

Doktori (PhD) értekezés

Palla Balázs

Gödöllő

2024



Magyar Agrár- és Élettudományi Egyetem

**Bazídiumos nagyombák taxonómiai, chorológiai és ökológiai vizsgálata magyarországi
Pinus állományokban**

Palla Balázs

Gödöllő

2024

A doktori iskola

megnevezése: Kertészettudományi Doktori Iskola

tudományága: Növénytermesztés- és kertészeti tudományok

vezetője: Zámboriné Dr. Németh Éva

egyetemi tanár, DSc

Magyar Agrár- és Élettudományi Egyetem, Kertészettudományi Intézet,
Gyógy- és Aromanövények Tanszék

Témavezető: Dr. Papp Viktor

egyetemi docens, PhD

Magyar Agrár- és Élettudományi Egyetem, Növénytermesztési-
tudományok Intézet, Növénytani Tanszék

.....

Az iskolavezető jóváhagyása

.....

A témavezető jóváhagyása

TARTALOMJEGYZÉK

1.	BEVEZETÉS ÉS CÉLKITŰZÉS	7
2.	IRODALMI ÁTTEKINTÉS.....	10
2.1	A <i>Pinus</i> nemzetség és gombaközösségeinek globális és hazai jelentősége	10
2.1.1	A <i>Pinus</i> nemzetség története és ökológiai jelentősége Magyarországon.....	10
2.1.2	A <i>Pinus</i> nemzetséghez kötődő bazídiumos gombák ökológiája.....	14
2.2	A jelen munka során vizsgált bazídiumos nagygomba csoportok jellemzése	17
2.2.1	Ektomikorrhizás bazídiumos gombák.....	17
2.2.2	Talajlakó és avarbontó szaprotróf bazídiumos gombák.....	18
2.2.3	Lignikol bazídiumos gombák	19
2.2.4	A bazídiumos nagygombák makromorfológiája	22
2.2.5	A bazídiumos nagygombák mikromorfológiája	26
2.3	A bazídiumos gombák rendszertana	29
2.4.	A vizsgálatok során kiemelten érintett gombacsoportok szisztematikája.....	32
2.4.1.	Mikorrhizás taxonok.....	32
2.4.2.	Fehérkorhasztó lignikol szaprotróf taxonok.....	32
2.4.3.	Barnakorhasztó lignikol szaprotróf taxonok.....	36
2.4.4.	Egyéb szaprotróf, xilofág taxonok.....	38
2.4.5.	Vegyes ökológiájú taxonok	39
3.	ANYAG ÉS MÓDSZER	41
3.1	A magyarországi <i>Pinus</i> állományok bazídiumos fungájának szakirodalmakon alapuló összesítése és ökológiai elemzése	41
3.2	A jelen munka során elvégzett mintavételezés és a vizsgált területek bemutatása.....	43
3.2.1	A Fenyőfői Ósfenyves.....	44
3.2.2	Az Órség–Vendvidék természetszerű fenyvesei.....	45
3.2.3	Középhegységi telepített fenyvesek	45
3.2.4	Alföldi telepített fenyvesek.....	47
3.2.5	A mintavételek időpontjai és a gyűjtött anyag feldolgozása.....	48
3.3	A gyűjtött bazídiumos gombák határozása.....	49
3.3.1	Határozókönyvek és -kulcsok.....	49
3.3.2	Mikroszkopikus vizsgálatok	50
3.3.3	Molekuláris vizsgálatok	51
3.4	Ökológiai és bioklimatikus vizsgálatok módszerei	53
3.4.1	Háttér adatok gyűjtéséhez felhasznált adatbázisok	53
3.4.2	Statisztikai módszerek	54
4.	EREDMÉNYEK ÉS ÉRTÉKELÉSÜK.....	55
4.1.	A magyarországi természetszerű és telepített <i>Pinus</i> fenyvesek eddig ismert bazídiumos gombadiverzitása.....	55

