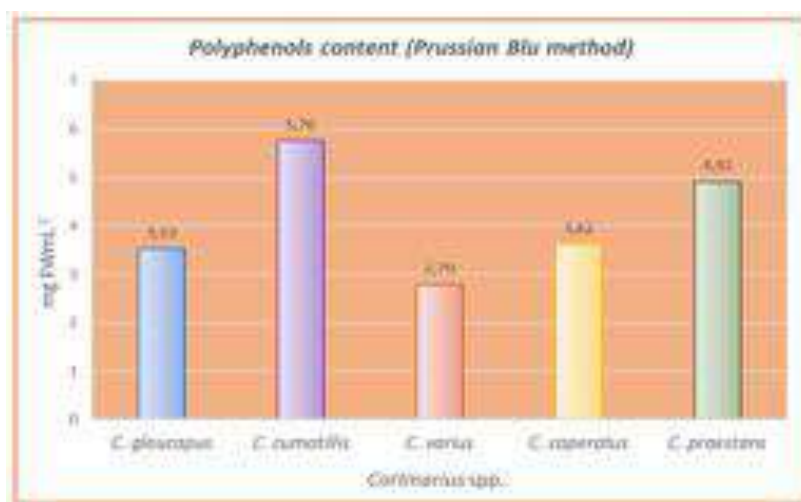


Fig. 2 - Total polyphenols content in different extracts of *Cortinarius* spp. tested with the Prussian Blue method.

This trend was mirrored in the antioxidant assays where *C. cumatilis* displayed the strongest DPPH radical scavenging activity (Figure 3), The correlation analysis demonstrated a positive and linear relationship between total phenolic content and antioxidant capacity, confirming that polyphenols are likely the major contributors to the observed free radical scavenging effects (data not shown).

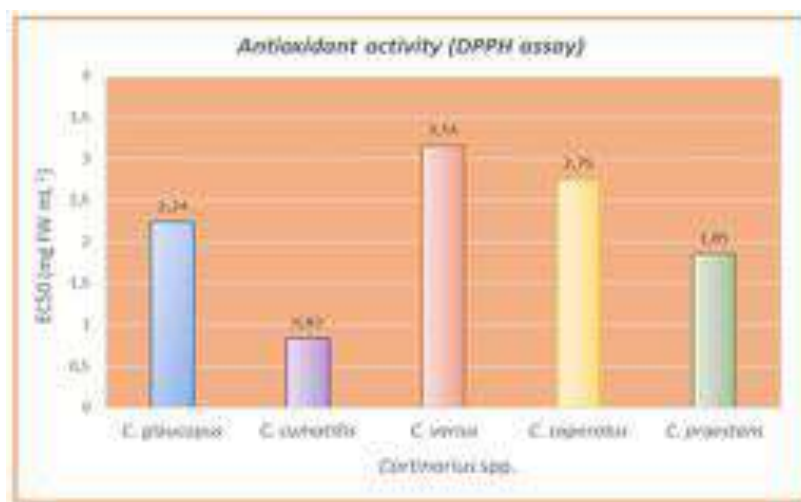


Fig. 3 - *In vitro* radical scavenging capacity determined by DPPH assay in different extracts of *Cortinarius* spp. Results are expressed as EC50.

All four species also showed measurable *in vitro* anti-inflammatory activity, as indicated by the inhibition of 5^l-lipoxygenase (Figure 4). Consistent with the antioxidant results, *C. cumatilis* again exhibited the highest

inhibitory effect. These findings support the well-established role of phenolic compounds in modulating oxidative stress and inflammatory pathways, in line with previous observations in other edible fungi.

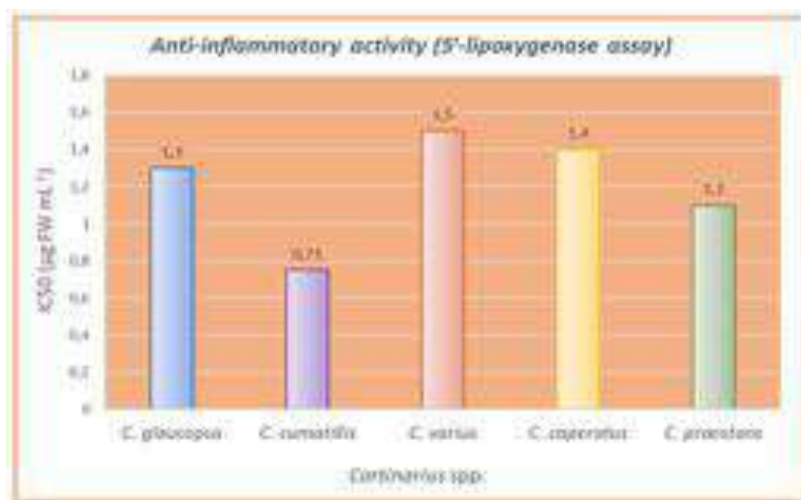


Fig. 4 - *In vitro* anti-inflammatory activity tested by 5^l-lipoxygenase assay in different extracts of *Cortinarius* spp. Results are expressed as IC₅₀.

Overall, the combined interpretation of these results indicates that wild *Cortinarius* species contain significant quantities of phenolic compounds that are strongly associated with their antioxidant properties. The superior performance of *C. cumatilis* across all assays suggests species-specific differences in secondary metabolite composition, possibly influenced by ecological conditions at the collection sites. Its consistent activity profile highlights this species as a particularly promising source of bioactive compounds.

From a nutraceutical perspective, these findings are noteworthy. Although the genus *Cortinarius* includes numerous toxic species, the edible species investigated represent a valuable and underexplored resource. Their demonstrated antioxidant and anti-inflammatory properties indicate potential applications in functional foods, dietary supplements, or natural health-promoting formulations.

Conclusions and Future Perspectives

This study provides one of the first integrated evaluations of phenolic content and biological activity in edible *Cortinarius* species. The strong correlation between polyphenols and antioxidant potential, together with the observed inhibition of 5^l -lipoxygenase, underscores the relevance of these fungi as natural sources of bioactive metabolites.

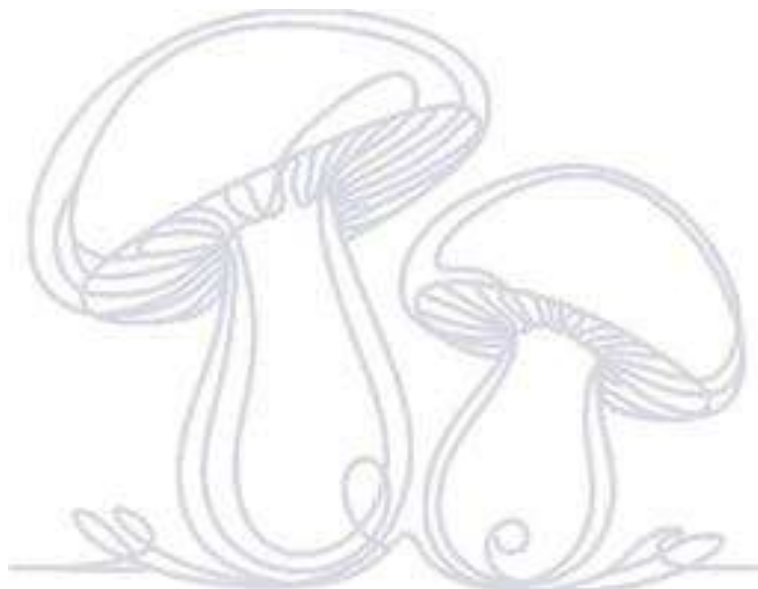
Future research should aim to *i*- isolate and characterize individual phenolic constituents; *ii*- assess their stability, absorption, and bioavailability; *iii*- explore potential synergistic effects between phenolic and non-phenolic compounds; *iv*- evaluate biological activity in cell-based and *in vivo* models.

Such investigations will be essential to fully elucidate the nutraceutical potential of these species and to support their possible use in functional food development or integrated health strategies.

REFERENCES

- Bellù F., & Verroi G.** (2014). *Cortinarius* (Pers.) Gray. In: *Fungi non Delineati, Pars XCII–XCIII* (92–93). Edizioni Candusso, Alassio, Italy.
- Bödeker I.T., Clemmensen K.E., de Boer W., Martin F., Olson Å., Lindahl B.D.** (2014). Ectomycorrhizal *Cortinarius* species participate in enzymatic oxidation of humus in northern forest ecosystems. *New Phytologist* 203(1):245–56. <https://doi.org/10.1111/nph.12791>.
- Bucchini A., Scoccianti V., Ricci D. and Giamperi L.** (2016). Cocomerina pear: an old and rare fruit with red pulp. Analysis of phenolic content and antioxidant/anti-inflammatory capacity. *CYTA Journal of Food*. 148(4), 518–522. <https://doi.org/10.1080/19476337.2016.1147084>.
- Chen W., Feng L., Huang Z., & Su H.** (2012). Hispidin produced from *Phellinus linteus* protects against peroxynitrite-mediated DNA damage and hydroxyl radical generation. *Chemico-Biological Interactions*, 199(3), 137–142. <https://doi.org/10.1016/j.cbi.2012.07.001>.
- Cheung L. M., & Cheung P. C. K.** (2005). Mushroom extracts with antioxidant activity against lipid peroxidation. *Food Chemistry*, 89(3), 403–409. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2004.02.049>.
- Corrales A., Koch R. A., Vasco-Palacios A. M., Smith M. E., Ge Z. W., & Henkel, T. W.** (2022). Diversity and distribution of tropical ectomycorrhizal fungi. *Mycologia*, 114(6), 919–933. <https://doi.org/10.1080/00275514.2022.2115284>.
- Gao J.-M.** (2006). New biologically active metabolites from Chinese higher fungi. *Current Organic Chemistry*, 10(8), 849–871. <https://doi.org/10.2174/138527206776894393>
- Hoiland K. & Holst-Jensen A.** (2000). *Cortinarius* phylogeny and possible taxonomic implications of ITS rDNA sequences. *Mycologia* 92, 694–710. <https://doi.org/10.1080/00275514.2000.12061210>.
- Li S. P., Zhang, G. H. Zeng Q., Huang Z. G., Wang Y. T., Dong T. T., et al.** (2006). Hypoglycemic activity of polysaccharide, with antioxidation, isolated from cultured *Cordyceps* mycelia. *Phytomedicine*, 13(6), 428–433. <https://doi.org/10.1016/j.phymed.2005.02.002>.
- Liimatainen K., Niskanen T., Dima B., Kytövuori I., Ammirati J.F., Frøslev T.G.** (2014). The largest type study of Agaricales species to date: bringing identification and nomenclature of *Phlegmacium* (*Cortinarius*) into the DNA era. *Persoonia*. <https://doi.org/10.3767/003158514X684681>.
- Niskanen T., Liimatainen K., Kytövuori I., Lindström H., Dentinger B. T. M., & Ammirati J. F.** (2016). *Cortinarius* subgenus *Callistei* in North America and Europe—type studies, diversity, and distribution of species. *Mycologia*, 108(5), 1018–1027. <https://doi.org/10.3852/16-033>.
- Saltarelli R., Palma F., Gioacchini A. M., Calcabrini C., Mancini U., De Bellis R., Stocchi, V. & Potenza L.** (2019). Phytochemical composition, antioxidant and antiproliferative activities and effects on nuclear DNA of ethanolic extract from an Italian mycelial isolate of *Ganoderma lucidum*. *Journal of ethnopharmacology* 231, 464–473. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2018.11.041>.
- Sud'ina G.F., Mirzoeva O.K., Pushkareva M.A., Korshunova G.A., Sumbatyan N.V., et al.** (1993). Caffeic acid phenethyl ester as a lipoxygenase inhibitor with antioxidant properties. *FEBS Letters* 329, 21–24. [https://doi.org/10.1016/0014-5793\(93\)80184-V](https://doi.org/10.1016/0014-5793(93)80184-V).

Xiao J. H., Xiao D. M., Chen D. X., Xiao Y., Liang Z. Q., & Zhong J. J. (2012). Polysaccharides from the medicinal mushroom *Cordyceps taii* show antioxidant and immunoenhancing activities in a D-galactose-induced aging mouse model. Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine, 2012, 273435. <https://doi.org/10.1155/2012/273435>.



Estudio de la diversidad del líquen *Ricasolia virens* en la Sierra del Sueve (Asturias, España).

Clara Canós¹, Salvador Chiva¹, Isaac Garrido-Benavent², Tamara Pazos², Eva Barreno¹, Juan S. Álvarez-Aspra³, Arnoldo Santos⁴, Patricia Moya¹

¹ Instituto Cavanilles de Biodiversidad y Biología Evolutiva (ICBiBE)—Botànica, Universitat de València, Spain// ² Departament de Botànica i Geologia, Universitat de València, Spain// ³ Aspra Consultoría Ambiental// ⁴ Jardín de Aclimatación de la Orotava, Tenerife, Spain

¿Qué es un líquen?

Los líquenes constituyen un paradigma de asociaciones mutualistas entre especies pertenecientes a linajes muy distantes evolutivamente. Estos organismos son sistemas simbióticos compuestos, complejos y multidimensionales a nivel biológico, morfológico y funcional, que se individualizan a partir de asociaciones cíclicas dando lugar a estructuras emergentes: los talos líquénicos (García-Breijo et al., 2023). Así, los líquenes representan simbiosis autosuficientes que habitan una gran variedad de ecosistemas terrestres y contribuyen significativamente al ciclo de los minerales y al flujo energético a escala global (Grimm et al., 2021). Además, los talos líquénicos son especialmente sensibles a los cambios ambientales, y se ha demostrado que estos organismos son excelentes bioindicadores, capaces de detectar de forma rápida y precisa alteraciones derivadas de actividades antrópicas (Barreno et al., 2006).

Los talos de estos organismos están formados, al menos, por un hongo estructural, el “micobionte” y uno, o varios, organismos fotosintéticos, los fotobiontes, que pueden ser microalgas verdes (“ficobionte”) y/o cianobacterias (“cianobionte”) (Hawksworth y Grube, 2020). El micobionte se considera el hospedador principal o simbionte predominante, ya que proporciona estructura y protección a los microbiota, regula la luz, el intercambio de gases y almacena CO₂. Por otro lado, las células fotosintéticas, situadas extracelularmente dentro de una matriz de hifas fúngicas, producen energía en forma de polioles (azúcar-alcoholes) que son esenciales para el micobionte y participan en la regulación del estrés hídrico (Muggia et al., 2018).

En el caso de los líquenes tripartitos, múltiples fotobiontes (microalgas verdes y cianobacterias) coexisten en un mismo talo. Las cianobacterias se localizan en estructuras especializadas organizadas por el micobionte, denominadas cefalodios, que pueden aparecer en distintas regiones del talo. El descubrimiento de este tipo de talos supuso, en su momento, un gran avance en la Liquenología, ampliando la comprensión de la complejidad de las simbiosis líquénicas. Así, a la diversidad total de asociados fotosintéticos en líquenes con ficobiontes (microalgas verdes) y cianobiontes (cianobacterias) se conoce como fotobiota (Rikkinen, 2013). La coexistencia de microalgas verdes (eucariotas) y cianobacterias (procariotas) en un mismo talo líquénico refleja la elevada capacidad adaptativa de los líquenes, permitiéndoles simultáneamente disponer

de una fuente fotosintética y de un simbionte fijador de nitrógeno, lo cual les facilita prosperar en ambientes diversos y, a menudo, pobres en nutrientes (García-Breijo et al., 2023; Chiva y Moya, 2025).



Figura 1 – Detalle de *Ricasolia virens* (With.) H.H. Blom & Tønsberg, liquen con talo tripartito (fotografía tomada por Álvarez-Aspra).

La liquenización es un estilo de vida extraordinariamente exitoso, ocupando vastas extensiones en diversos ecosistemas del planeta. Aproximadamente el 27% de los hongos conocidos formando asociaciones líquénicas. Debido a su naturaleza poiquilohídrica, es decir, que no pueden modular su propio contenido de agua, los líquenes pueden soportar largos periodos de sequía y muchas especies prosperan en hábitats terrestres áridos e inhóspitos, donde el establecimiento de plantas vasculares es limitado. Además, gracias a su adaptación a la anhidrobiosis, son capaces de reanudar la actividad celular inmediatamente tras rehidratarse.

Antecedentes

Ricasolia virens (With.) H.H. Blom & Tønsberg es un liquen epífito —crece sobre un organismo hospedador o forófito—considerado como muy amenazado (hasta en peligro de extinción) en muchas regiones de Europa según los criterios de la UICN. Sus talos son tripartitos, con el micobionte asociado simultáneamente a cianobacterias y microalgas verdes.

Con el objetivo de mejorar el conocimiento sobre su distribución, Álvarez-Aspra y Barreno (2023) desarrollaron un modelo predictivo de nicho ecológico para *R. virens* en la Sierra del Suevo (Asturias), utilizando Sistemas de Información Geográfica (SIG) y análisis de variables topográficas y ambientales. Este modelo permitió cuadruplicar el número de forófitos localizados, pasando de 13 árboles hospedadores, evidenciando así que *R. virens* es capaz de desarrollarse sobre un espectro arbóreo más amplio del

que se había documentado previamente en este entorno. Además, el estudio reveló que, pese a estar clasificada como esciófita, algunas poblaciones muestran un comportamiento fotófilo. Este trabajo es fundamental para el estudio que aquí se presenta, ya que el área de muestreo se estructura siguiendo las zonas delimitadas por dicho modelo predictivo, ampliando el muestreo realizado sobre los forófitos identificados en Álvarez-Aspra y Barreno (2023).



Figura 2 – Paisaje del hayedo de Biescona, en la vertiente norte de la cordillera de la Sierra del Sueve, en Asturias (fotografía tomada por Álvarez-Aspra).



Figura 3 – Izquierda: *Ricasolia virens* epífita sobre un haya. / Derecha: detalle de *R. virens* con apotecios (estructuras de reproducción sexual del micobionte) (fotografías tomadas por Álvarez-Aspra).

Objetivo y metodología

El objetivo del presente estudio es analizar las relaciones filogenéticas de los tres simbiontes de *R. virens*, utilizando muestras recolectadas en dos zonas de Asturias: la Sierra del Sueve y la Reserva de la Biosfera de Redes. Como referencia comparativa, se incluyeron también especímenes recolectados de las Islas Canarias (localidades de La Palma y Tenerife). En ambos casos, se solicitaron los permisos correspondientes.

Por cada talo de *R. virens* detectado en las localidades muestreadas (Figura 4), se obtuvieron tres fragmentos sin retirarlo del forófito, siguiendo un método no destructivo. Se recogió un fragmento de la parte central (C), otro de la zona media (M) y otro de la periferia (P) del talo (Figura 5). Las muestras obtenidas se enumeraron según el forófito donde fueron localizadas, asignando números entre 1900 y 2000. En total se obtuvieron 360 muestras correspondientes a 120 talos (100 de Asturias y 20 de las Islas Canarias).

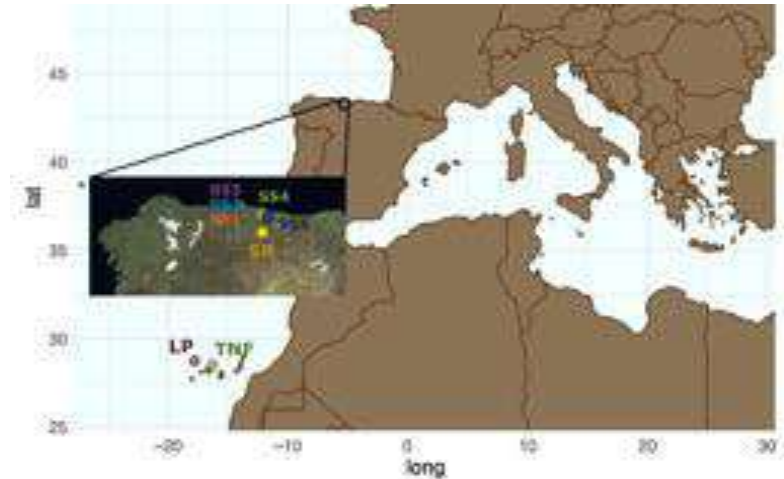


Figura 4 – Mapa de las localidades incluidas en el muestreo. LP: La Palma, TNF: Tenerife, SS: Sierra del Sueve y SR: Reserva de la Biosfera de Redes.

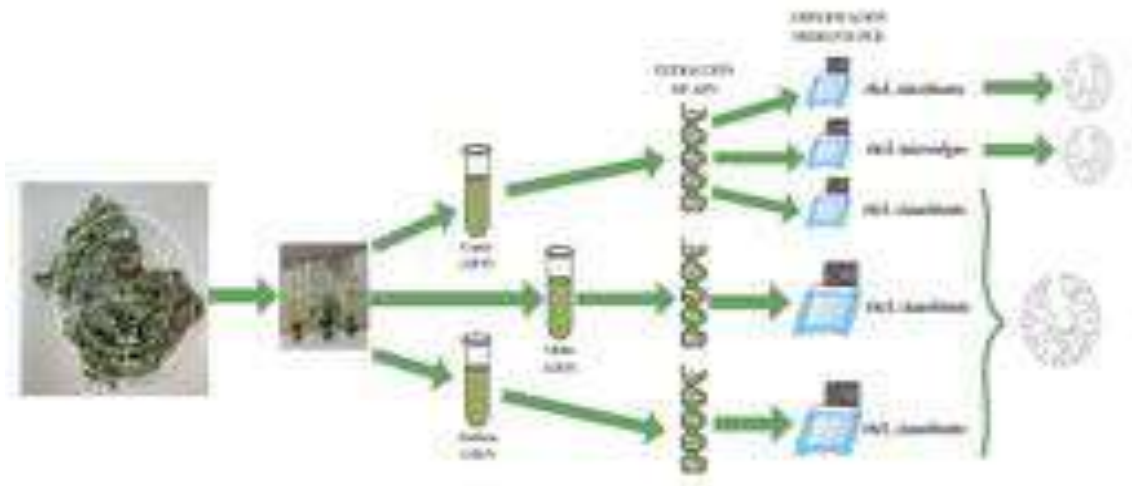


Figura 5 – Esquema del procedimiento empleado en el estudio, desde la toma de muestras del talo en el campo hasta la obtención de secuencias genómicas de los tres microorganismos estudiados.

Las extracciones de ADN y las PCRs se realizaron en el laboratorio (Figura 5). A partir de los fragmentos centrales del talo (C) se amplificaron los marcadores ITS (*Internal Transcribed Spacer*) tanto del

micobionte (hongo) como del ficobionte (microalga), además del marcador cloroplástico *rbcL* para las cianobacterias. En el caso de estas últimas, también se amplificaron a partir de las muestras obtenidas de la zona media (M) y de la periferia (P).

El marcador ITS, empleado para amplificar las secuencias del hongo y del microalga, es una región de ADN ribosomal situada entre los genes 18S, 5.8S y 28S en eucariotas. Aunque esta región no codifica proteínas, es ampliamente empleada en estudios de identificación y clasificación de organismos, y constituye el estándar (barcode) molecular en taxonomía. Para las cianobacterias se empleó el marcador *rbcL*, que codifica la subunidad grande de la enzima ribulosa 1,5-bisfosfato carboxilasa/oxigenasa (RuBisCO). Ambos marcadores se seleccionaron por su amplio uso en estudios previos y por permitir comparaciones con la abundante información disponible en bases de datos públicas.

Las secuencias nucleotídicas del hongo y las microalgas, obtenidas para el presente estudio, según los procedimientos previamente descritos, fueron comparadas en primer lugar con aquellas que se encontraban disponibles en GenBank utilizando la herramienta algorítmica BLASTn. Además, se escogieron grupos externos (“outgroup”) para cada conjunto de datos con el fin de enraizar los árboles filogenéticos.

Se usó la herramienta MAFFT versión 7.308 para generar un alineamiento de múltiples secuencias independientemente para cada conjunto de datos (hongo, microalga y cianobacteria) con el algoritmo FFT-NS-I x1000 y la matriz de puntuación 200 PAM / $k = 2$, y los siguientes parámetros adicionales: una penalización por inclusión de “gaps” de 1,53 y un “offset value” de 0,123. Los alineamientos resultantes fueron manualmente optimizados usados por la versión 9.0.2 del software Geneious para reemplazar todos los huecos al principio o al final de las secuencias más cortas que el resto con el símbolo según la IUPAC para representar cualquier base (“N”), y cortar las secuencias más largas. Las características de cada alineamiento fueron visualizadas con el software MEGA X. La versión en línea de TAxML-HPC2 versión 8.2.12 del CIPRES Science Gateway fue usada para estimar las filogenias bajo un modelo de máxima verosimilitud (ML), usando 1000 pseudoréplicas de “bootstrap” para evaluar el soporte de los nodos. Se asumió que los valores nodales de “bootstrap” mayores o iguales al 70% como significativos para dar soporte a las relaciones filogenéticas entre las secuencias.

Resultados y discusión

La filogenia del micobionte (Figura 6) mostró que todas las muestras analizadas, excepto dos, correspondieron a *R. vires*. Las secuencias del micobionte revelaron una gran homogeneidad genética entre las muestras, independientemente de su procedencia geográfica, con la excepción de un subclado ligeramente diferenciado que agrupó especímenes procedentes de las Islas Canarias. En cuanto a la filogenia del ficobionte (Figura 7), todas las muestras analizadas simbiotizan con la microalga verde *Symbiochloris reticulata* (Tschermak-Woess) Skaloud, Friedl, A. Beck & Dal Grande, que también ha mostrado una elevada homogeneidad genética.

Por otra parte, todas las secuencias de cianobacterias obtenidas pertenecen al género *Nostoc*, tal como se puede observar en la filogenia resultante del cianobionte (Figura 8). Esta incluyó secuencias de *Nostoc* previamente delimitadas (indicadas en rojo; Rodríguez-Arribas et al., 2023) y reveló una elevada diversidad genética, con la presencia de numerosos filogrupos que requieren un estudio taxonómico más exhaustivo. Resulta importante destacar que no se observaron diferencias geográficas en la distribución de los filogrupos de cianobacterias. Sin embargo, las distintas partes del talo (C, M y P) albergan diferentes filogrupos, lo que sugiere la probable coexistencia de múltiples variantes genéticas de *Nostoc* dentro de un mismo talo líquénico.

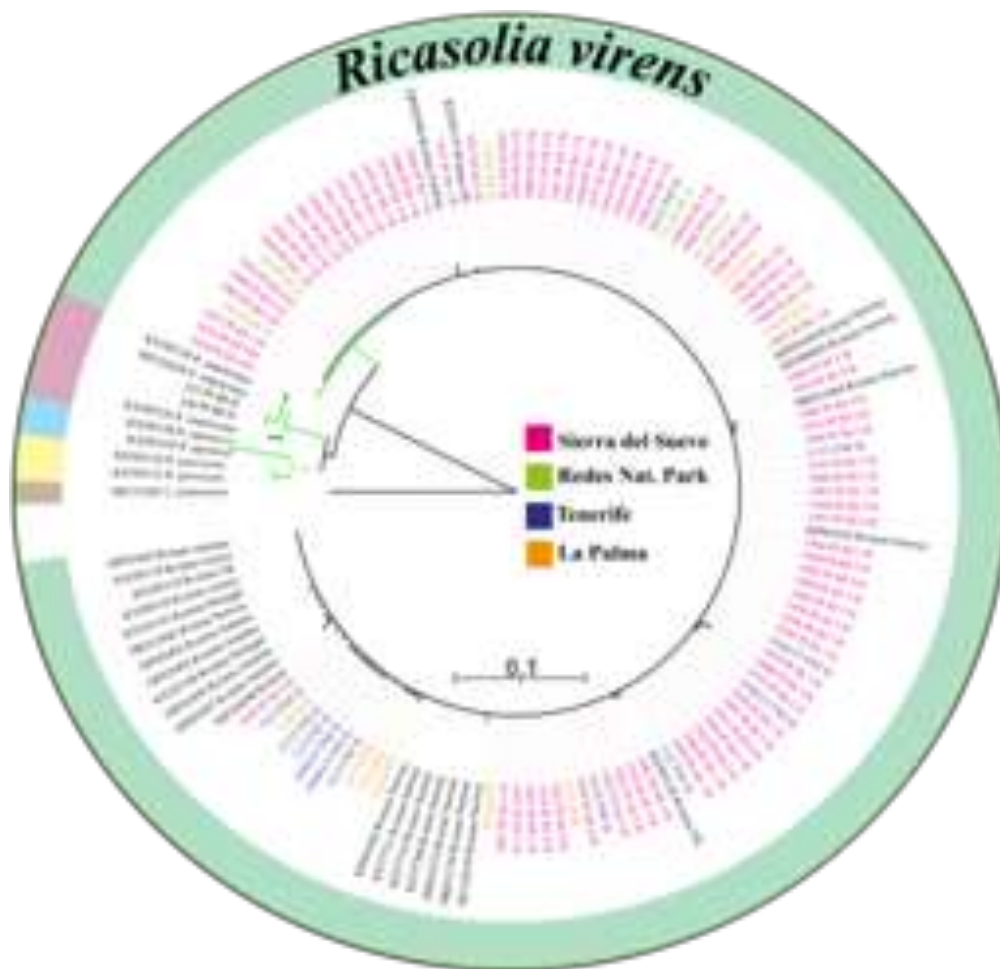


Fig.6 - Filogenia RAxML del micobionte *Ricasolia virens* (región amplificada: ITS). Las ramas destacadas indican un valor de bootstrap $\geq 70\%$.

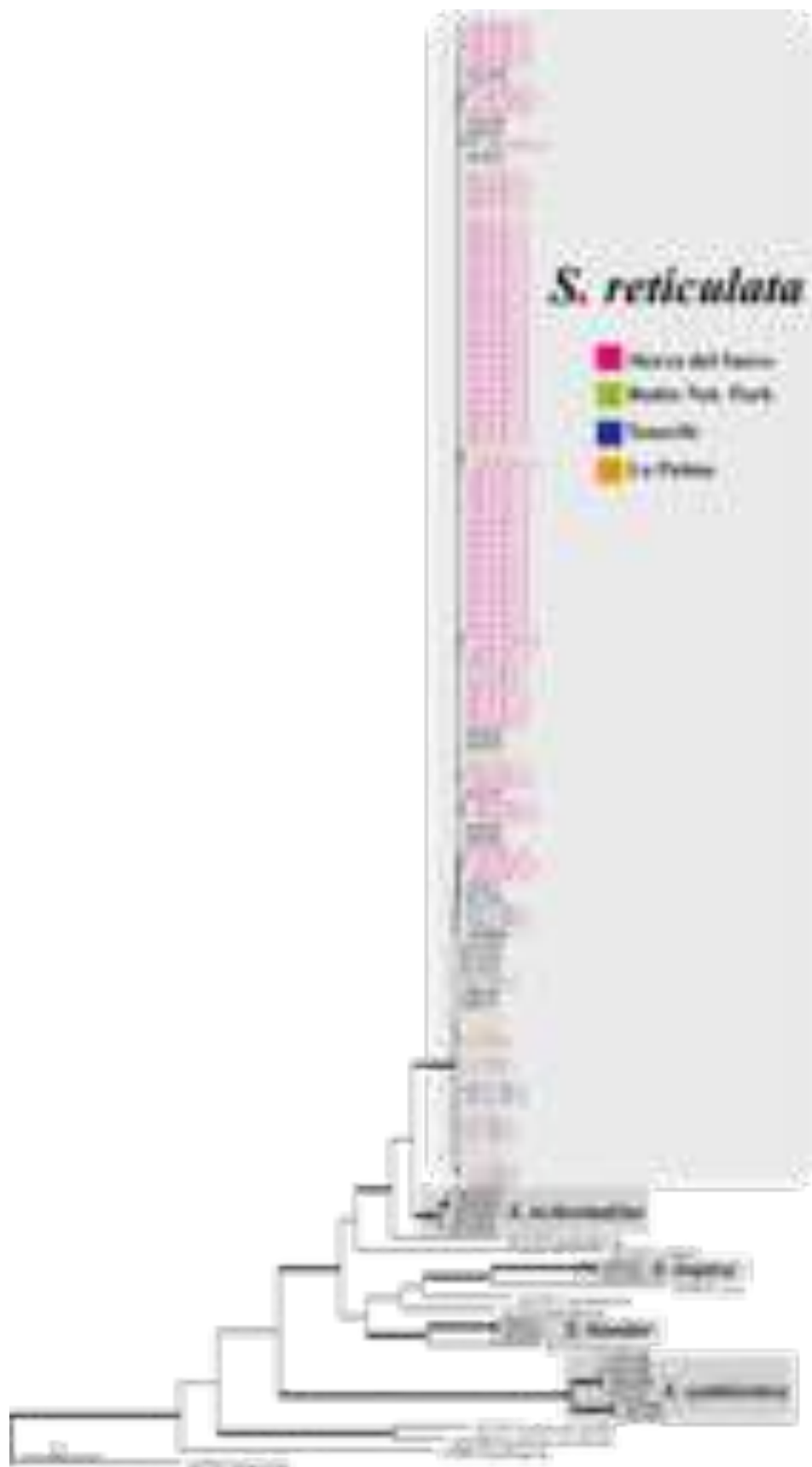


Fig.7 -. Filogenia RAxML del ficobionte *Symbiochloris reticulata* (región amplificada: ITS). Las ramas destacadas indican un valor de bootstrap $\geq 70\%$.