4.1.1. A magyarországi fenyvesek bazídiumos gombáinak eddig ismert fajlistája, valamint az egyes csoportok gazdanövény- és társuláspreferenciája szakirodalmi adatok alapján	55
4.1.2. A magyarországi szakirodalmakban jelzett és fenyvesekben gyűjtött bazídiumos taxonok erdőtermészetesség szerinti megoszlása	64
4.2. Magyarországi fenyvesekből jelen munkában dokumentált bazídiumos taxonok bemutatása, valamint taxonómiai és ökológiai értékelése	71
4.2.1. Az <i>Agaricales</i> rendbe tartozó bazídiumos nagygombák értékelése	74
4.2.2. Az <i>Amylocorticiales</i> rendbe tartozó bazídiumos nagygombák értékelése	81
4.2.3. A <i>Boletales</i> rendbe tartozó bazídiumos nagygombák értékelése.....	88
4.2.4. A <i>Gomphales</i> rendbe tartozó bazídiumos nagygombák értékelése	100
4.2.5. A <i>Hymenochaetales</i> rendbe tartozó bazídiumos nagygombák értékelése	102
4.2.6. A <i>Polyporales</i> rendbe tartozó bazídiumos nagygombák értékelése	105
4.3. Megjegyzések a magyarországi <i>Pinus</i> állományok bazídiumos gombadiverzitására vonatkozóan	113
5. ÚJ TUDOMÁNYOS EREDMÉNYEK.....	116
6. ÖSSZEFOGLALÁS	117
7. SUMMARY.....	119
8. MELLÉKLETEK.....	121
M1. IRODALOMJEGYZÉK	122
M2. ÁBRÁK JEGYZÉKE	160
M3. TÁBLÁZATOK JEGYZÉKE	165
M4. HAZAI SZAKIRODALMI FORRÁSOK JEGYZÉKE, AMELYEK <i>PINUS</i> FENYVESEK FUNGÁJÁT ÉRINTIK, VAGY VIZSGÁLJÁK	166
M5. A MAGYARORSZÁGI FENYVESEKBŐL EDDIG ISMERT BAZÍDIUMOS GOMBÁK FAJLISTÁJA.....	168
M6. A VIZSGÁLATBA VONT ERDŐRÉSZLETEK ORSZÁGOS ERDŐÁLLOMÁNY ADATTÁRBAN NYILVÁNTARTOTT ADATAI ÉS AZ ADOTT TERÜLETEKEN VIZSGÁLT GOMBACSOPORTOK.....	193
M7. A VIZSGÁLT ÉS MEGHATÁROZOTT BAZÍDIUMOS GOMBÁK LISTÁJA	195
M8. A FILOGENETIKAI VIZSGÁLATOKBA BEVONT MINTÁK SZEKVENCIÁI.....	209
M8.1. A jelen munka során molekuláris módszerekkel vizsgált bazídiumos nagygombák mintáinak ITS szekvenciái.	209
M8.2. A jelen munka során molekuláris módszerekkel vizsgált bazídiumos nagygombák mintáinak LSU szekvenciái.....	223
M8.3. A jelen munka során molekuláris módszerekkel vizsgált bazídiumos nagygombák mintáinak <i>RPB2</i> szekvenciái.....	224
M8.4. A filogenetikai vizsgálatokhoz felhasznált, génbanki adatbázisokból (Genbank: https://www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank/ ; UNITE: http://unite.ut.ee/) letöltött barcoding szekvenciák adatai.	226
M9. A <i>CHROOGOMPHUS</i> NEMZETSÉG ÖKOLÓGIAI VIZSGÁLATAINAK PARAMÉTEREI	231

M10. A <i>CHROOGOMPHUS</i> NEMZETSÉG VIZSGÁLATÁHOZ KÖTŐDŐ ERDŐRÉSZLETEK ÁLLOMÁNYLEÍRÁSAI AZ ORSZÁGOS ERDŐÁLLOMÁNY ADATTÁR NYILVÁNTARTÁSA SZERINT	232
M11. MAGYARORSZÁGRÓL GYŰJTÖTT <i>CHROOGOMPHUS</i> FAJOK BAZIDIOSPÓRA ÉS KEILOCSZTÍDIUM PARAMÉTEREI	234
M12. MAGYARORSZÁGRÓL GYŰJTÖTT <i>CHROOGOMPHUS</i> FAJOK PILEIPELLISZ HIFÁINAK ÉS VÉGSEJTJEINEK MORFOLÓGIAI PARAMÉTEREI.....	235
M13. A FOLYTONOS TALAJTANI PARAMÉTEREK ELEMZÉSE SORÁN KÉSZÜLT VARIANCIAANALÍZIS VIZSGÁLATOK (ANOVA) EREDMÉNYEI.....	236
M14. A KATEGORIKUS ÖKOLÓGIAI ÉS TALAJTANI PARAMÉTEREK ELEMZÉSE SORÁN KÉSZÜLT FISCHER-FÉLE EGZAKT PRÓBÁK EREDMÉNYEI	242
9. KÖSZÖNETNYILVÁNÍTÁS.....	244

1. BEVEZETÉS ÉS CÉLKITŰZÉS

A magyarországi erdőket nagyrészt alkotó lombhullató fafajok mellett a tobozos fenyőfélék erdőterülete is jelentős, hiszen a teljes erdőterület 10,5%-át ezek alkotják. Bár az utóbbi évtizedekben nagymértékű területcsökkenés volt megfigyelhető e fás szárú növénycsoportnál, a 2016-os adatok szerint a fenyőfélék hazai térfoglalása megközelítőleg így is 195 ezer hektár volt. Ezek közül a két legjelentősebb kéttűs fafaj az erdeifenyő (*Pinus sylvestris*) és a feketefenyő (*Pinus nigra*), amelyek 6,2 és 3,2%-át teszik ki a magyarországi erdőborításnak (Komarek 2018). E két faj közül az erdeifenyőnek – egyes társulástípusok vonatkozásában – léteznek hazánkban őshonosnak tekintett reliktum és spontán állományai (Majer 1988, Borhidi 2003, Ambrus *et al.* 2019), illetve naturalizált előfordulásai is ismertek, ahol a korábbi erdészeti gyakorlat is hozzájárult az érintett erdőállományok társulásképeinek mai formájához (Bölöni *et al.* 2008). Ugyanakkor ezen erdők csak a töredékét képezik a hazai kéttűsfenyő-állományoknak; Magyarország legnagyobb részén az erdeifenyő és a feketefenyő ültetvényként van jelen, amelyeket valamilyen erdészeti (ipari faanyag), tájalakítási (talajvédelem, kopárfásítások, mozgó homok megfékezése stb.), illetve egyéb antropogén (zajvédelem, véderdő) célból ültettek a természetes areájukon kívüli termőhelyekre (Völgyi 1955, Bódis 1993, Tamás 2003, Bíró 2008, Cseresnyés és Tamás 2014, Mészáros *et al.* 2020).