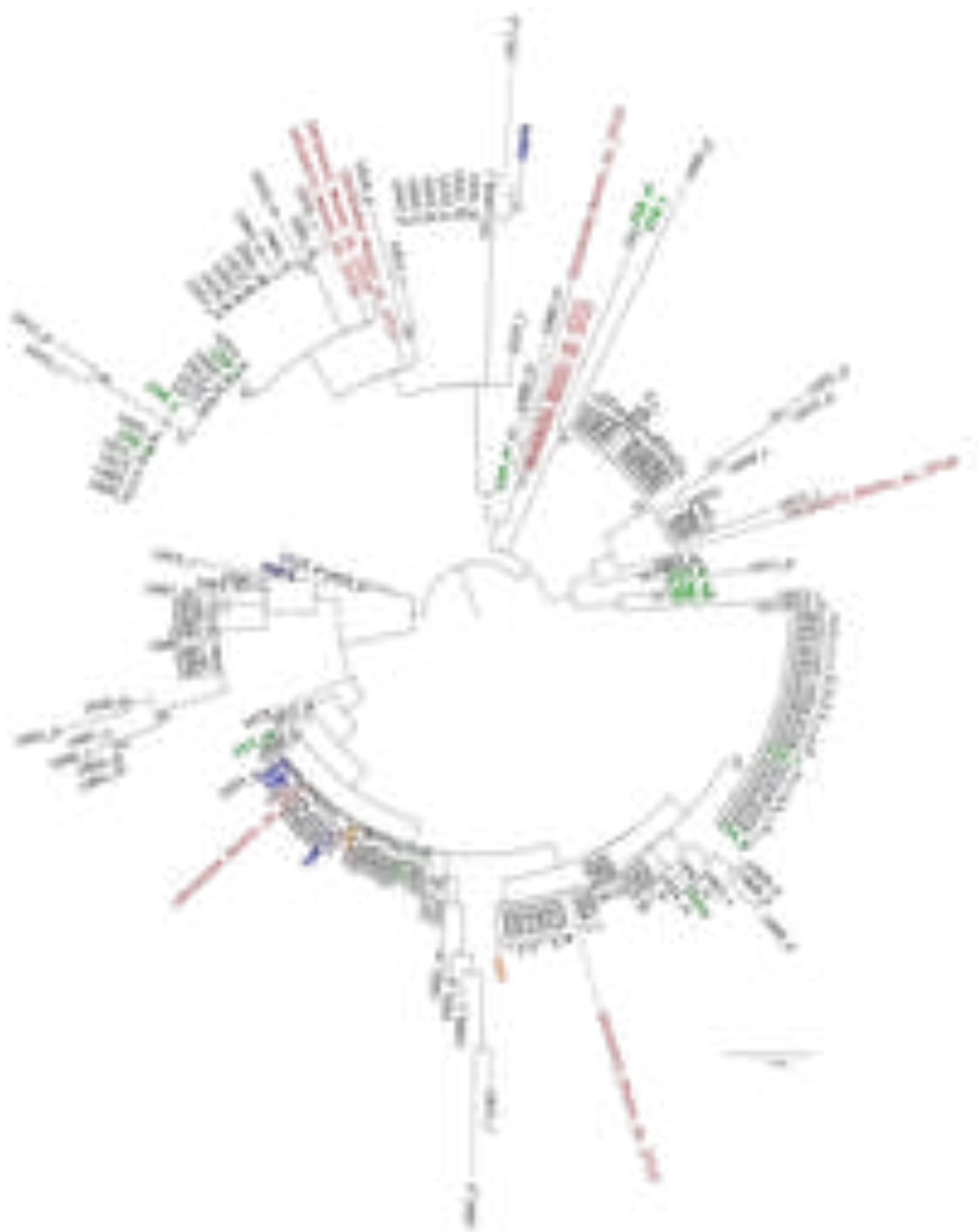


Fig.8 - Filogenia RAxML del cianobionte *Nostoc* spp. (región amplificada: rcbL). Las ramas destacadas indican un valor de bootstrap $\geq 70\%$.

Estudios posteriores

El trabajo presentado en este póster constituyó la base de un estudio más amplio que, posteriormente, se desarrolló con mayor profundidad. A partir de los resultados preliminares obtenidos en la Sierra del Sueve, se llevó a cabo una ampliación significativa del muestreo y de los análisis.

En este estudio completo, desarrollado en el marco del Trabajo Final de Máster, se incorporaron nuevas áreas de muestreo en otros sistemas montañosos del Principado de Asturias y en las Islas Canarias, incrementando hasta 178 el número total de forófitos analizados. Además, se integraron metodologías adicionales que permitieron profundizar en la comprensión del holobionte, como es el aislamiento y cultivo axénico de las microalgas simbios, así como análisis ultraestructurales mediante microscopía electrónica de transmisión (TEM).

Los resultados confirmaron la elevada diversidad genética de los cianobiontes del género *Nostoc* y, en paralelo, la notable homogeneidad tanto del micobionte *R. virens* como del ficobionte principal (*Symbiochloris reticulata*). Asimismo, los análisis ultraestructurales y los cultivos permitieron caracterizar con mayor precisión la variabilidad morfológica de las microalgas simbios.

En conjunto, la ampliación del estudio ha generado un marco mucho más completo para comprender la ecología simbiótica de *R. virens*, aportando datos esenciales para su conservación y destacando su valor como bioindicador en bosques maduros y bien conservados, con continuidad ecológica, en el norte de España y en la Macaronesia.

Bibliografía

- Alvarez Aspra, J. S., y Barreno, E.** (2024). *Development of a predictive model to estimate populations of the endangered lichen Ricasolia virens in the Sierra del Sueve (Asturias, Spain)*. doi.org/10.13140/RG.2.2.14907.80160
- Chiva, S; Moya, P.** (2025) Lichens and their photobionts: diversity, techniques, and integrative insights. In: *Aerophytic Algae and Cyanobacteria: Diversity, Ecology, and Biogeography*, (ed. Saúl Blanco), pp. 69-102. Elsevier B.V., Academic Press. ISBN: 9780443265341. <https://doi.org/10.1016/B978-0-443-26534-1.00008-5>
- Barreno, E., Armiñana, J. R., García-Breijo, F., y Álvarez-Aspra, J. S.** (2006). *Lobaria virens* (With.) J. R. Laundon, liquen amenazado en europa, bioindicador del estado de conservación de los bosques, en la Sierra del Sueve (Asturias). Boletín Cienc. Nat. *RIDEA*, **50**, 343-354.
- García-Breijo, F. J., Molins, A., Reig-Armiñana, J., y Barreno, E.** (2023). The Tripartite Lichen *Ricasolia virens*: Involvement of Cyanobacteria and Bacteria in Its Morphogenesis. *Microorganisms*, **11**(6), Article 6. doi.org/10.3390/microorganisms11061517

- Grimm, M., Grube, M., Schiefelbein, U., Zühlke, D., Bernhardt, J., y Riedel, K.** (2021). The Lichens' Microbiota, Still a Mystery? *Frontiers in Microbiology*, **12**. doi.org/10.3389/fmicb.2021.623839
- Hawksworth, D. L., y Grube, M.** (2020). Lichens redefined as complex ecosystems. *The New Phytologist*, **227**(5), 1281-1283. doi.org/10.1111/nph.16630
- Muggia, L., Leavitt, S., y Barreno, E.** (2018). The hidden diversity of lichenized Trebouxioephyceae (Chlorophyta). *Phycologia*, **57**(5), 503-524. doi.org/10.2216/17-134.1
- Rikkinen, J.** (2013). Molecular studies on cyanobacterial diversity in lichen symbioses. *MycKeys*, **6**, 3-32. doi.org/10.3897/mycokeys.6.3869



El gènere *Russula* Pers. als carrascars calcaris valencians

Antoni Conca Ferrús¹ i Isaac Garrido Benavent²

¹Societat Micològica Valenciana (SOMIVAL), C/ Corredores, 6, 46003 València. E-mail: tconca@gmail.com (Autor per a la correspondència)

²Departament de Botànica i Geologia, Facultat de Ciències Biològiques, Universitat de València, C/ Doctor Moliner 50, 46100 Burjassot, València. E-mail: Isaac.Garrido@uv.es

Resum: Conca, A. & Garrido-Benavent, I. (2025) El gènere *Russula* Pers. als carrascars calcaris valencians. CEMM Benicàssim.

Es relacionen les diferents espècies del gènere *Russula* determinades en aital hàbitat i es comenten les més interessants o conflictives: *R. nympharum*, *R. maculata*, *R. messapica* i *R. prinophila*.

Paraules clau: *Russula*, carrascars, catàleg.

Resumen: Cuenca, A. & Garrido-Benavent, I. (2025) El género *Russula* Pers. en los carrascales calcáreos valencianos. CEMM Benicasim.

Se relacionan las diferentes especies del género *Russula* determinadas en este hábitat y se comentan las más interesantes o conflictivas: *R. nympharum*, *R. maculata*, *R. messapica* y *R. prinophila*.

Palabras clave: *Russula*, carrascales, catálogo.

Abstract: Conca, A. & Garrido-Benavent, I. (2025) The genus *Russula* Pers. in the calcareous oak forests of Valencia. CEMM Benicàssim.

The different species of the genus *Russula* determined in this habitat are listed and the most interesting or conflicting ones are discussed: *R. nympharum*, *R. maculata*, *R. messapica* and *R. prinophila*.

Keywords: *Russula*, holm oaks, catalog

Introducció.

La vegetació potencial de la majoria de les terres valencianes és el carrascar, una formació vegetal dominada per la carrasca (*Quercus ilex* subsp *rotundifolia*). Aquesta formació vegetal per diferents causes, moltes d'elles antròpiques, a l'actualitat únicament la trobem ben representada i ufanosa al indrets més protegits i allunyats de l'activitat humana. En el territori valencià podem parlar de tres grans tipus de carrascars: els carrascars termòfils (*Rubio longifoliae-Quercetum rotundifoliae*), carrascars continentals (*Quercetum rotundifoliae*) i carrascars amb heura (*Hedero ilicis-Quercetum rotundifoliae*).

Els materials que afloren a la majoria del territori valencià són de natura carbonatada, fonamentalment calcàries i dolomies. Aquests materials originen sòls bàsics, però puntualment a les àrees de major precipitació poden provocar processos superficials de descalcificació que produiran sòls neutres.

El gènere *Russula* Pers. està format per fongs micorrizogènics que s'associen a gran varietat d'arbres i arbusts, entre ells diferents elements del gènere *Quercus* (carrasques, coscolles i roures). És un dels gèneres que més representants té a nivell mundial, al voltant de 800 espècies, repartides per tots els continents si exceptuem l'Antàrtida.

Relació d'espècies

Als carrascars calcaris s'han determinat un total de 16 espècies on estan representats tots els subgèneres menys *Amoenula*, del qual hem observat *R. amoena* Quél. i *R. amoenicolor* Romagn. en carrascars però sobre substrat àcid.

Els taxons presents ordenats per Subgèneres són:

Subgènere ***Compactae***

Russula acrifolia Romagn.

R. chloroides (Krombh.) Bres.

R. delica Fr.

Subgènere ***Heterophyllidia***

R. ilicis Romagn. Chevassut & Privat

R. pseudoaeruginea (Romagn.) Kuyper & Vuure

Subgènere ***Ingratula***

R. insignis Quél.

Subgènere ***Russula***

R. maculata Quél.

R. messapica Sarnari

R. nuragica Sarnari

R. nymphaeum F. Hampe & Marxm.

R. parodorata Sarnari

R. pelargonica var. *citrinovirens* Sarnari

R. persicina Krombh.,

R. prinophila Sarnari

R. sepioides Dupain

R. vinosobrunnea (Bres.) Romagn

Russula acrifolia Romagn



València, Bocairent. PN de la serra de Mariola, 27/07/2009, ACM209078.

Russula chloroides (Krombh.) Bres.



València, Ontinyent, Arenal de ca Eusebi, 30/09/2023, ACM223067

Russula delica Fr



Alacant, Alcoi, PN Font Roja, 8/10/2019, ACM 219046

Russula ilicis Romagn., Chevassut & Privat



València, Bocairent, PN serra de Mariola, 7/10/2015, ACM 215030

Russula insignis Quél.



Alacant, Alcoi, PN Font Roja, 26/09/2023, ACM223056

Russula nuragica Sarnari



Alacant, Tollos, Capaimona, 26/09/2019, ACM219035

Russula parodorata Sarnari



Alacant, Alcoi, PN Font Roja, 27/10/2009, ACM 209079

Russula pelargonia var. *citrinovirens* Sarnari



Alacant, Alcoi, PN Font Roja, 17/10/2018, ACM 218065

Russula persicina Krombh.



Alacant, Tollos, Capaimona, 3/10/2021, ACM221179.

Russula pseudoaeruginea (Romagn.) Kuyper & Vuure



València, Vallada, el Campello, 19/09/2023, ACM223054

Russula seperina Dupain



València, Vallada, el Campello, 19/09/2023, ACM223051

Russula vinosobrunnea (Bres.) Romagn.



Alacant, Alcoi, PN Font Roja, 4/10/2018, ACM 218053.

Russula nympharum F. Hampe & Marxm



Dermatocistidis de *R. nympharum* (ACM223070)

Interpretada com a *R. maculata*, se separa d'aquesta per els estudis filogenètics i la microscòpia. En el primer aspecte la seqüència de la regió ITS dels exemplars mostrats concorda amb la seqüència de l'holotip. Des d'un punt de vista microscòpic els pileocistidis de *R. nympharum* són més amples (fins 13 µm) que els de *R. maculata*; així com les berrugues de les espores en *R. nympharum* (0,4-0,8 µm) són més baixes que en *R. maculata* (0,6-1,1 µm). Trobada en un carrascar bàsic a Mariola, caldrà revisar les col·leccions atribuïdes a *R. maculata*.

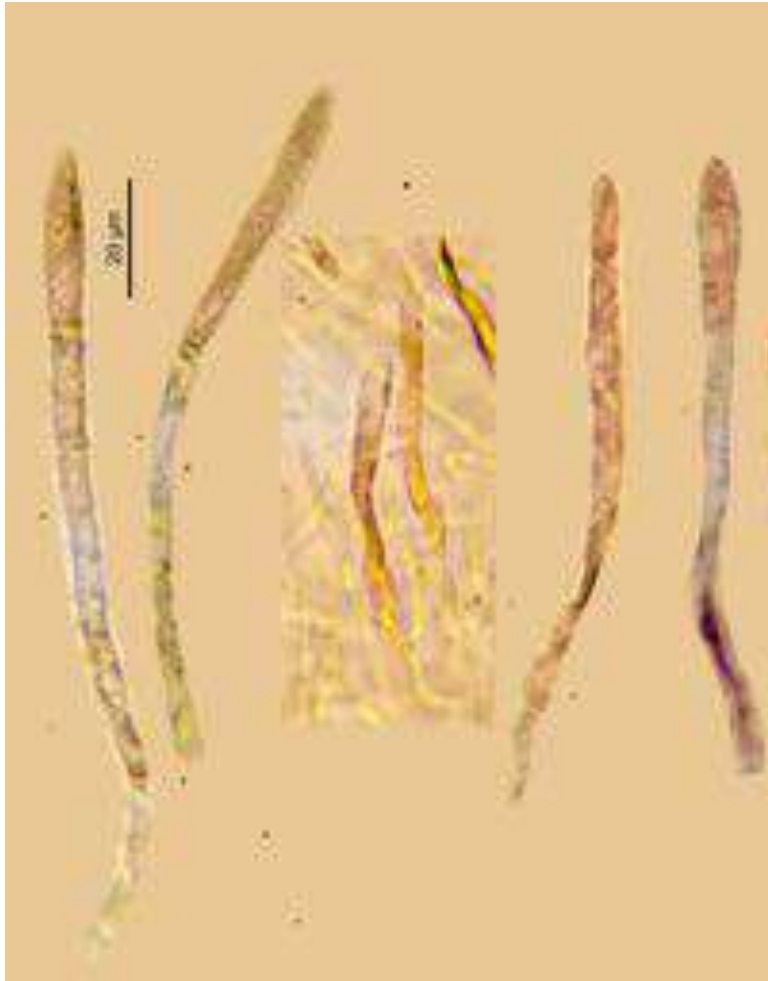


València, Bocairent, PN serra de Mariola, 3/10/2023, ACM 223070

Russula maculata Quél.



Alacant, Banyeres de Mariola, moli de l'Ombria, 4/10/2023, ACM 223073



R. maculata és molt semblant macroscòpicament i microscòpicament a *R. nymphaeum*, i, a més a més, ocupa el mateix hàbitat. La separació entre les dues es realitza per detalls microscòpics: amplària dels dermatocistidis i altura de les berrugues esporals i, fonamentalment, per anàlisis filogenètics. La col·lecció aquí representada s'ha seqüenciat i l'anàlisi de la regió ITS ens porta cap aquesta espècie

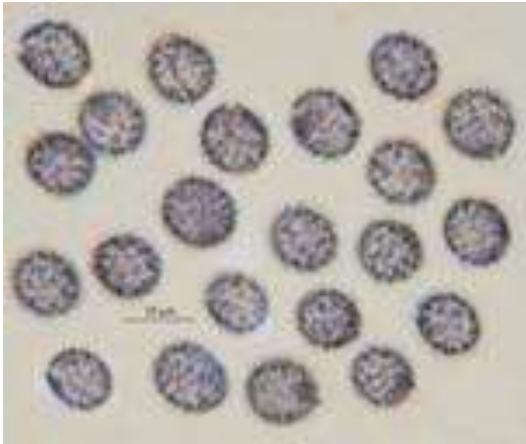
Dermatocistidis de *R. maculata* (ACM223073)

Russula messapica Sarnari



Alacant, Tollos, Capaimona, 17/09/2019, ACM219059

Carpòfors menuts entre 3-4 cm de diàmetre. Vora llisa, flexuosa, lleugerament estriada als exemplars grans. Cutícula separable fins la meitat, recoberta d'una pruïna groguenca, clivellada a la vora, de color groc, groc rovell al centre. Làmines amples, grosses, de color crema que passa a groc, amb taques rovell cap a l'aresta. Estípit cilíndric, poc carnós, de color groc, que esdevé ocre-rovell amb la manipulació. Carn escassa, blanca, d'olor entre suau i intensa afrutada i sabor dolç. Espores de $7-9 \times 6-7,5 \mu\text{m}$, arrodonides, amb berrugues còniques que formen un reticle mes o menys complet, placa suprahilar amiloide. Cutícula complexa formada per hifes cilíndriques arrodonides o atenuades l'apex, de $2-3 \mu\text{m}$ d'amplària, aquestes amb fucsina bàsica presenten granulacions clorhídric-resistents de color marró violaci. Espècie molt rara de la qual s'ha trobat un únic exemplar al carrascar de Capaimona (Tollos) dues vegades en 10 anys de diferència.



Espores i dermatocistidis de *R. messapica* (ACM219059)

***Russula prinophila* Sarnari**



Alacant, Alcoi, PN serra de Mariola, 6/11/2007, ACM 207155

Carpòfors de 5-7 cm de diàmetre. Cutícula mat, vellutada, no acanalada, de coloració variable: granat, roig vinós, marró rosat, decolorant-se ràpidament cap a la vora. Làmines atapeïdes, amples, fortament intervenades i anastomosades, de color groc. Carn blanca, dolça i sense olor, Esporada IVc. Espores de $8-9,5 \times 7-8,6 \mu\text{m}$,

subgloboses, berrugoses, subreticulades i amb placa suprahilar amiloide. Cutícula amb dermatocistidis cilíndrics, d'atenuats a subcapitats, amb 0-1 septe, de $30-58 \times 5-7 \mu\text{m}$. Pèls cilíndrics, d'apex arrodonit de $2,5-4,5 \mu\text{m}$ d'amplària. L'hem trobada als carrascars de la Font Roja i de la serra de Mariola, encara que no massa abundant, prefereix les formacions obertes i airejades, de vegades comparteix hàbitat amb *R. parodora*, de la que se separa per les làmines fortament ventrudes i anastomosades i la reacció inicialment negativa al SO_4Fe



Epicutis de *R. prinophila* (ACM 207155)

Bibliografia:

AA.VV. (1982-2023) *Bolets de Catalunya, de la Península Ibèrica i de les Illes Balears*. Ed. Societat Catalana de Micologia.

CONCA, A., MARTÍNEZ, F. DE P., APARICI, R., ORMAD, J. & GARCÍA, F. (2017). Basidiomicets del Parc natural del Carrascar de la Font Roja (l'Alcoià, Alacant) III. *Butlletí Societat Micològica Valenciana* **24**: 9-117.

CONCA, A. (2018). El gènere *Russula* al massís del Penyagolosa I. *Butlletí Societat Micològica Valenciana* **23**: 41-73.

CURCÓ, C. (2023) *Russula nymphaeum* F. Hampe & Marxm. i *Russula recondita* Melera & Ostellari, dos tàxons interessants poc coneguts a Catalunya i a la Península Ibèrica. *Revista Catalana de Micologia* **43**: 49-60.

MIR, G. MELIS, J. LL. & MASCARÓ, C. (2016) *Guia dels Bolets de Menorca*. Ed. Agència Menorca Reserva de Biosfera, Consell Insular de Menorca i Institut Menorquí d'Estudis. Maó.

MONEDERO, C. (2011). *El género Russula en la Península Ibérica*. Centro de estudios Micológicos de Euskadi.

ROMAGNESI, H (1985, reimp 1996). *Les Russules d'Europe et Afrique du Nord*. A.R.G. Gantner Verlag K.-G. Vaduz.

SARNARI, M. (1998, 2005) Monografia Ilustrada del Gènere *Russula* in Europa. A.M.B. Fondazione Centro Studi Micologici. Trento.

CATÁLOGO DE HONGOS LIQUENIZADOS Y LIQUENÍCOLAS DEL MACIZO DE PENYAGOLOSA (CASTELLÓN) Y ÁREAS CERCANAS

Laura Escribano¹, Violeta Atienza¹, Simón Fos², Lucía Vidal Julián¹, Juan Carlos Zamora³, María José Chesa⁴, Laura Force⁵ & Isaac Garrido-Benavent¹

¹Departament de Botànica i Geologia, Facultat de Ciències Biològiques, Universitat de València, c/ Dr. Moliner 50, E-46100, Burjassot, València, España. Autor para la correspondencia: Isaac.Garrido@uv.es.

²VAERSA-Servei de Vida Silvestre i Xarxa Natura 2000, Conselleria de Medi Ambient, Aigua, Infraestructures i Territori, Avda. Corts Valencianes 20, E-46015, València, España.

³Conservatoire et Jardin botaniques de Genève, Chemin de l'Impératrice 1, CH-1292 Chambésy-Genève, Suiza.

⁴Barcelona Cicle de l'Aigua, S.A. (BCASA), Acer 16, E-08038, Barcelona, España.

⁵Centro de Investigación Ecológica y Aplicaciones Forestales (CREAF), Cerdanyola del Valles, E-08913, Barcelona, España

Los líquenes son el resultado de la interacción simbiótica mutualista ecológicamente obligada entre un organismo heterótrofo, conocido como el hongo liquenizado, o micobionte, y al menos un socio fotosintético (fotobionte), que puede ser una microalga verde y/o una cianobacteria. En esta compleja asociación, el micobionte es el simbionte principal encargado de formar el talo liquénico, proporcionando protección al fotobionte frente al exceso de radiación lumínica, cambios abruptos de temperatura y la desecación. A cambio, los socios fotosintéticos aportan carbohidratos y otros nutrientes esenciales al hongo. Dada su alta sensibilidad a los cambios ambientales, los líquenes son excelentes bioindicadores de la calidad ambiental (Nimis et al., 2002; Nash, 2008; Abas, 2021).

El presente trabajo muestra un primer catálogo de hongos formadores de líquenes (liquenizados) y hongos parásitos de líquenes (liquenícolas) hallados en el Macizo de Penyagolosa y áreas cercanas, una zona montañosa situada en la provincia de Castellón, al norte de la Comunidad Valenciana, entre los municipios de Vistabella del Maestrat, Xodos y Villahermosa del Río. Este paraje emblemático de la Comunidad Valenciana presenta una singular riqueza vegetal influenciada por su ombroclima subhúmedo y los cinturones termoclimáticos, meso- y oromediterráneo (Rivas-Martínez et al. 2017). La comunidad floral se caracteriza por estar formada por bosques de encinas (*Quercus rotundifolia*), arces (*Acer opalus* subsp. *granatense*) y quejigos (*Q. faginea*) que a mayor altitud son sustituidos por extensos pinares de pino negro (*Pinus nigra* subsp. *salzmannii*) y pino silvestre (*P. sylvestris*), con un sotobosque compuesto por poblaciones de acebo (*Ilex aquifolium*), tejo (*Taxus baccata*), manzano silvestre (*Malus sylvestris*) y olmo (*Ulmus glabra*). Además, en las áreas con suelos ácidos, aparecen también bosques de *Quercus pyrenaica* y *Pinus pinaster* acompañados de varias especies de jaras y brezos. Los objetivos del estudio fueron (1) generar el primer catálogo de hongos liquenizados y liquenícolas del Parque Natural de Penyagolosa y áreas cercanas y (2) caracterizar la diversidad de estos hongos en base a sus rasgos funcionales, como el biotipo (forma de crecimiento de talo liquénico), estrategia de reproducción e identidad del simbionte fotosintético (alga microscópica).

Para lograrlo, el listado se construyó a partir de la recopilación de registros procedentes del Banco de Datos de Biodiversidad de la Comunidad Valenciana (1996-2022) de hongos liquenizados y liquenícolas hallados en un área correspondiente a 9 cuadrículas UTM (9 ×104 ha), que incluye el Parque Natural, junto a la identificación de especímenes recolectados en una excursión organizada por el XXIII Simposio Internacional de Botánica Criptogámica celebrado en 2022 que prospectó tres localizaciones: Mas Roig, El Rebollar y la Microrreserva de Flora del Barranc de la Pegunta. Posteriormente las colecciones fueron depositadas en el herbario de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad de Valencia con el acrónimo “VAL_Lich”. La nomenclatura y autoridades utilizadas para cada uno de los taxones se obtuvieron en la base de datos MycoBank y los rasgos funcionales para cada especie siguen la propuesta de Nimis (2024) en la base de datos ITALIC.

El resultado final contiene un total de 221 hongos liquenizados y 12 liquenícolas, una cifra relativamente alta que supone un 26 % de todos los líquenes conocidos en la Comunidad Valenciana, superando la diversidad citada en otras áreas emblemáticas de la comunidad, como el Parque Natural de la Font Roja o el Parque Natural de l'Albufera. Este catálogo cuenta con un total de 115 géneros, 41 familias, 27 órdenes y 8 clases,

siendo *Parmeliaceae* y *Teloschistaceae* las familias con mayor número de representantes. A nivel de género, los más diversos fueron *Xanthoparmelia*, seguido por *Cladonia*, *Lecanora*, *Physcia* y *Ramalina*.

Los análisis de rasgos funcionales revelaron que en la comunidad líquénica de esta zona dominan los líquenes de talo crustáceo (47 %), que crecen formando una especie de costra sobre el sustrato, y los de talo foliáceo (34 %), que crecen formando láminas, mientras que los de talo fruticuloso y compuesto son menos comunes. De los líquenes crustáceos, los géneros *Lecanora*, *Lecidella* y *Caloplaca* son las más frecuentes sobre la corteza de árboles jóvenes, a menudo situados en zonas más perturbadas, aunque esta forma de crecimiento es la más típica también sobre rocas ácidas y calcáreas. Por otro lado, los líquenes foliáceos desarrollan mayor crecimiento sobre el tronco de árboles viejos, siendo la familia *Physciaceae* la más diversa y abundante. El análisis de los forófitos mostró que los árboles que soportaron mayor número de taxones líquénicos diferentes fueron *Quercus rotundifolia* (50 especies), *Pinus sylvestris* (40 especies), y *Acer opalus* subsp. *granatense* (> 30 especies). La reproducción de estos líquenes se inclina hacia la vía sexual (64 % de los taxones) mayormente por apotecios, mientras que los taxones restantes se reproducen de manera asexual, siendo esta última la forma más común en las áreas mejor conservadas (Stofer et al. 2006; Zarabska-Bożejewicz & Kujawa, 2018). En cuanto a la relación con fotobiontes, la gran mayoría (un 94 %) con los que se encuentran asociados los hongos liquenizados pertenecen al género de microalgas verdes *Trebouxia*. La composición de esta comunidad se debe, en parte, al macroclima mediterráneo y sus periodos de aridez en verano, que favorece que los líquenes más abundantes sean los más tolerantes a la sequedad (xerófitos) y que puedan soportar radiación solar directa. Estas especies, generalmente, crecen en sustratos poco ácidos o neutros y se desarrollan bajo condiciones de eutrofización débil. Además, y quizás debido al uso del suelo para la agricultura y ganadería, el 39 % de los líquenes recolectados son típicos de áreas moderadamente perturbadas. Estos resultados reflejan patrones similares que se han observado en registros sobre la diversidad de líquenes en otras regiones valencianas de macroclima mediterráneo (como la Vall d'Albaida y el Parque Natural de la Font Roja), lo que sugiere que el clima y el uso del suelo influyen sobre la composición de las comunidades líquénicas.

Por último, cabe destacar dos hallazgos significativos en el macizo del Penyagolosa. El primero es *Punctelia caseana*, una especie hallada en la Microrreserva de Flora del Barranc de la Pegunta sobre el tronco de *Prunus mahaleb*. Esta especie de talo foliáceo gris-azulado fue descrita en América del Norte y hasta la fecha solo había sido descrita en EE. UU., Canadá y México, de manera que constituye la primera cita para Europa. También se halló *Xanthoparmelia camtschadalis*, una especie que actualmente está incluida en la lista roja en la categoría de “En peligro”, lo que recalca la importancia de conservar este tipo de parajes naturales.

Con la confección de este catálogo, se proporciona una base para desarrollar estudios de conservación en el Parque Natural de Penyagolosa que tomen en consideración, también, a los líquenes y con especial atención a los crecidos sobre roca (saxícolas) de los cuales se prevé descubrir más especies mediante secuenciación de ADN y estudios filogenéticos moleculares. Ello permitirá adoptar medidas de gestión que aborden tanto las amenazas antropogénicas como la alteración climática debido a que estas formas de vida son importantes para el ecosistema porque son capaces de fijar carbono y nitrógeno, retienen agua atmosférica, proporcionan refugio y alimento a diversas comunidades microbianas y microartrópodos y son excelentes bioindicadores de la contaminación atmosférica y el cambio ambiental.

Bibliografía:

Abas, A. (2021). A systematic review on biomonitoring using lichen as the biological indicator: A decade of practices, progress and challenges. *Ecol. Indic.* 121, 107197.

<https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2020.107197>

Nash III, T. H. (2008). Nitrogen, its metabolism and potential contribution to ecosystems. *Lichen biology*. (ed. Nash III, T. H.). 216-233. Cambridge University Press, Cambridge, UK.

<http://dx.doi.org/10.1017/CBO9780511790478.012>

Nimis, P. L., Fumagalli, F., Bizzotto, A., Codogno, M., & Skert, N. (2002). Bryophytes as indicators of trace metal pollution in the River Brenta (NE Italy). *Sci. Total Environ.* 286(1-3), 233-242. [https://doi.org/10.1016/S0048-9697\(01\)00979-2](https://doi.org/10.1016/S0048-9697(01)00979-2).

Rivas-Martínez, S., Penas, A., del Río, S., Díaz, T.E. & Rivas-Sáenz, S. (2017). Bioclimatology of the Iberian Peninsula and the Balearic Islands. In: Loidi, J. (Ed.). *The vegetation of the Iberian Peninsula*. Pp. 29-80. Cham, Switzerland: Springer.

doi: 10.1007/978-3-319-54784-8.

Stofer, S., Bergamini, A., Aragon, G., Carvalho, P., Coppins, B. J., Davey, S., Dietrich, M., Farkas, E., Kärkkäinen, K., Keller, C., et al. (2006). Species richness of lichen functional groups in relation to land use intensity. *The Lichenologist*. 38(4), 331-353. <https://doi.org/10.1017/S0024282906006207>

Zarabska-Bożejewicz, D., & Kujawa, K. (2018). The effect of land use on taxonomical and functional diversity of lichens in an agricultural landscape. *Fungal Ecol.* 33, 72-79. <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2018.01.005>



PHALLUS IMPUDICUS VAR. PSEUDODUPLICATUS O. ANDERSSON, UN TAXÓN POCO FRECUENTE EN NUESTRO TERRITORIO, COMUNIDAD VALENCIANA (ESPAÑA)

Ignacio Tarazona Martínez¹ & Joaquín Herrero Conejos²

¹C/ Marines 1-1, 46191 Vilamarxant (València). E-mail: nacho.tara@gmail.com

²C/ Monestir de Poblet 14-15, 46015 València (València). E-mail: ximo57@gmail.com

Introducción

El Orden *Phallales* incluye un grupo de hongos gasteroides cuyas especies producen cuerpos fructíferos de formas muy diversas como de jaula o de falo. Incluye la familia Phallaceae que consta en la actualidad de cuatro géneros: *Itajahya*, *Phallus* (= *Dictyophora*), *Mutinus* (= *Jansia*) y *Xylophallus*.