Mind a természetes fenyőtársulásokban, mind a telepített fenyőültetvényekben fellelhető életközösségek mérvadó csoportját képezik a lebontó (szaprotróf), a fán élő (lignikol) és a gyökérkapcsolt (mikorrhizás) bazídiumos nagygombák. Ezen csoportok az erdei ökoszisztémákban betöltött jelentőségük mellett (holt szerves anyag bontása, mutualista ökológiai kapcsolatok) a biológiai sokszínűség fenntartásában és indikátor jellegükben is kiemelkedő szereppel bírnak (Käärik 1983, Ferris *et al.* 2000, Karasiński és Wołkowycki 2015, Jenna *et al.* 2021, Anthony *et al.* 2022). Az öreg fenyvesekben fellelhető jelzőfajok az élőhely természetességi állapotát indikálhatják (Karasiński és Wołkowycki 2015, Kunca *et al.* 2022), illetve mint ökológiai szolgáltatási elem a tápanyagciklusok fenntartásához kötődő, rekreációs célú, illetve tágabb értelmű jóléthez kapcsolódó értelmezései mentén bírnak jelentőséggel (Haines-Young és Potschin 2018, Moore *et al.* 2020). Ezzel párhuzamosan a telepített fenyőállományok akár generalista, akár a gazdanövényre nézve specialista gombafajok otthonául szolgálhatnak, így járulékos élőhelyként szolgálva olyan gombataxonok részére, amelyek regionális szinten őshonosak, illetve akár ritka és veszélyeztetett státuszúak is lehetnek (Humphrey *et al.* 2000, Johnston 2010, Sarrionandia *et al.* 2015, Dejene *et al.* 2017). Továbbá a telepített fenyőültetvények esetében tapasztalható nagygomba-fajösszetétel az erdőállomány szerkezetének és a termőhelyi változóknak potenciális

indikátora lehet, így járulékos szempontokat szolgáltatva az erdőgazdálkodási döntéshozatali folyamatokhoz (Ferris *et al.* 2000).

Ezen fenyőfélékhez kötődő bazídiumos nagygombák esetében a mai napig gyakran még tisztázatlanok az egyes nemzetségekbe, családokba tartozó fajok leszármazási viszonyai, filogenetikai helyzete és ezáltal taxonómiai státusza. A molekuláris markerezési technikák és barcoding módszerek térnyerésével (Badotti *et al.* 2017, Raja *et al.* 2017) az egyes ektomikorrhizas (pl. Moncalvo *et al.* 2002, Smith és Read 2008, Tedersoo és Smith 2013), fabontó (pl. He *et al.* 2020, Wei *et al.* 2022, Wu *et al.* 2022) és talajlakó szaprotróf (pl. Vizzini *et al.* 2011, He *et al.* 2019, Franchi és Marchetti 2020) csoportokon belüli filogenetikai és taxonómiai kapcsolatok kifinomultabb megismerése vált lehetővé. A módszerek finomodásával, a molekuláris genetikai és bioinformatikai eszköztár növekedésével a gazdanövényekkel kialakított kapcsolatoknak, a lokálisan ható környezeti változóknak gombaközösségekre gyakorolt hatása is széleskörűen kimutathatóvá vált (Wu *et al.* 2018), illetve az alaktanilag nagyon hasonló (kriptikus) taxonok, fajkomplexek faji szintű elkülönítése is elérhető lett (pl. Scambler *et al.* 2018, Fernández-López *et al.* 2019).