Actualmente en la Comunidad Valenciana del género *Phallus* sólo hay citados dos taxones: *Phallus hadriani* Vent y *Phallus impudicus* L.

Respecto a *Phallus impudicus* todas las citas hacen referencia a la especie tipo, es decir carente de indusio, siendo por lo tanto nuestra recolecta *Phallus impudicus* var. *Pseudoduplicatus* O. Andersson (Figura 1) la primera cita de esta variedad en nuestro territorio.



Figura 1. Ejemplar adulto.

Clasificación taxonómica:

Reino: *Fungi*
División: *Basidiomycota*
Subdivisión: *Agaricomycotina*
Clase: *Agaricomycetes*
Subclase: *Phallomycetidae*
Orden: *Phallales*
Familia: *Phallaceae*
Género: *Phallus*
Especie: *Phallus impudicus*
Variedad: *Phallus impudicus* var. *pseudoduplicatus*
MYCOBANK: MB125112

Material y metodología

Se anotan caracteres organolépticos, macroscópicos y datos ecológicos, con fotografías in situ con cámara PANASONIC Lumix LX100. La observación microscópica se ha efectuado con un microscopio EUROMEX con objetivos de 4x, 10x, 40x, 100x y oculares de 10x, medición mediante el software Piximetre 5.3. (<http://ach.log.free.fr/piximetre/>).

El material de estudio se secó en un deshidratador a 50-55C°, se congeló a -23C° durante 15 días y posteriormente se guardaron las muestras en el herbario de los autores. Para el estudio de las especies se ha seguido las claves propuestas por F.D. Calonge (2005).

Para la nomenclatura de la especie seguimos el criterio de MycoBank (www.mycobank.org).

Material estudiado

España: Comunidad Valenciana, Valencia, Marines, La Cascona.

Coordenadas UTM (ETRS89, Huso 30) X: 712812 Y: 4401819, altitud 577 msnm.

Recolección efectuada el 31-XI-2018, XHC2018033.

Grupo de varios ejemplares en diferentes estados de desarrollo, que todos ellos presentan un corto indusio, en bosque de pino sobre suelo silíceo de areniscas rojas. (Figura 2).



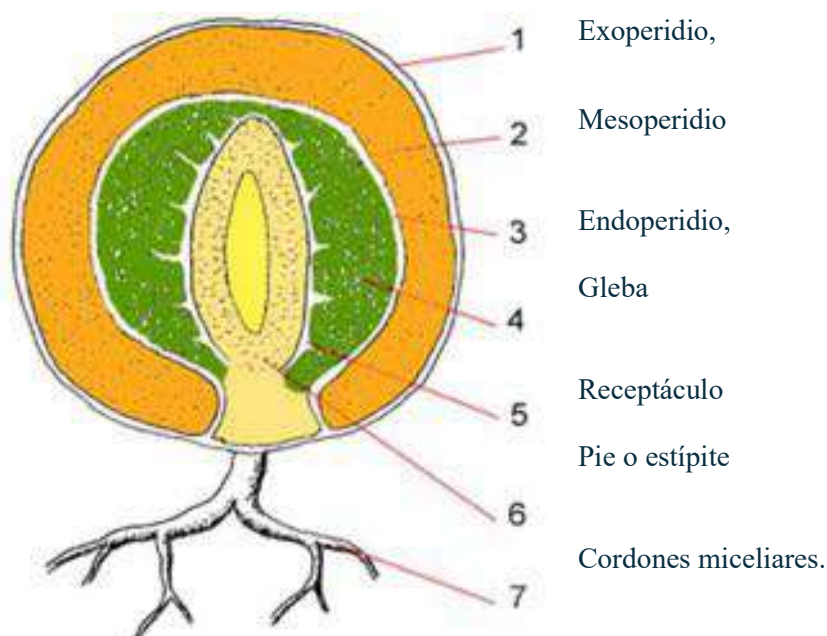
Figura 2. Bosque de *Pinus halepensis*, *Pinus pinaster*, *Erica spp.*, *Cistus spp.* y *Juniperus spp.*



Figura 3. Ejemplares en diferentes estadios de desarrollo.

Descripción macroscópica

Basidiocarpos semihipogeos con forma globosa u ovoide en las fases iniciales de desarrollo (Figura 3), de color blanco crema. Peridio formado por tres capas de diferente consistencia, un exoperidio delgado y membranoso al igual que el endoperidio y un mesoperidio grueso gelatinoso. En la base presenta un grueso cordón miceliar de color blanquecino (ver dibujo).



El carpóforo en estado inmaduro presenta un diámetro entre 4-6cm, los carpóforos desarrollados presentan unas medidas entre 14 y 16cm de altura con un estípite 10-12 x 2-2,4cm, un receptáculo entre 4-6cm y un indusio perforado, no rasgado, con el borde inferior liso y un desarrollo que según ejemplares oscila entre 2-3cm.

Al abrirse el peridio aparece un estípite de forma cilíndrica, hueco, de color blanquecino, con superficie porosa y base más estrecha. En el ápice del estípite se encuentra el receptáculo de color blanco crema a amarillo, posee forma cónico-acampanada, de superficie alveolada. En el receptáculo es donde se dispone la parte fértil o gleba, de color pardo oliváceo oscuro que desaparece con el tiempo al madurar y liberar las esporas.

Lo más característico de esta variedad es la presencia de un corto indusio (Figura 1, 3 y 4) desde la parte baja del receptáculo, de color blanquecino y superficie perforada en la madurez que desciende hasta cubrir hasta cubrir al menos de un tercio del estípite (ver dibujo).

El carpóforo en estado inmaduro presenta un diámetro entre 4-6cm, los carpóforos desarrollados presentan unas medidas entre 14 y 16cm de altura con un estípite 10-12 x 2-2,4cm, un receptáculo entre 4-6cm y un indusio perforado, no rasgado, con el borde inferior liso y un desarrollo que según ejemplares oscila entre 2-3cm.

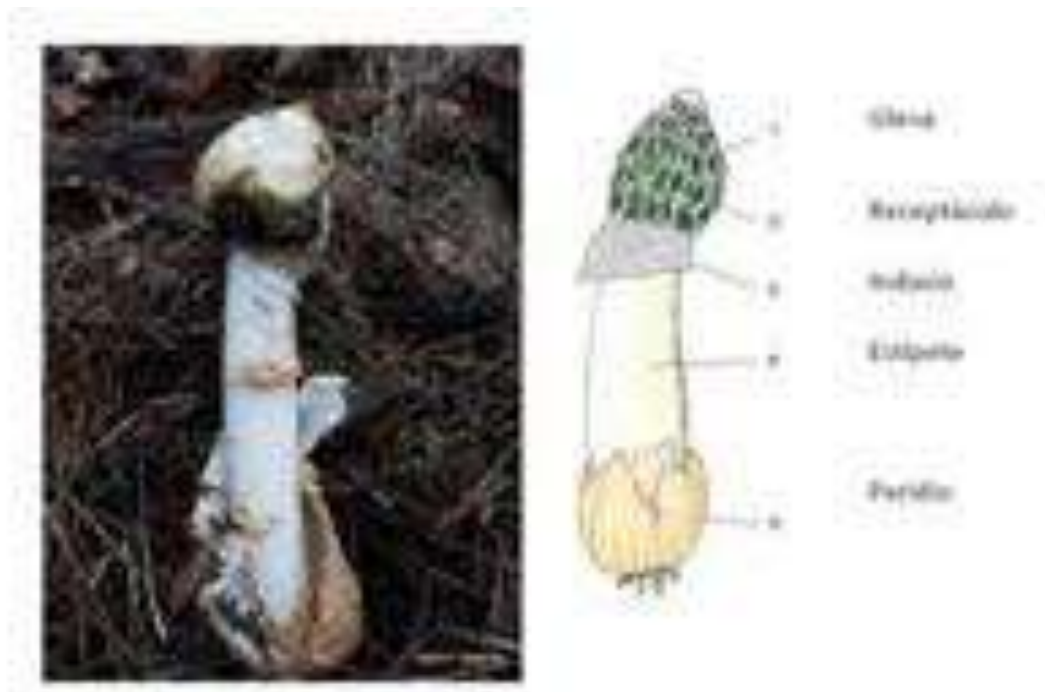


Figura 4. Ejemplar adulto donde se aprecia restos del indusio desprendido sobre el pie y parte del peridio sobre el receptáculo.

Descripción microscópica

El exoperidio está formado por hifas hialinas, ramificadas con fibulas, de hasta 3,11 – 12,25 μm de grosor. (Figura 5B).

El estípite y el indusio están constituidos por esferocistos hialinos, globosos o subglobosos, de (31.1) 37.3 - 41.2 x (24) 25.6 - 36.7 (39.5) μm . (Figura 5A).

El receptáculo, tanto en la parte interna como en las costillas, está constituido por elementos esféricos, cilíndricos y clavados de hasta (19.6) 21 - 39.2 (49.7) x (8.4) 8.9 - 16.6 (17.1) μm (Figura 5E).

Esporas lisas, de ovaladas a elípticas 3.5 [4 ; 4.2] 4.6 x 1.7 [2 ; 2.1] 2.4 μm , Q = 1.6 [1.9 ; 2.1] 2.3 ; N = 24 ; C = 95% Me = 4.1 x 2.1 μm ; Qe = 2 (Figura 5F).

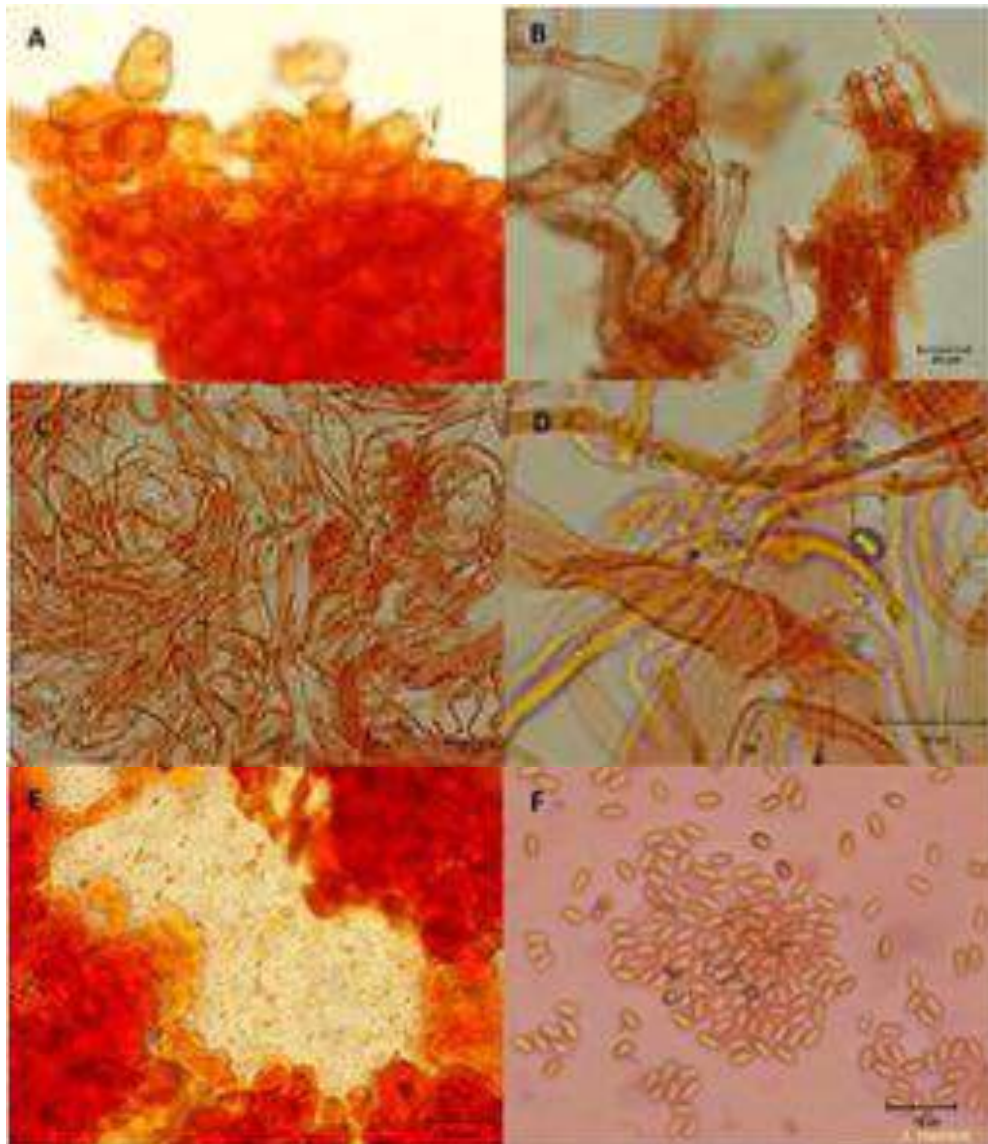


Figura 5. A: Indusio. B: Estipite. C: Rizomorfo. D: Detalle fibula. E: Alveolo-gleba. F: Esporas.

Hábitat

Se encuentra un grupo de varios ejemplares en el mismo lugar después de abundantes lluvias en bosque de pinos con orientación norte, bajo *Pinus halepensis*, junto a *Cistus salviifolius*, y *Phillyrea angustifolia*, en suelo silíceo de areniscas rojas.

Phallus impudicus var. *pseudoduplicatus*, al igual que la especie tipo, según bibliografía se desarrolla en zonas boscosas y siempre con gran cantidad de humus (CASTRO J. 2017), pero nuestros ejemplares, si bien desarrollaban en bosque, lo hacían en un lugar abierto, con poca materia orgánica, prácticamente desnudo, aunque recientemente desbrozado.



Figura 6. Ejemplar “in situ” en campo, en estudio y exsiccata.

Se determina siguiendo las claves POUMARAT S. (2017)

5b) Indusium más grueso, bien desarrollado, 3-6 cm, con malla sin desgarrar, el borde inferior es liso (las mallas están cerradas) (= *P. duplicatus* ss autt. eur., *P. impudicus* var. *togatus* ss autt. non Kalchbr.).....

***Phallus impudicus* var. *pseudoduplicatus* O. Andersson.**

Discusión

Dentro del género la especie tipo más frecuente y cosmopolita en nuestra zona de estudio es el *Phallus impudicus* L.

CALONGE (2005) cita 4 variedades y formas con indusio rudimentario: *P. impudicus* var. *obliteratus* (Malenyon) Kreisel; *P. impudicus* f. *subindusiatus* Pilát, *P. impudicus* f. *velatus* y *P. impudicus* var. *pseudoduplicatus* O. Andersson, objeto de nuestro estudio.

Phallus impudicus var. *pseudoduplicatus* O. Anderson. es una especie rara que se diferencia de la especie tipo por la presencia de una estructura diferente en su "huevo" inicial, donde existe una doble membrana o disposición peculiar; un rudimentario y corto indusio de color blanco con perforaciones desiguales, que desciende a modo de faldilla, desde la base del receptáculo hasta un tercio de la longitud del estípite.

De acuerdo con KREISEL (1996) *Phallus impudicus* var. *togatus* (Kalchbr.) Costantin & L.M. Dufour se considera sinónimo de la especie norteamericana *Phallus duplicatus* Bosc., la cual presenta un indusio bien desarrollado, pero de coloración rosada al igual que su peridio, considerándose una especie norteamericana (CALONGE, 1998).

En Europa según KREISEL (1996) las citas referidas a esta especie son más bien confusiones con la variedad que nos ocupa. En la actualidad existe bastante controversia entre los distintos autores sobre este taxón por lo que precisa de futuros estudios.

Bibliografía

- CALONGE F. D.** (2005). A tentative key to identify the species of *Phallus* en el Bl Soc. Mico. Madrid 2005.
- CASTRO J.** (2017). *Phallus impudicus* var. *Pseudoduplicatus* O Anderson en Galicia. *Micolucus*, 4 2017
- KREISEL, H.** (1996). A preliminary survey of the genus *Phallus* sensu lato. *Czec Mycol.* 48: 273-281.
- SERGE POUMARAT** (2017). Clé des gastéromycètes épigés d'Europe.

<http://mycologie.catalogne.free.fr/Cles%20Gasteromycetes%20Serge%20Poumarat%20V3d%202018-12.pdf>

Some interesting macrofungal species from Serra de Sicó, a limestone massif in central Portugal

Hélder Pedreiro¹, Vasco Fachada², Susete Raimundo¹, António Queirós¹, Cassiano Monteiro¹ e Guilhermina Marques^{*1,3}

¹Associação Micológica “a Pantorra”, Portugal

²TRIMM - Faculty of Medicine, University of Helsinki, Finland

³CITAB - Universidade de Trás-os-Montes e Alto Douro, Departamento de Agronomia, 5000-801 Vila Real, Portugal

*gmarques@utad.pt

Abstract

This work presents the inventory results conducted since 2018 in Serra de Sicó, a limestone massif in the Central Region of Portugal. Due to the presence of limestone rocks and the karstic evolution processes of the terrain, it is a territory with unique morphological, landscape, and environmental characteristics. The area features Mediterranean-type vegetation, including some zones of *Quercus faginea* subsp. *broteroi*, *Quercus rotundifolia*, *Quercus suber*, *Quercus coccifera*, and *Olea europaea*. The aim is to contribute to the knowledge of the mycological diversity of this region, with around two hundred species having been inventoried, many of them confirmed by molecular analysis. This resulted in the discovery of a new species, *Entoloma sicoense*, with other novelties still under study.