Bár az eddig megjelent nemzetközi és hazai szakirodalmak egy része szélesebb körben érintette a magyarországi *Pinus*-okhoz kötődő gombaközösségek feltárását (pl. Igmándy 1954, 1989, 1991, Szemere 1965, Pagony 1977, Babos 1989, Kányási 1992, 1993, Rimóczi 1994, Lukács 2002, 2004, 2007, 2010, Benedek 2002, Varga 2002, Halász 2002, Nagy és Gorliczai 2007, Egri 2009, Koszka 2011, Seress *et al.* 2012, 2016, Szabó 2012, Zajta 2012, Lukács *et al.* 2013, Siller *et al.* 2013, Ambrus *et al.* 2019), a *Pinus* nemzetséghez kapcsolódó, Magyarországon előforduló gombákat célzottan és kizárólagosan kutató tanulmányokból kevés jelent meg (Konecsni 1967, Halász 2002, Seress 2009). Az eddigi hazai fenyvesekben zajlott fungisztikai kutatások nagy részében több morfo csoport alulreprezentáltsága jellemző (pl. korticioid, koralloid gombák); a tanulmányok zöme alapvetően az agarikoid kalapos csoportok feltárását célozta meg. Emellett azon tanulmányok közül, amelyek a magyarországi *Pinus* nemzetséghez kötődő gombataxonok molekuláris genetikai vizsgálatát érintették, csupán ektomikorrhizas gombákkal kapcsolatos szakirodalmi eredmények ismertek (Seress *et al.* 2012, 2016, Niskanen 2014). Ezek fényében a jelen munka fő célkitűzései a következők:

1. A magyarországi természetes és telepített kéttűs fenyvesek szaprotróf és mikorrhizas bazídiumos fungájának minél teljesebb feltárása, ökológiai alapvetéseinek jellemzése és a Magyarországról eddig nem publikált, illetve ritka taxonok célzott vizsgálata morfológiai és molekuláris genetikai módszerek segítségével.

2. Egyes gyűjtött gombataxonok esetében az előfordulási adatok ökológiai kontextusba helyezése, különös tekintettel az egyes gyűjtési helyszínek erdőtermészetességi állapotára, illetve a gazdanövény őshonosságára.

3. Az étkezési céllal gyűjtött közelrokon, kriptikus, alapvetően genetikai markerekkel elkülöníthető fajokat magába foglaló csoportoknál olyan új morfológiai bélyegek prezentálása, amelyek segítik a nagyon hasonló megjelenésű fajok – akár terepi szintű – elkülönítését.

4. Az egyes vizsgált fajoknál felmerülő taxonómiai, nevezéktani kérdések tisztázása a molekuláris markerezési és morfológiai vizsgálatok alapján.

2. IRODALMI ÁTTEKINTÉS

2.1 A *Pinus* nemzetség és gombaközösségeinek globális és hazai jelentősége

A megközelítőleg ezer, a Földön élő nyitvatermő növényfajnak kétharmada tobozos nyitvatermő (*Pinophyta* törzs), amelyek a Föld erdeinek több, mint 39%-át teszik ki; az Antarktisz kivételével mindegyik földrészen jelen vannak (Armenise *et al.* 2012, Wang és Ran 2014). E csoportból megközelítőleg 230 faj tartozik a 12 nemzetséget magában foglaló *Pinaceae* családba, amelyek természetes elterjedési területe Észak-Amerikára, Európára, Ázsiára és Észak-Afrikára terjed ki. A *Pinaceae* családban a *Pinus* nemzetség 113 fenyőfajt foglal magába, amelyek szintén az északi féltekén rendelkeznek természetes elterjedési területtel (Farjón 2010, Wang és Ran 2014, Simpson 2019). Ez alól egyetlen kivétel a *Pinus merkusii* faj, amelynek természetes areája az egyenlítőtől délre fekvő Közép-Szumátráig terjed (Santisuk 1997). Ugyanakkor megközelítőleg 30 *Pinus* fajnak az aktuális areája (az emberi beavatkozás eredményeként elfoglalt területe) lényegesen eltér a természetes elterjedési területétől az erdészeti, vagy egyéb célból telepített, illetve ezek eredményeként később kialakult társulásai miatt. A fenti 30 fenyőfajból 28-nak a déli féltekére (is) kiterjed az aktuális areája (Procheş *et al.* 2012), mivel nemcsak ipari faanyagként, hanem a díszkertészeti célból használt és értékesített fajtái, valamint a belőlük kinyerhető cellulózrost (papíripar), terpentín (balzsam, építőipar), fenyőgyanta (szappan; epoxigyanta prekursor – elektronikai, fuvarozási ipar; papíripar; szigetelőanyag), fenyőmag (élelmiszeripar) miatt is van jelentőségük (Harrison 1951, Szendrey 1982, Liu *et al.* 2012, Szolnoki 2014, Gaál 2016, Simpson 2019). Emellett egyéb tájalakítási okok is szerepet játszanak a fenyőfélék telepítésében (Barčić *et al.* 2006, van Gils *et al.* 2010, Cseresnyés és Tamás 2014, Mészáros *et al.* 2020).

2.1.1 A *Pinus* nemzetség története és ökológiai jelentősége Magyarországon

A *Pinus* nemzetség európai története és jelene összefonódik a Kárpát-medencével. Európában a Negyedidőszak eljegesedéseit a ma eurázsiai elterjedésű, kéttűs erdeifenyő (*Pinus sylvestris*) diszjunkt déleuropai refugiumokban élte túl (Bennett és Provan 2008, Keppel *et al.* 2012, Houston Durrant *et al.* 2016, Tóth *et al.* 2017b). Ezen refugiumok egy része a mai Közép-Kelet-Európában helyezkedett el, amelyekből (a Balkán-félszigeten kívül) a keleti Alpokat és a Kárpát-medence nyugati részét tekintik a faj későbbi (posztglaciális) európai kolonizációjának fontos forrásaként (Tóth *et al.* 2017a, Tóth *et al.* 2017b). Magyarország mai területén is ismertek olyan erdeifenyő-társulások, amelyek feltételezhetően a posztglaciális térmérés időszakából maradtak fenn; ilyenek például a fenyő-nyír kor reliktumának számító fenyőfői homoki erdeifenyvesek

(*Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris*), vagy a mézskerülő erdeifenyvesek (*Genisto nervatae-Pinetum*) reliktum jellegű nyugat-dunántúli állományai (Bartha *et al.* 1995, Tímár *et al.* 2000, Borhidi 2003). Ugyanakkor a középkor óta folyó gazdálkodás és a termőhelyi viszonyok ezzel járó változásai miatt vitatott, hogy pontosan milyen mértékben, vagy milyen térbeli mintázatok mentén tekinthetők természetes eredetű, reliktum állományoknak a fentiek, így e fenyvesek megítélésénél a tájtörténet fontos változó (Bartha *et al.* 1995, Tímár *et al.* 2000 és a benne jelzett irodalmak).

A fent jelzett természetesnek vagy naturalizált elterjedésűnek tekinthető erdeifenyő állományok csupán töredékét képezik a teljes magyarországi erdőborításnak. Magyarország túlnyomó részén a tobozos fenyőféléket legnagyobb arányban képviselő erdeifenyő és a szintén kéttűs feketefenyő (*Pinus nigra*) ültetvényként van jelen, amelyeket valamilyen erdészeti (ipari faanyag), tájalakítási (talajvédelem, kopárfásítások, mozgó homok megfékezése stb.) illetve egyéb antropogén (zajvédelem, véderdő) célból ültettek a természetes areájukon kívüli termőhelyekre (Völgyi 1955, Bódis 1993, Tamás 2003, Bíró 2008, Cseresnyés és Tamás 2014, Mészáros *et al.* 2020).

Az őrségi erdeifenyvesek esetében a 19–20. században volt nagymértékű erdősülés tapasztalható a tájhasználat központosulása végett, amit a települések körüli szántók intenzívebb megművelése, valamint a távolabb eső területek, felhagyott szántók beerdősülése és a kisparaszti szálaló (később nagyüzemi) erdőgazdálkodás jellemezte. Ennek folyományaként az erdőterület a jelzett időszakban kb. 7500 ha-ról 13 500 ha-ra nőtt (Tímár *et al.* 2000, Balázs *et al.* 2014). A Soproni-hegységben szintén nagyarányú fenyvesítés zajlott a századforduló időszakában: a telepített (az erdei- és feketefenyővel együtt egyéb) fenyőfajok területi aránya 20% alattiról több, mint 50%-ra növekedett az 1920-as évekre (Ambrus *et al.* 2019). Völgyi (1955) munkája 1920-as, 1930-as telepítésű erdeifenyvesekről számol be Somogy megyéből; a Bács-Kiskun megyében található Illancs kistáj erdeifenyővel (is) való homokfásítását a 19. század végén rendelték el (Nebojszki 2004). A tervgazdálkodás idején a 1040/1954. számú minisztertanácsi határozattal a kiskunsági erdőgazdaságokat a mezőgazdasági művelésre alkalmatlan homokterületek fásítására kötelezték, ami ekkor már főleg fekete- és erdeifenyő telepítéseket jelentett; így a háború utáni 6,5%-ról 14%-ra nőtt a Kiskunság erdősültségi aránya (Molnár *et al.* 2003). A 20. század végére több mint 100 ezer ha száraz homoki gyep és egyéb természetközeli társulás helyét vették át (az egyéb homokmegkötésre betelepített fajokkal együtt) az erdeifenyő és feketefenyő ültetvények (Bíró 2008). E magyarországi tájegységeken a mai napig is az erdeifenyő területe a legnagyobb országos viszonylatban (KSH 2013). Az erdeifenyő erdősítésre való alkalmazása mellett érvelt annak tág ökológiai tűrése, amely révén zavart, tápanyagszegény talajokban, akár erősen homokos vagy lápos területeken is képes megtelepedni, illetve a szárazság- és fagytűrése is jelentős (Houston Durrant *et al.* 2016, Leuschner és Ellenberg 2017).