1. Introduction

In this study we explored the karst massif of Serra de Sicó, a mountain range in West Portugal characterized by dense *Quercus faginea* Lam. forests and numerous water streams overlying a bedrock of limestones and dolomites (Torres et al. 2011; Cunha et al. 2020). This region is a known biodiversity hotspot when it comes to macrofungi and despite some mycological studies (Pereira 2015), many local species remain unidentified and potentially undescribed to Science.

Taking in account the relevance of the different units in terms of land cover uses and habitats, we intend to unveil the macrofungal biodiversity of this territory. The mycological inventory was based on morphological and molecular analysis, when necessary. A new species within the subgenus *Cyanula*, *Entoloma sicoense*, was described and other novelties are under study. The discovery and description of a new species in Serra de Sicó contribute to the understanding of this region's substantial macrofungal diversity, emphasizing the importance of comprehensive taxonomic studies for conservation efforts and further research in this biodiversity hotspot.

2. Methods

2.1. Field Work

The field surveys were conducted since November 2018, in Serra de Sicó, a limestone massif in the Central Region of Portugal (Fig. 1). The Serra de Sicó has a Mesomediterranean bioclimate, strongly influenced by both the Mediterranean and Atlantic climates. While the summers are characteristically hot, long, and dry, the winters on the other hand, are marked by significant rainfall and mild temperatures (Pereira 2015). Due to the presence of limestone rocks and the karstic evolution processes of the terrain, it is a territory with unique morphological, landscape, and environmental characteristics. The area features Mediterranean-type

vegetation, including some zones of *Quercus faginea* subsp. *broteroi*, *Quercus rotundifolia*, *Quercus suber*, *Quercus coccifera*, *Arbutus unedo* and small traditional olive tree orchards (*Olea europaea*).

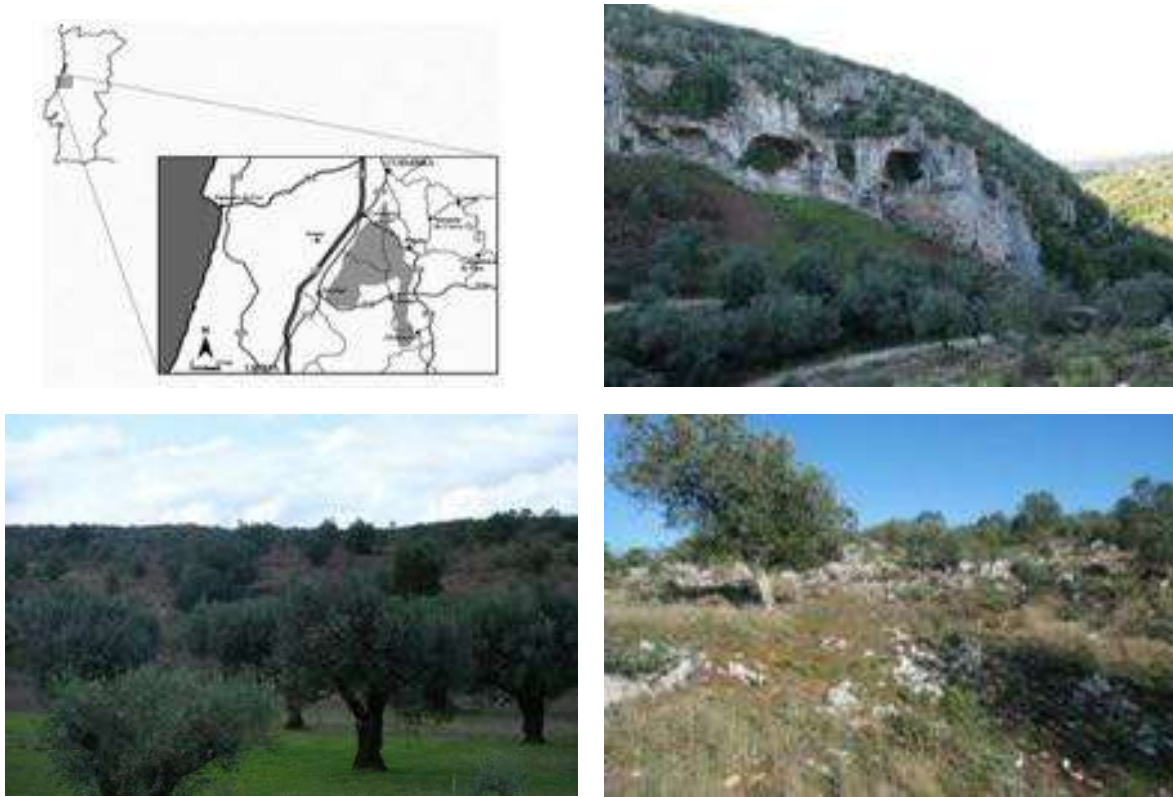


Fig. 1- Location and landscape of the study area.

Collections of sporocarps in different stages of maturation were made from different years. Macromorphological features, notes concerning ecology and organoleptics were recorded for each collection. Sporocarps were identified to the species level based on morphological and microscopic analysis. When necessary, molecular identification by sequencing of the ITS region of the ribosomal DNA, was performed. Vouchers are deposited in the Mycological Collection of the University of Trás-os-Montes and Alto Douro (UTAD-Fungi)

2.2. Micromorphological Studies

The dehydrated specimens were hydrated using water and examined under 5% ammonium hydroxide (NH_4OH) and under Congo Red washed by NH_4OH . Microscopic features were studied using a BX50 BXFLA microscope (Olympus, Japan) coupled with a Axiocam 305 camera (Carl Zeiss, Germany). Morphometry was carried in Piximètre (Henriot & Cheype).

2.3. DNA Sequencing

Total DNA was extracted from dried material in Eppendorf tubes containing sterilized glass beads and 600 μL of CTAB buffer (CTAB 2%, 1.4 M NaCl, 20 mM EDTA pH 8.0, 100 mM Tris-HCl pH 8.0). Samples were processed in the FastPrep-24 (MP Biomedicals, Inc.) lysis system. The mixture was incubated for 30 min at 65 C, and then an equivalent volume of chloroform-isoamyl alcohol (24:1) was added. Samples

were emulsified and centrifuged at 15,000 g for 5 min. and the upper phase transferred to a new tube. Next, DNA was precipitated with one volume of isopropanol and centrifuged for 20 min at 15,000 g at 4 °C. Finally, the pellet was washed with cold 70% ethanol (v/v), centrifuged again for 5 min., dried, and dissolved in ultrapure water (50–100 µL). After dissolution, the quality and concentration of DNA were assessed by 1.5% agarose electrophoresis. PCR reactions were performed using 20–50 ng of template genomic DNA, 2X MyTaq HS Mix (Bioline), and 500 nM each of the primers ITS1 and ITS4 for the ITS region (White et al. 1990), in a total volume of 15 µL. PCR conditions were: initial denaturation at 95 °C (2 min.), then 35 cycles of denaturation at 95 °C (30 s), annealing at 50 °C (30 s), elongation at 72 °C (2 min), and a final extension at 72 °C (10 min). The PCR products were checked on a 1% agarose gel, and purified PCR amplicons were sent for sequencing at STABVida (Portugal).

2.2. Phylogenetic analysis

Chromatograms were bidirectionally assembled and edited for ambiguities in MEGA X (Kumar *et al.* 2018). The remaining sequences completing the alignment were selected by BLASTing the previous against the GenBank and UNITE databases. The type sequences with high query cover and similarity, or from species of significant morphological relevance, were included in the alignment. The alignments were made with MUSCLE in MEGA X (Kumar *et al.* 2018) and manually inspected for adjustments when necessary.

3. Results and Discussion

So far, about 200 species have been identified. The most relevant find was described as a new species to science in 2023, *Entoloma sicoense*, from the subgenus *Cyanula*. (Fachada *et al.*, 2023), with other novelties still under study. *Entoloma sicoense* (Fig. 2) produces slender basidiomata of a slate gray color, a concolorous smooth stipe, a sterile gill edge rich in brilliant granules and scattered intracellular blue pigment, which is often overtaken by brown pigment in maturation. It inhabits warm temperate broad-leaved forests. This combination of characters, together with the ITS region, sets it apart from other known *Entoloma* species (Fachada *et al.*, 2023).

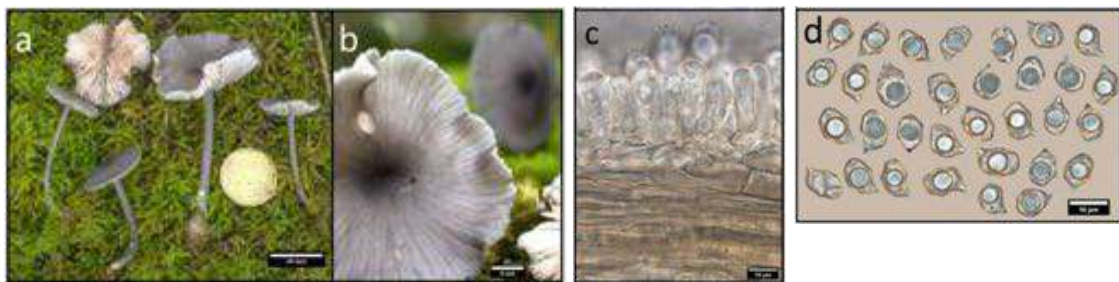


Figure 2 - Macro and micromorphology of *Entoloma sicoense*. a, b: Basidiomata (holotype); c: Mature lamellar pleura under NH₄OH, depicting unclamped hymenial cells and regular trama; d: Basidiospores under NH₄OH (Fachada *et al.*, 2023).

The two collections of *E. sicoense* described were growing on mossy surfaces, mainly with the moss *Hypnum cupressi forme*, covering large calcareous rocks and the soil (Fig. 3). This moss is a species common to forests dominated by *A. unedo* and *Q. faginea* in Sicó and west mainland Portugal (Vieira *et al.* 2012).



Fig. 3 - Ecology of *E. sicoense* (Fachada *et al.*, 2023).

Other emblematic species were found in the area of study, including *Xylaria fissilis*, *Gymnopilus suberis*, *Rubroboletus satanas*, *Clavariadelphus pistillaris*, *Hydnum ovoideisporum*, *Hydnum magnorufescens*, *Hydnum umbilicatum*, *Omphalotus olearius*, *Imperator rhodopurpureus*, *Cuphophyllus pratensis*, *Amanita griseocaerulea*, *Echinoderma asperum*, *Xerocomellus redeuilhii*, *Cortinarius subturibulosus*, *Inocybe brijunica*, *Inocybe grammatoides*, *Inocybe pseudoasterospora*, *Mycena luteovariegata* e *Entoloma byssisedum* var. *microsporum*.

This inventory is ongoing and will be of great value in providing information about the distribution and ecology of fungal species in this particular habitat. Moreover, this knowledge may aid in the development of effective management strategies for biodiversity conservation.

4. References

Cunha, L., Dimuccio, L.A. & Paiva, I. (2020) The Sicó Massif: Morphostructural Aspects, Hydrology and Karstification. In: Vieira, G., Zêzere, J.L. & Mora, C. (eds.) *Landscapes and landforms of Portugal*. Springer International Publishing. pp. 211–227. <https://doi.org/10.1007/978-3-319-03641-017>

Fachada, V., Pedreiro, H., Raimundo, S., Noordeloos, M., Dima, B. & Marques, G. (2023) *Entoloma sicoense*, a new species in the subgenus *Cyanula* (Entolomataceae). *Phytotaxa* 606 (2): 133–146. <https://doi.org/10.11646/phytotaxa.606.2.4>

Henriot, A. & Cheype, J.-L. (2023) Piximètre.

Kumar, S., Stecher, G., Li, M., Knyaz, C. & Tamura, K. (2018) MEGA X: Molecular evolutionary genetics analysis across computing platforms. *Molecular biology and evolution* 35 (6): 1547. <https://doi.org/10.1093/molbev/msy096>

Pereira, J.M. (2015) Comunidades de macrofungos em bosques de *Quercus faginea* subsp. *broteroi* e de *Quercus rotundifolia* no maciço calcário de Sicó-Alvaiázere (Doctoral dissertation). Faculdade de Ciências e Tecnologia. Universidade de Coimbra. Torres *et al.* 2011

Vieira, C., Séneca, A., Ferreira, M.T. & Sérgio, C. (2012) The Use of Bryophytes for Fluvial Assessment of Mountain Streams in Portugal. In: River conservation and management. John Wiley & Sons, Ltd. pp. 143–157. <https://doi.org/10.1002/9781119961819.ch12>

White, T.J., Bruns, S., Lee, S. & Taylor, J. (1990) Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. In: Innis, M.A., Gelfand, D.H., Sninsky, J.J. & White, T.J. (Eds.) PCR protocols: a guide to methods and applications. Academic Press Inc., New York, pp. 315–322. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-372180-8.50042-1>

Acknowledgments: This work was supported by the projects UIDB/04033/2020 (CITAB) and LA/P/0126/2020 (Inov4Agro).



From Decay to Discovery: Uncovering *Zalaria obscura* in the Degradation of an Old Wooden Devotional Statue.

Francesco Palma

Department of Biomolecular Sciences, University of Urbino Carlo Bo, 61029 Urbino, Italy

Abstract

The wooden heritage is a tangible testament to significant historical and cultural value. However, its organic nature makes it vulnerable to complex degradation processes, often driven by interactions between chemical alterations and microbial colonization. In this context, melanized fungi – or *black yeast* - represent an emerging group of particular conservation interest, thanks to their ability to survive in extreme environments, resist biocides, and colonize impoverished organic surfaces. The case of the wooden devotional sculpture illustrates these dynamics clearly. The darkening of the face, initially ambiguous, was found to be associated with the degradation of a terpenic resin applied at an unspecified time, which created a suitable substrate for the colonization of extremophilic microorganisms. Microbiological and molecular analyses have identified *Zalaria obscura*, a recently described species, as the only dominant fungus in the altered area. Physiological and biochemical studies indicate that *Z. obscura* has a slow but versatile metabolism, marked tolerance to thermal, oxidative, and UV stress, and resistance to biocides associated with melanin production. Moderate hydrolytic activity suggests a potential role in the surface deterioration of wood materials. To date, no ligninolytic activity has been demonstrated in *Z. obscura*, and its degradative potential appears to be limited to polysaccharide-rich or resinous surface layers. Overall, this case highlights the need to investigate further the role of black yeasts in the biodeterioration of cultural heritage and to develop more targeted conservation strategies.

1. Introduction

The wooden heritage represents an essential component of European cultural memory, a material archive of technical practices, popular devotions, and local identities. Over time, the organic nature of wood makes it vulnerable to a wide range of degradative processes, both physical and biological, which progressively alter its structure, aesthetics, and function. Wooden surfaces exposed in uncontrolled environments, such as votive shrines, outdoor devotional sculptures, and artifacts without microclimatic protection, create microenvironments where humidity, solar radiation, particulate deposits, and thermal cycles promote the establishment of complex microbial communities (Sterflinger, 2010).

The biodegradation of wood is primarily mediated by fungi, which attack cellulose, hemicellulose, and, to varying degrees, lignin. Traditionally, the literature distinguishes three main types of decay: white rot, characterized by the aggressive degradation of lignin; brown rot, in which cellulose is preferentially affected; and soft rot, typical of Ascomycetes and Deuteromycete fungi that can proliferate under borderline conditions of humidity, temperature, or aeration (Singh, 2012). However, alongside the classic decomposers, in recent years there has been increased attention toward a group of microorganisms that are less conspicuous but particularly problematic in the context of cultural heritage: the so-called black yeasts or melanized fungi.

Black yeasts constitute a heterogeneous group of yeasts and microfungi capable of colonizing extreme environments, nutrient-poor conditions, and multiple stresses, including UV radiation, drying, salinity, and variable thermal conditions. Their distinctive feature is the production of melanin. This polymeric pigment

not only confers its characteristic dark coloration but also provides extraordinary resistance to environmental stresses and to commonly used biocides in conservation treatments (Nosanchuk et al., 2015). This makes black yeasts particularly relevant on outdoor surfaces, where they can survive for extended periods, forming compact, dark colonies that are sometimes difficult to distinguish from chemical alterations.