A másik széles körben telepített kéttűs fenyőfaj, a feketefenyő az alpin-mediterrán flóraelem része; eredeti, diszjunkt elterjedési területén 4 alfajt különítenek el az európai mediterráneumban a Pireneusoktól a kis-ázsiai Taurus-hegységig (Cseresnyés és Tamás 2014, Enescu *et al.* 2016). Magyarországon nem őshonos, egzóta faj, melynek korábban feltételezett spontán hazai előfordulása a Kőszegi-, valamint a Soproni-hegységben elvethető (Bartha és Mátyás 1995, Ambrus *et al.* 2019). Magyarországra történő betelepítése a 19. században kezdődött meg, legfőképp talaj- és tájvédelmi megfontolásból (Tamás 2003). A fent említett (főleg Bács-Kiskun megyére és az Alföldre koncentrálódó) homokterületek fásítása mellett cél volt még a középhegységek – különösen a dolomitkopárok – talajeróziójának visszaszorítása. E területek talajerózióra való érzékenysége magas, amit antropogén hatások (legeltetés és erdőirtás) is fokoztak. Mivel az állami vezetés az 1940-50-es évektől kezdődően kiemelt feladatává tűzte ki a parlagok fásítását (és az ennek körében kezelt dolomitkopárokat is), így az 1960–1990-es évek között több mint háromszorosára nőtt (kb. 20 ezer ha-ról 70 ezer ha-ra) a telepített feketefenyő állományok hazai területfoglalása (Tamás 2003, Cseresnyés 2013). E folyamatok révén napjainkra a telepített feketefenyő ültetvények többsége az Alföldön (több, mint 41 ezer ha), a Dunántúli-középhegységben (több, mint 12 ezer ha), az Északi-középhegységben (kb. 6500 ha) és a Kisalföldön (kb. 1400 ha) koncentrálódik (Cseresnyés és Tamás 2014). A feketefenyő kézenfekvő választásnak tűnt a fent említett területek erdősisítésére, mivel tág ökológiai tűrése alkalmassá tette még erősen degradált hegyvidéki területeken való megtelepítésére is (Pausas *et al.* 2004, Barčić *et al.* 2006, van Gils *et al.* 2010); jó a fagy- és szárazságtűrése, jó alkalmazkodóképességet mutat hőingadozásokkor, viszonylagosan alacsony a tápanyagigénye (Magyar 1960, Bartha 1999, Cseresnyés és Tamás 2014, Enescu *et al.* 2016, Leuschner és Ellenberg 2017); a sűrű gyökérrendszere, a koronájának magas csapadékintercepciója pedig a hirtelen lezúduló csapadék erodáló hatását jól csillapítja (Topić *et al.* 2008).

A két fenyőfaj telepítése Magyarország szerte számos ökológiai problémát okozott. A dolomitvidékek őshonos vegetációja, gyakran endemikus fajokat is hordozó társulásai (pl. magyar rozsnokos dolomitsziklagyep – *Seselio leucospermi-Brometum pannonicum*; zárt dolomitsziklagyep – *Festuco pallenti-Brometum pannonicum*; sziklafüves lejtősztyepp – *Chrysopogono-Caricetum humilis*) a fenyőtelepítések hatására rendkívül visszaszorultak, fajszerkezetük, fitoszociológiai állapotuk megváltozott (Borhidi 1956, 2003, Bódis 1993, Járó 1996, Tamás 2003). Mivel a sziklagyepre jellemző lágyszárú fajok nagy része nem rendelkezik hosszú távon csírázóképes magbankkal, ezért az a fenyők alatt (különösen magas lombkoronaborítottság esetén) rövid távon elszegényedik, a dolomitvegetáció regenerációs potenciáljának csökkenését eredményezve (Csontos *et al.* 1996). A betelepített fenyőállományok emellett a magoncaik révén spontán terjedésnek indulhatnak az érintett gyepekben, tovább veszélyeztetve a környező őshonos

gyeptársulásokat (Mihók 1999, Mészáros *et al.* 2020). Hasonló folyamatok voltak megfigyelhetőek az alföldi, homokfásítás végett telepített fenyőállományoknál is, ahol a homokon megjelenő gyeptársulásokat (pl. nyílt, évelő, mészkedvelő homokpusztagyep – *Festucetum vaginatae*; nyírségi mészkerülő homokpusztagyep – *Festuco vaginatae-Corynephorretum*) gyakran nagy borítású, de fajszegény, főleg zavarástűrő és tájidegen fajokból álló cserjeszint váltotta fel a fenyők alatt (Borhidi 1956, 2003, Cseresnyés és Tamás 2014). Ugyancsak megfigyelhető az alföldi homokon a feketefenyő újulat spontán megjelenése, habár ezen területeken meghatározó szerepű a kedvező mikroklimatikus állapot a sikeres csírázáshoz és megtelepedéshez (Laczay 1981). Habár a nagy fajgazdagságú, védett növényekben bővelkedő nyugat-magyarországi reliktum erdeifenyvesek is másodlagosak (naturalizáltak), az ugyanebben a régióban kultúrerdőként telepített, elegyetlen erdeifenyvesek ezektől élesen elkülönülnek és mind tájképi, mind természetvédelmi szempontból hátrányosak (Tímár *et al.* 2000).

Az őshonos flórán kívül a fauna is átalakul: magyarországi telepített fenyvesekben az énekesmadár költőállomány költésökológiai okok miatt fajszegényebb, mint az ugyanazon területen természetesen előforduló tölgyesekben (Török és Tóth 1996). A fent említett szélsőséges termőhelyekere telepített fenyvesek élettani állapota is idővel leromlik, ami diszpozicionálja az adott állományokat a patogén-és rovarkártevők általi fokozott kártételre, így indokolatlanná téve azok erdőgazdasági fenntartását (Koltay 1999). Emellett a telepített fenyvesekben az alattuk felhalmozódó avar miatt sokkal nagyobb valószínűséggel alakulnak ki erdőtüzek, mint a területet korábban borító gyepes élőhelyek vagy lombhullató erdők esetében (Anton *et al.* 2007, Cseresnyés 2013, Cseresnyés és Tamás 2014).