In the context of wooden heritage, black yeasts belonging to the order *Dothideales*, such as *Aureobasidium pullulans* and related species, are among the most frequently reported organisms for their ability to colonize paintings, woods, resins, degraded varnishes, and organic materials altered by time (Andrews et al., 2002; Sabatini et al., 2018). Their extremophilic ecology enables them to colonize niches that most traditional filamentous fungi struggle to survive in, which explains their predominance in many cases of surface biodeterioration of ancient artifacts.

Within this group, *Zalaria obscura* is a recently described species that remains poorly studied. Introduced as a new genus within the *Dothideales* (Humphries et al., 2017), it was first identified in a wooden artwork by Sabatini *et al.*, who reported isolating strain LS31012019 from a severely deteriorated devotional sculpture (Sabatini et al., 2020). The results of that study show how *Z. obscura* can colonize particularly altered substrates, such as oxidized terpenic resins, and how its growth is favored by microenvironments that are dehydrated, nutrient-poor but stable, characteristics that make it a remarkably efficient candidate for colonizing ancient woods exposed outdoors.

More recent studies have helped to elucidate its physiology and adaptive potential: *Z. obscura* shows marked tolerance to multiple stresses, including high saline concentrations, elevated temperatures, and UV-C radiation, with significant differences between melanized and non-melanized cells (Campana et al., 2022a). This combination of slow metabolism, stress resistance, and the ability to utilize various simple carbon sources suggests that the species has an adaptive profile typical of colonizers of exposed cultural materials, capable of growing in conditions that are unfavorable but stable over time.

Recent studies have begun to explore the metabolic potential of the genus. Notably, *Z. obscura* Y1223 has been shown to produce cellulytic and hemicellulytic enzymes under laboratory conditions, including endoglucanase, β -glucosidase, endoxylanase, and β -xylosidase (Boonzaier et al., 2025). Although these activities are moderate compared with those of filamentous fungi, they indicate a capacity for surface modification of polysaccharide-rich substrates. This evidence places *Z. obscura* among organisms potentially involved in mild yet persistent deterioration, particularly in the presence of organic materials already altered by chemical or environmental processes.

Overall, these results indicate that *Zalaria obscura* represents an emerging species in the field of cultural heritage biodeterioration, still little documented but of great interest for preventive conservation. Its presence on the wooden devotional sculpture is not an isolated case but an emblematic example of the challenges posed by black yeasts in outdoor environments and of the need to understand their physiology, ecology, and interactions with ancient materials to develop effective mitigation strategies.

2. The case study: a wooden sculpture as an ecological niche

The old wooden sculpture discussed in this review is housed in a small outdoor votive niche in the historic center of Fano (Italy), a context typically exposed to the elements, where solar radiation, saline aerosols, temperature fluctuations, and variable humidity contribute to an unstable microclimate conducive to degradation (Figure 1). As observed during the initial inspections, the face of the statue appeared entirely blackened, with an uneven, dull surface that suggested a complex alteration not readily attributable to a single cause. The whitening of the face in devotional statues is not an unprecedented phenomenon: it can result from

fumes, metal oxidation, alterations of organic pigments, or anthropic deposits accumulated over the decades (Scheer, 2002). However, the dark, shiny weave observed in the statue, combined with its placement exclusively on the front of the work, suggested the possibility of a deeper interaction among the original materials, ancient restorations, and biological factors (Sabatini et al., 2020).



Figure 1. Architectural and environmental context of the wooden devotional statue prior to sampling and restoration. (A) View of the narrow alley and wall hosting the niche before restoration, documenting the original outdoor setting of the statue. (B) Detail of the niche after removal of the statue, showing the exposed and deteriorated masonry surface. (C) Reinstallation of the restored wooden statue and niche following conservation intervention, including the installation of a protective glass panel. Black arrows indicate the niche.

To understand the nature of the phenomenon, a multidisciplinary approach has been necessary from the very beginning. The FTIR-ATR analysis was the first crucial step: the obtained spectral profile showed unmistakable signals of a natural terpenic resin, likely applied during a restoration intervention many years earlier. The presence of bands typical of oxidized resin binders, such as the carbonyl signal and the peaks associated with C–O groups and aliphatic chains, has clarified that the blackening was not directly caused by microbial pigmentation, but rather by a chemical aging and degradation process of the resin, likely accelerated by outdoor exposure. This type of alteration is well documented: natural resins, when subjected to extreme climatic cycles, undergo oxidation, cross-linking, and progressive darkening (Derrick, 1989)

The second phase of the investigation involved microbiological analysis of the wooden fragments that had spontaneously detached from the sculpture. A comparison of samples taken from the darkened area and the back of the statue revealed a clear difference: no growth was observed on the rear surfaces, whereas the front fragments showed the emergence of dark, smooth, and viscous colonies typical of so-called black yeast. Figure 2 illustrates the conceptual transition from in situ surface conditions to controlled laboratory investigation.

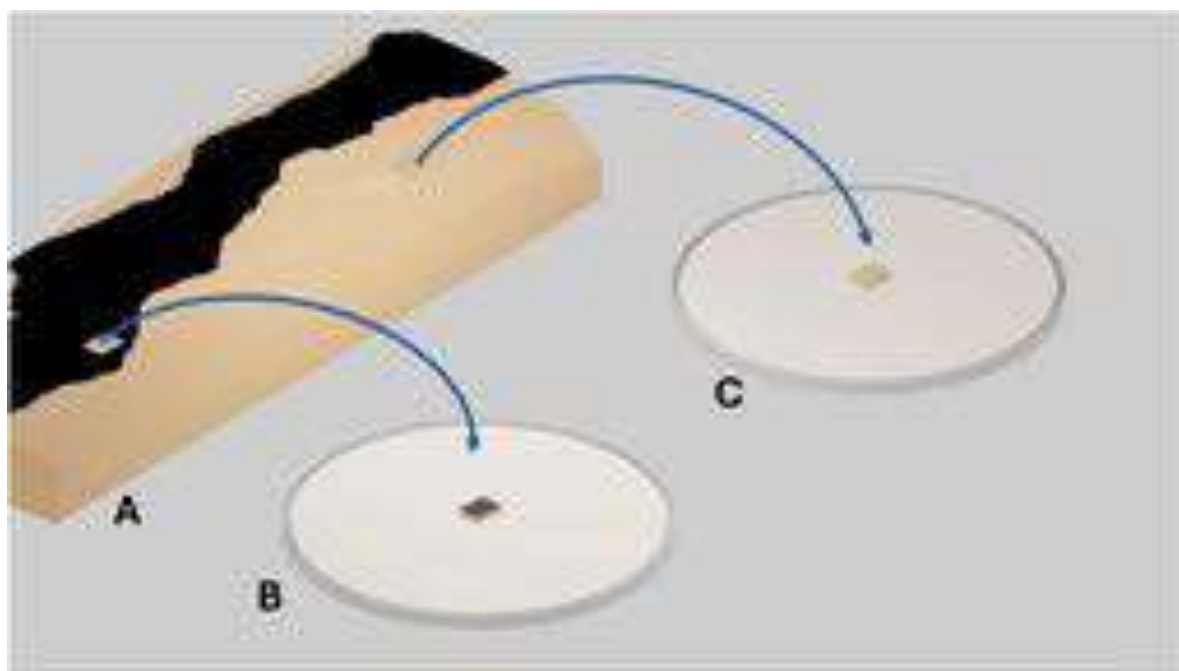


Figure 2. Schematic representation of the sampling and isolation process of *Zalaria obscura* from a wooden artifact. (A) Stylized diagram showing two sampling sites on the wooden surface: one from a localized melanized area and one from an adjacent visually intact (apparently sound) area. (B) Schematic depiction of the melanized wood fragment placed on PDA agar medium (or a selective medium) for laboratory isolation. (C) Schematic depiction of the visually unaltered wood fragment processed under the same laboratory conditions.

Laboratory images show that these colonies, initially compact and shiny, develop over time into melanized aerial mycelium, indicating the progressive organization of the fungal community and the full expression of pigment biosynthetic pathways. Microscopic observations revealed characteristic cellular structures: oval or ellipsoidal conidia, brown chlamydoconidia, and hyaline, lightly septate hyphae, a profile that brings the microorganism closer to the genera *Aureobasidium* and *Exophiala*. However, as is often the case with black yeasts, morphology alone does not permit reliable classification, as many extremophile species exhibit convergent traits related to their adaptation to harsh conditions (Sterflinger, 2010). Figure 3 shows macro- and microscopic analyses of *Z. obscura* LS31012019 growths. For this reason, it became necessary to resort to molecular analysis of the ITS region, which is now considered the reference marker for fungal species-level identification. The BLAST comparison revealed 100% identity with *Zalaria obscura*, a species described only recently and previously not documented on wooden artifacts (Humphries et al., 2017; Sabatini et al., 2020)

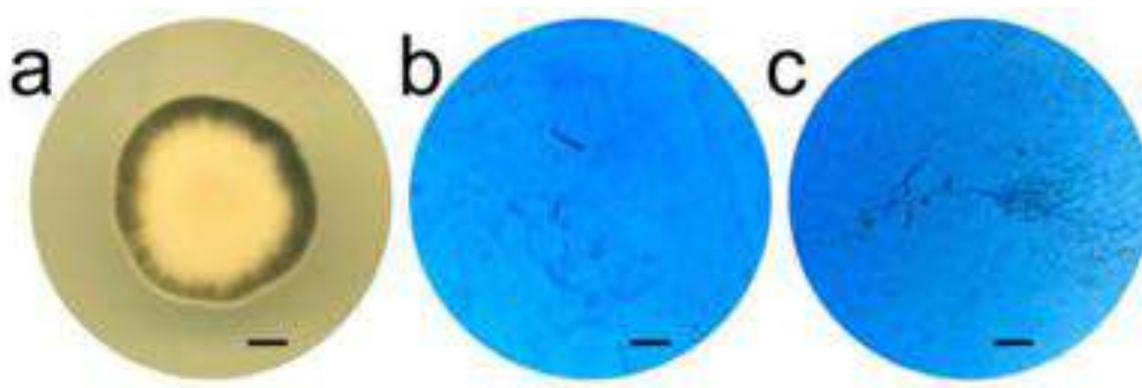


Figure 3. The obtained growth in cultures was detected after seven days as slimy masses of conidia. In **a**, this leathery surface developed melanized aerial mycelium after 4-week incubation (bar = 1 cm). In **b** and **c**, the microscopic analysis showed one to two-celled, darkly pigmented arthroconidia, intercalary conidiogenous cells, and hyaline single-celled ovoid-shaped conidia (bar = 20µm).

The presence of *Z. obscura* on the devotional sculpture does not appear to be accidental. The chemical deterioration of the terpenic resin has likely produced a surface rich in partially polymerized organic substances, readily colonized by microorganisms capable of utilizing simple sugars, oxidized acids, or aromatic compounds as carbon sources. At the same time, the external environment, nutrient-poor and subject to cycles of drying and UV radiation, has selected for an organism equipped with melanin and characterized by a slow but highly resilient metabolism, as described for extremophilic black yeasts (Campana et al., 2022a). In other words, the sculpture has become a specialized ecological niche in which a rare and little-documented microorganism has not only survived but also become dominant. This case exemplifies the complexity of biodeterioration in historic wooden artifacts: it is not merely a biological attack or a simple chemical alteration, but rather a dynamic interaction among materials, conservation history, and environmental pressures. Understanding how *Z. obscura* has been found to favor the wooden statue as a habitat requires recognizing that black yeast is not merely an occasional contaminant but a highly specialized organism capable of colonizing altered materials and resisting traditional treatments, posing new challenges for the preventive conservation of cultural heritage.

3. Physiological, metabolic, and adaptive characteristics of *Zalaria obscura*

Understanding the physiology of *Zalaria obscura* elucidates why this microorganism can successfully colonize complex materials, such as altered wood or degraded resinous surfaces. Studies conducted in recent years indicate that this black yeast has a slow but highly versatile metabolism, capable of adapting to highly variable and often hostile environmental conditions typical of wooden artifacts exposed outdoors. From the earliest observations, it became evident that *Z. obscura* shares traits with other melanized yeasts in the order *Dothideales*, particularly with *Aureobasidium pullulans*, with which it shows significant morphological and physiological similarities (Andrews et al., 2002). However, the species stands out for a resilience that appears to surpass that of its better-known relatives, suggesting adaptive strategies that remain little explored.

The growth of *Z. obscura* is optimal at moderate temperatures (approximately 25 °C), consistent with its mesophilic nature. Under laboratory conditions, the LS31012019 strain grows steadily on nutrient-rich media such as YPD. In contrast, proliferation slows significantly under less nutrient-rich conditions, highlighting the oligotrophic character typical of black yeasts (Campana et al., 2022b). Despite the slow growth, the organism is capable of utilizing a surprisingly wide range of carbon sources: glucose, sucrose, mannitol, and glycerol are metabolized efficiently, while the use of xylans and other more complex polysaccharides appears reduced but not absent, indicating a sufficiently flexible metabolism to support survival on impoverished surfaces such as those of ancient artifacts (Campana et al., 2022b).

Alongside its metabolic versatility, a central aspect of *Z. obscura* physiology is its extraordinary tolerance to environmental stresses. The melanized cells of strain LS31012019 show over 90% survival after one hour at 40 °C, a significantly greater resistance than non-melanized cells, which have approximately 75% survival (Campana et al., 2022a). A similar resilience is observed against oxidative stress: even at high hydrogen peroxide concentrations (up to 400 mM), *Z. obscura* maintains surprisingly high vitality, suggesting an efficient and well-regulated antioxidant system. These data align with what is known about *black yeasts*. These organisms owe their ecological success to their ability to protect cellular and metabolic structures from oxidative damage and thermal denaturation (Jiang et al., 2016). Melanin represents the core of this adaptive strategy. Its presence, readily observable at the microscopic level in cells cultured on PDA and SDA without

ammonium sulfate, confers the characteristic dark pigmentation on the colonies and appears to be associated with protection against physical stress and with the development of more robust cellular structures. Melanized cells display more organized hyphae and more evident aerial mycelium, while non-melanized cells, grown on media containing ammonium sulfate, appear hyaline and lack consolidated structures (Campana et al., 2022a). This morphological duality suggests that melanin is not merely a pigment but a functional component of the cellular architecture, capable of modulating mechanical and adaptive properties.

The protection offered by melanin also extends to biocides. Studies on sensitivity to essential oils and antifungals show a marked difference between melanized and non-melanized cells: the former have significantly higher MIC and MFC values for Fluconazole, Clotrimazole, and Bifonazole, and exhibit reduced zones of inhibition in tests with essential oils such as *Thymus vulgaris* and *Origanum vulgare* (Campana et al., 2022a). This behavior suggests that melanin acts as a physical and chemical barrier that sequesters or diverts antimicrobial compounds, thereby reducing their effectiveness. A similar dynamic has been observed in other melanized pathogenic fungi, in which melanin functions as a virulence factor and a defense against antifungal agents (Nosanchuk et al., 2015)

In addition to chemical tolerance, *Z. obscura* exhibits exceptional resistance to UV-C radiation, a particularly relevant factor for wooden surfaces exposed to direct sunlight. Melanized cells experience a much smaller reduction in growth than non-melanized cells, and they retain residual viability even after exposure to radiation doses that are ordinarily lethal to most microorganisms. This ability to dissipate UV energy and protect DNA from radiation-induced damage is widely recognized as one of melanin's primary functions in black yeasts (Revankar and Sutton, 2010)

Another interesting aspect concerns the production of hydrolytic enzymes. Specific studies have shown that *Z. obscura* Y1223 possesses enzymatic activities capable of degrading cellulose and hemicellulose, including endoglucanases, β -glucosidases, and endoxylanases, with detectable activity under moderate temperature and pH conditions (Boonzaier et al., 2025). The absence of ligninolytic activity clearly distinguishes it from white-rot Basidiomycetes. In a context such as wooden devotional sculpture, where degraded terpenic resin served as a substrate rich in readily assimilable compounds, this limited but significant hydrolytic activity could have helped maintain and stabilize the fungal community.

Overall, these characteristics indicate that *Z. obscura* is a highly adaptable microorganism, capable of surviving severe stress conditions, utilizing simple substrates, and participating in mild degradative processes of organic materials. Its presence on the wooden sculpture does not appear to be accidental but rather the result of the synergy among oligotrophic metabolism, melanistic protection, and the ability to exploit degraded materials. This physiological and biochemical profile suggests that species such as *Z. obscura* constitute an emerging group of interest for cultural heritage conservation, whose understanding is essential for developing effective monitoring and intervention strategies.

4. Conclusion

The evidence collected in the wooden devotional sculpture case clearly illustrates that the biodeterioration of wooden heritage is a complex process, rooted in the dynamic interactions among original materials, historical restorations, and environmental factors. In this scenario, *Zalaria obscura* emerges as a discreet but significant player, capable of establishing itself in highly selective ecological niches generated by chemical degradation processes and extreme microclimatic conditions. The presence of an altered, oxidized, and impoverished terpenic resin likely played a crucial role in providing the microorganism with an accessible substrate. At the same time, prolonged exposure to atmospheric agents created an environment conducive to the proliferation of an extremely tolerant black yeast (Sabatini et al., 2020).

The physiological and biochemical analysis of the species confirms a distinct profile, in which slow metabolism, versatility in utilizing simple carbon sources, and resilience to multiple stresses combine into a long-term ecological strategy. Melanin, a characteristic element of melanized fungi, proves to be a decisive factor for survival: it not only protects cells from UV radiation, oxidation, and thermal increases but also confers resistance to biocides and influences the very structure of the mycelium, making *Z. obscura* an organism that is difficult to eradicate once established on a complex substrate (Campana et al., 2022a; Nosanchuk et al., 2015). At the same time, the moderate hydrolytic activity against cellulose and hemicellulose, although not comparable to the typical degradation by lignin-degrading Basidiomycetes, indicates that the species may contribute to superficial deterioration, particularly in the presence of already weakened or degraded resinous materials.

This case provides a representative example of how black yeasts today pose an increasing challenge to the preservation of cultural heritage, particularly for wooden works that are exposed or inadequately protected. Their ability to adapt to extreme conditions, utilize minimal resources, and resist traditional control strategies requires rethinking conservation approaches to achieve greater integration among chemical diagnostics, advanced microbiology, and environmental monitoring (Sterflinger, 2010).

The presence of *Zalaria obscura* on a devotional artifact placed in a shrine on a street should not be interpreted as an isolated event but rather as a signal to more closely examine the role of melanized yeasts in the biodeterioration of wooden heritage. Further investigations into the behavior of this species under controlled conditions and on different substrates could clarify its degradative potential and the adaptation pathways that support its persistence.

Ultimately, the case of the degraded artifact not only enriches our knowledge of *Zalaria obscura* but also invites us to consider black yeasts as an emerging component of the microbiome of cultural heritage. Understanding their biology is not just a scientific exercise but a necessary step toward more informed conservation strategies capable of addressing the challenges posed by organisms that, although invisible to the naked eye, profoundly shape the fate of the materials we have preserved for centuries.

5. References

- Andrews, J.H., Spear, R.N., Nordheim, E. V, 2002. Population biology of *Aureobasidium pullulans* on apple leaf surfaces. *Can J Microbiol* 48, 500–513. <https://doi.org/10.1139/w02-044>
- Boonzaier, J.J., Hart, R.S., Hoff, J.W., du Plessis, H.W., den Haan, R., 2025. Characterization of *Zalaria obscura* Y1223 hydrolases: implications for lignocellulose conversion. *AMB Express* 15, 109. <https://doi.org/10.1186/s13568-025-01907-4>
- Campana, R., Fanelli, F., Sisti, M., 2022a. Role of melanin in the black yeast fungi *Aureobasidium pullulans* and *Zalaria obscura* in promoting tolerance to environmental stresses and to antimicrobial compounds. *Fungal Biol* 126, 817–825. <https://doi.org/10.1016/j.funbio.2022.11.002>
- Campana, R., Palma, F., Sisti, M., 2022b. Growth ability, carbon source utilization and biochemical features of the new specie *Zalaria obscura*. *World J Microbiol Biotechnol* 38, 1–15. <https://doi.org/10.1007/S11274-022-03417-Y/FIGURES/5>
- Derrick, M., 1989. Fourier Transform Infrared Spectral Analysis of Natural Resins Used in Furniture Finishes. *Journal of the American Institute for Conservation* 28, 43. <https://doi.org/10.2307/3179466>
- Humphries, Z., Seifert, K.A., Hirooka, Y., Visagie, C.M., 2017. A new family and genus in Dothideales for *Aureobasidium*-like species isolated from house dust. *IMA Fungus* 8, 299–315. <https://doi.org/10.5598/imafungus.2017.08.02.05>

- Jiang, H., Liu, N.-N., Liu, G.-L., Chi, Z., Wang, J.-M., Zhang, L.-L., Chi, Z.-M.,** 2016. Melanin production by a yeast strain XJ5-1 of *Aureobasidium melanogenum* isolated from the Taklimakan desert and its role in the yeast survival in stress environments. *Extremophiles* 20, 567–577. <https://doi.org/10.1007/s00792-016-0843-9>
- Nosanchuk, J.D., Stark, R.E., Casadevall, A.,** 2015. Fungal Melanin: What do We Know About Structure? *Front Microbiol* 6. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2015.01463>
- Revankar, S.G., Sutton, D.A.,** 2010. Melanized Fungi in Human Disease. *Clin Microbiol Rev* 23, 884–928. <https://doi.org/10.1128/CMR.00019-10>
- Sabatini, L., Palma, F., Giorgi, L., Andreazzo, L., Campana, R.,** 2020. Isolation and molecular identification of a strain belonging to the new species *Zalaria obscura* from a deteriorated wooden artwork. *Brazilian Journal of Microbiology* 51, 1241–1246. <https://doi.org/10.1007/S42770-020-00255-8/FIGURES/4>
- Sabatini, L., Sisti, M., Campana, R.,** 2018. Evaluation of fungal community involved in the biodeterioration process of wooden artworks and canvases in Montefeltro area (Marche, Italy). *Microbiol Res* 207, 203–210. <https://doi.org/10.1016/J.MICRES.2017.12.003>
- Scheer, M.,** 2002. From Majesty to Mystery: Change in the Meanings of Black Madonnas from the Sixteenth to Nineteenth Centuries. *Am Hist Rev* 107, 1412–1440. <https://doi.org/10.1086/ahr/107.5.1412>
- Singh, A.P.,** 2012. A review of microbial decay types found in wooden objects of cultural heritage recovered from buried and waterlogged environments. *J Cult Herit* 13, S16–S20. <https://doi.org/10.1016/j.culher.2012.04.002>
- Sterflinger, K.,** 2010. Fungi: Their role in deterioration of cultural heritage. *Fungal Biol Rev* 24, 47–55. <https://doi.org/10.1016/j.fbr.2010.03.003>



CARACTERIZACIÓN TAXONÓMICA, FILOGENÉTICA Y FUNCIONAL DE LA DIVERSIDAD DE HONGOS LIQUENIZADOS DEL BARRANCO DE AJUEZ (SIERRA DE ESPADÁN, CASTELLÓN)

Lucía Vidal Julián¹, Itatí Callata¹, Marina Martín¹, Simón Fos², Vicent Calatayud³ & Isaac Garrido-Benavent¹

¹Departament de Botànica i Geologia, Facultat de Ciències Biològiques, Universitat de València, c/ Dr.Moliner 50, E-46100, Burjassot, València, España. Autor para la correspondencia: Isaac.Garrido@uv.es.

²VAERSA-Servei de Vida Silvestre i Xarxa Natura 2000, Conselleria de Medi Ambient, Aigua, Infraestructures i Territori, Avda.Corts Valencianes 20, E-46015, València, España.

³Fundación CEAM, c/ Charles R.Darwin 14, Parque Tecnológico, E-46980, Paterna, València, España.

Los líquenes representan el fenotipo resultante de la interacción simbiótica mutualista entre un hongo liquenizado (micobionte), de naturaleza heterótrofa, y al menos un organismo fotosintético, el fotobionte, generalmente una microalga verde y/o una cianobacteria. La diversidad de líquenes en el Parque Natural de la Sierra de Espadán, situado al sur de la provincia de Castellón, fue objeto de intenso estudio en la última década del siglo pasado y la primera del presente (Calatayud 1991; Calatayud & Barreno 1994; Fos et al. 2001). Sin embargo, desde entonces, el catálogo de hongos liquenizados no ha sido actualizado, a pesar de que en el parque existen enclaves emblemáticos con gran variedad de hábitats mediterráneos, como el Barranco de Ajuez, en el municipio de Chóvar, donde destacan los alcornoques (*Quercus suber*), los encinares (*Q. rotundifolia*) y diversas formaciones de *Pinus*, cuya biodiversidad líquénica requiere de un estudio exhaustivo y actualizado.

Con el fin de abordar esta laguna de conocimiento, se planteó generar el primer catálogo de hongos liquenizados del Barranco de Ajuez, perteneciente al Parque Natural de la Sierra de Espadán, así como caracterizar la diversidad líquénica en base a sus rasgos funcionales, considerando el biotipo, la estrategia reproductiva y la identidad del simbionte fotosintético. Para ello, se elaboró el catálogo utilizando referencias recopiladas hasta 2024 en el *Banc de Dades de Biodiversitat* de la Comunitat Valenciana, complementadas con datos de especímenes recolectados *in situ* durante la primavera de 2024. La nomenclatura y autoridades taxonómicas se obtuvieron de la base de datos MycoBank, y los rasgos funcionales se asignaron siguiendo la propuesta de Nimis (2023) en ITALIC v.7.

El trabajo resultó en la identificación de 108 hongos liquenizados, distribuidos en 24 familias, siendo Parmeliaceae la más numerosa; 13 órdenes, con predominio de Lecanorales; y 3 clases, destacando Lecanoromycetes. En relación con los fotobiontes, el género dominante fue *Trebouxia* (*Chlorophyta*). Entre las especies más relevantes destacan *Solenospora vulturiensis* y *Leprocaulon calcicola*, citadas por primera vez para el territorio valenciano y asociadas a fotobiontes del género *Symbiochloris*.

Además, gracias a estudios previos, fue posible ubicar filogenéticamente varios de los especímenes encontrados en la zona, confirmando su posición taxonómica y su pertenencia a los clados esperados. Esto se evidencia en la Figura 1, donde se presentan filogramas que muestran la ubicación filogenética de diversos especímenes del género *Leprocaulon* recolectados en el Barranco de Ajuez (A), así como la de un ejemplar de *Solenospora vulturiensis* (B). Para estos análisis se emplearon datos genéticos de la región ITS del ADN ribosómico nuclear, indicando para cada terminal el código de GenBank y, en su caso, el nombre del taxón. El apoyo estadístico nodal se muestra únicamente para valores de bootstrap superiores al 70 %, incluyendo también los especímenes provenientes de la localidad estudiada (“Chóvar – Barranco de Ajuez”).

En cuanto a la morfología, la mayoría de los líquenes presentó talos crustáceos o foliáceos (Figura 2A), predominando la reproducción sexual mediante apotecios (59 %), mientras que el resto se reprodujo asexualmente a través de isidios o soredios (Figura 2B). La comunidad líquénica más frecuente estuvo compuesta por líquenes xerofíticos (Figura 2C), capaces de desarrollarse bajo alta irradiación solar (Figura 2D) y ligera acidez (Figura 2E) ligera eutrofización (Figura 2F), lo que refleja su adaptación a los gradientes ambientales del área de estudio. Asimismo, se observó una notable regeneración post-incendio desde 1992, momento en que únicamente se registraron 30 especies.

La elaboración de este catálogo, reforzada con análisis filogenéticos, constituye un punto de partida sólido para futuros estudios de conservación en el Parque Natural de la Sierra de Espadán. Los resultados obtenidos subrayan la importancia de los líquenes como bioindicadores de cambios ambientales y destacan la necesidad de implementar estrategias de gestión que mitiguen las amenazas derivadas de la actividad humana, especialmente el cambio climático, garantizando la preservación de estos organismos clave para los ecosistemas mediterráneos.

La elaboración de este catálogo no solo representa un avance histórico en el conocimiento de los líquenes del Barranco de Ajuez, sino que también revela la riqueza y complejidad de los ecosistemas mediterráneos que alberga el Parque Natural de la Sierra de Espadán. Estos organismos, aparentemente modestos, se erigen como verdaderos guardianes del equilibrio ambiental, capaces de reflejar con precisión los cambios ecológicos y climáticos que afectan a su hábitat. La combinación de análisis morfológicos, funcionales y filogenéticos no solo amplía nuestro inventario de biodiversidad, sino que proporciona herramientas fundamentales para la conservación y gestión ambiental, subrayando la necesidad imperiosa de proteger estos espacios frente a la presión humana y los desafíos del cambio climático. Este estudio demuestra, sin lugar a dudas, que los líquenes son mucho más que simples organismos: son indicadores vivos, centinelas ecológicos y piezas clave de la historia natural del Mediterráneo, y su preservación constituye un compromiso ineludible para garantizar la salud y sostenibilidad de nuestros ecosistemas.

Figura 1: Filogramas que representan la ubicación filogenética de varios especímenes del género *Leprocaulon* (A) recolectados en el Barranco de Ajuez, así como la de un ejemplar de *Solenopsora vulturiensis* (B). Los datos genéticos de partida provenían de la región ITS del ADN ribosómico nuclear. El apoyo estadístico nodal se expresa sólo para aquellos valores porcentuales de bootstrap superiores a 70%. Para cada terminal se indica el código de GenBank y, en su caso, el nombre del taxón. Se indica también los especímenes provenientes de la localidad estudiada (“Chóvar Barranco de Ajuez”).

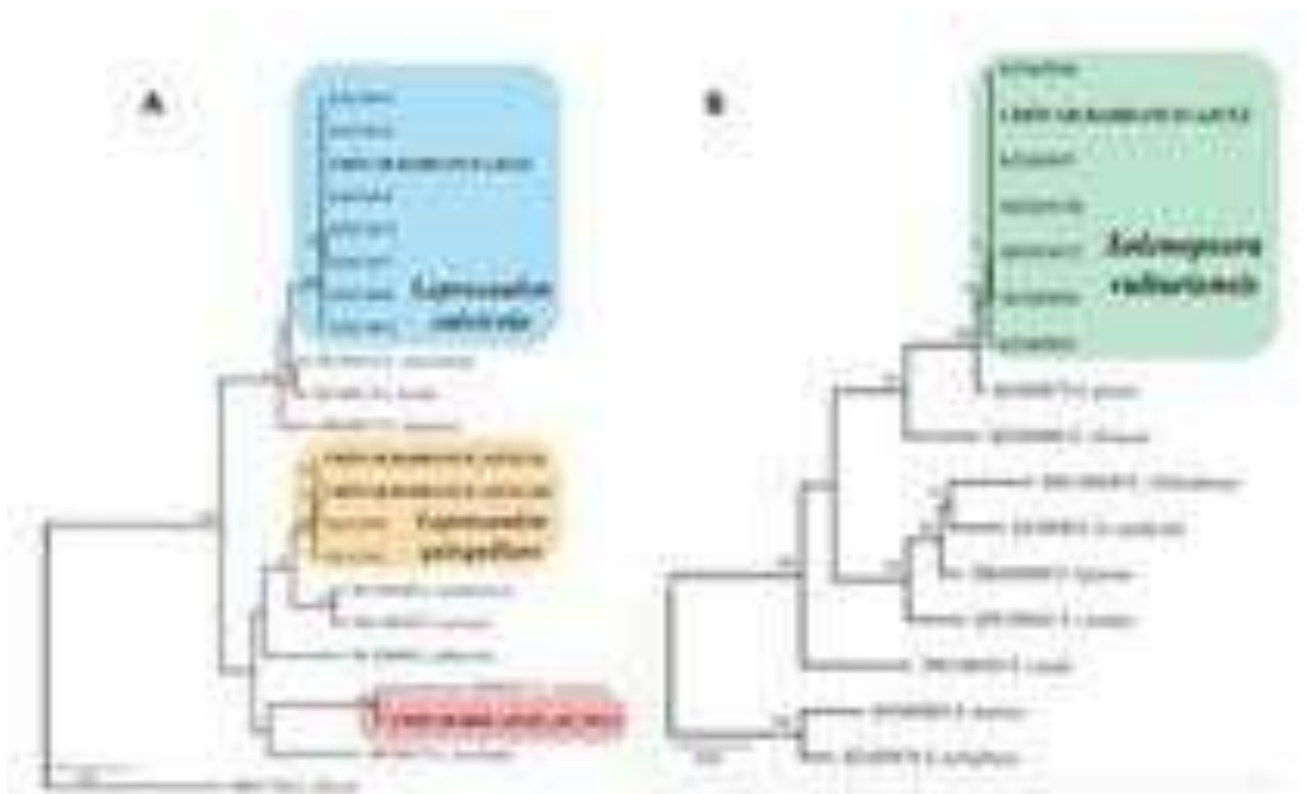


Figura 2: Caracterización de los rasgos funcionales y ecológicos en los taxones del catálogo. A: predominio de las formas de crecimiento del talo (biotipo liquénico); B: frecuencias relativas de estrategias de dispersión; C: predominio de diferentes tolerancias a la aridez; D: predominio de diferentes tolerancias a varios niveles de irradiación solar; E: predominio de diferentes tolerancias al pH del sustrato; F: predominio de diferentes tolerancias a la eutrofización



ANEXO FOTOGRÁFICO