Összeségében a telepített fenyvesek ökológiai szerepének megítélése egyértelműen negatív. A fentiek mellett a természetes erdők működésére alapozó erdőgazdálkodás elveinek (pl. Pro Silva erdészeti alapelvek) egyik alapkérdése a nem őshonos vagy tájidegen erdei fajok használata. Ennek szellemében idegenhonos fafajok (így például a feketefenyő) olyan mértékű telepítése, ami csökkentené, vagy akadályozná az őshonos erdőtársulások vagy természetes élőhelyek ökológiai funkcióit, feltétlenül kerülendő (Asztalos *et al.* 2013). Ugyanakkor pozitívumként lehet említeni a fenyők rekultivációban betöltött szerepét: a külfejtéses bányaművelés során kialakuló munkagödrök, meddőhányók biológiai rekultivációját több sikeres hazai tapasztalat is példázza (Fejér 1960, 1963, Kassai 1963, Szerémy 1981, Csicsai 1986, Károly *et al.* 2006). Emellett kiszáradt zagyavak (Papp 1982), erőművi salaktározók és timföldgyári vörösiszap-tározók (Horváth 2002), valamint szemétlerakók (Baranyi 1986) fásításakor is előszeretettel telepítettek elegyfaaként főleg feketefenyőt. Az ezen rekultivált területek fenyvesei és az alattuk meghúzódó főleg zavarástűrő és társulásközömbös (de már a természetes vegetáció elemeit is hordozó)

növényzet későbbi restaurálásával lehet a helyben potenciális társulásokhoz hasonló állapotot elérni (Cseresnyés és Csontos 2012).

2.1.2 A *Pinus* nemzetséghez kötődő bazídiumos gombák ökológiája

Habár a Magyarországon telepített fenyvesek a 2.1.1. fejezetben bemutatott széleskörű ökológiai problémák kiváltói, ugyanakkor egyes élőlénycsoportok vonatkozásában árnyaltabb kép rajzolódik ki. Különösen a bazídiumos nagygombák esetében több olyan tanulmány is ismeretes, amelyek a telepített, egzóta fenyőállományokhoz kapcsolódó nagygomba-diverzitás különböző aspektusait vizsgálták a Föld különböző részein. Az egyik Humphrey *et al.* (2000) telepített erdőfenyveseket is vizsgáló tanulmánya, amelyben a természetes fenyőerdők és kultúrerdők nagygomba-diverzitását azonosnak találták. A különböző fenyőállományok fungája közötti különbségek a lokális klimatikus tényezők, az aljnövényzet diverzitása, a lehullott faanyag mennyisége mentén rajzolódtak ki. Az általuk vizsgált telepített fenyvesekben előforduló vörös listás fajok általában ott fordultak elő nagyobb számban, ahol az ültetvény természetes fenyvesekhez képest vett földrajzi távolsága kisebb volt. Ezek fényében a szerzők arra a következtetésre jutottak, hogy a természetes állományok közelében elhelyezkedő, foltszerűen műveléskímélt telepítések és a tarvágást nélkülöző gazdálkodási formák nagy arányban hozzájárulhatnak a fenyőkhöz kötődő őshonos funga megőrzéséhez.

Hasonló következtetésre jutottak Sarrionandia *et al.* (2015), akik Baszkföldön vizsgálták az ott tájidegennek minősülő *Pinus radiata* ültetvények makrofunga-diverzitását. Mint gazdanövény, a *Pinus radiata* állományokban több nemzetségspecifikus gombafajt azonosítottak, amelyek az azok földrajzi közelségében elhelyezkedő egyéb, természetes *Pinus* állományokból származó inokulum révén telepedhettek meg; emellett az ültetvények általános diverzitásmutatói is más európai fenyőerdőkével összevethetőek voltak. Ugyanakkor az általuk vizsgált állományokban általában generalista gombataxonok fordultak elő, valószínűsíthetően a rövid vágásérettségi idő miatt. Eredményeik alapján az ültetvényeken belüli idősebb fenyőerdőfoltok megtartását, valamint őshonos lombhullató fajokkal képzett elegyerdők kialakítását ajánlották a nagygomba-diverzitás és az őshonos funga megtartásához.

A Kínában idegenhonosnak számító *Pinus elliottii* magoncok gyökereiben kezdetben szintén főleg generalista ektomikorrhiza-képző gombákat (lásd 2.2.1. fejezet) azonosítottak, majd később a *Rhizopogon* nemzetség fajai domináltak mind ezen egzóta faj, mind az ott őshonosnak tekinthető *Pinus massoniana* gyökereiben (Ning *et al.* 2021). Emellett eredményeik fényében kihangsúlyozták, hogy az őshonos és tájidegen gazdanövényt egyaránt kolonizáló ektomikorrhizás fajok az egzóta gazdaszerkezet terjedési potenciálját erősebben fokozhatják.

A főleg erdeifenyő és közönséges luc (*Picea abies*) uralta Svédország erdeibe a sziklás-hegységi csavarttűs fenyőt (*Pinus contorta* var. *latifolia*) az 1970-es évektől kezdődően széles körben ültették gyorsabb növekedése miatt (Elfving *et al.* 2001). Az erdeifenyőhöz képest e fajnak frissen elhullott faanyagában nemcsak kisebb, hanem tápanyaghasznosítási módjában eltérő xilofág gombaközösség képes megtelepedni (Edman és Fällström 2013). Utóbbi értelmében míg az erdeifenyőn főleg a barnakorhasztó (lásd 2.2.3. fejezet) fajok voltak dominánsak, addig a sziklás-hegységi csavarttűs fenyőn főleg fehérkorhasztó fajok telepedtek meg. A szerzők az eredmények fényében rávilágítottak, hogy az erdőgazdálkodásban alkalmazott idegenhonos fafajok képesek megváltoztatni a közelrokon fajok őshonos társulásaiban megfigyelhető nagygombaközösségek ökológiai struktúráját.

A *Pinus* nemzetség idegenhonos, telepített állományainak gombadiverzitását az egyenlítő közelében, illetve a déli féltekén is vizsgálták. Az Etiópiában ültetvényszerűen telepített *Pinus patula* erdőkben mind szaprotróf (korhadékbontó), mind ektomikorrhizas (gyökérkapcsolt) gombákat azonosítottak, amelyeknek fajgazdagsága, Shannon-diverzitása és össztömege az idősebb állományokban volt számottevőbb (Dejene *et al.* 2017). Johnston (2010) munkájában rámutatott, hogy az Új-Zélandra betelepített *Pinus* fajokhoz bár főleg idegenhonos, egzóta gombaközösség kötődik, ugyanakkor az e gazdanövénycsoporton előforduló gombafajok kb. 40%-a őshonos (Johnston 2010). A tájidegen *Pinus taeda* és *Pinus patula* ültetvényekhez kapcsolódó mikorrhizas gombafajok betelepítését, megjelenését dél-amerikai országokban is dokumentálták (Campi *et al.* 2015, Vargas *et al.* 2017).

Magyarországon számos *Pinus*-okon növő vagy fenyőkhöz kapcsolódó szaprotróf, illetve mikorrhizas gombacsoport vizsgálatát érintették a terület kutatói (pl. Igmándy 1954, Szemere 1965, Pagony 1977, Babos 1989, Igmándy 1989, 1991, Kányási 1992, 1993, Rimóczi 1994, Benedek 2002, Halász 2002, Lukács 2002, Varga 2002, Lukács 2004, 2007, Nagy és Gorliczai 2007, Egri 2009, Lukács 2010, Koszka 2011, Seress *et al.* 2012, Szabó 2012, Zajta 2012, Lukács *et al.* 2013, Siller *et al.* 2013, Seress *et al.* 2016, Ambrus *et al.* 2019). Sok munka ezek közül Magyarország különböző politikaföldrajzi egységeinek, illetve tájegységeinek általános mikológiai felvételezésére irányult; egyes munkák bizonyos morfológiai és ökológiai csoportokra fókuszáltak. Az egyes művek az őshonos és tájidegen fenyőállományok gombataxonjainak különböző összetételére utalnak. Ezen tanulmányokat foglalja össze az **M4. melléklet**. E munkák közül több is ökológiai kontextusba helyezi a telepített fenyvesekben előforduló nagygombadiverzitást más egyéb őshonos állományalkotó gazdanövények gombaközösségeivel (pl. Benedek 2011, Pál-Fám 2011, Rudolf 2013). Ezeknek általában közös következtetése, hogy az ültetett, tájidegen fenyvesek fajgazdagsága, adott területen megfigyelhető termőtestszáma, természetvédelmi értéke, a vörös listás fajok száma, vagy egyes ökológiai csoportok (pl.

xilofágok) aránya csekélyebb, fajösszetétele eltérő, inkább zavarásjelző, társulásközömbös (pl. *Lepista flaccida*, *Lycoperdon perlatum*, *Mycena pura*) fajokkal jellemezhető. Emellett ugyanakkor előfordul, hogy lombelegyes fenyőtelepítésekben nagyobb a gombafajok és nemzetségek száma, mint ami a regionálisan őshonos vegetációban megfigyelhető (Egri 2009). Van példa arra is, hogy egyes ökológiai csoportok (pl. talajlakók) jól körvonalazott közösségi struktúrát mutatnak telepített fenyvesekben, amelyekben a társulásközömbös fajok mellett acidomezofil (pl. *Laccaria amethystina*), és egyéb értékes taxonokat (pl. *Cortinarius*) is lehet találni (Pál-Fám 2011).

Azon tanulmányok száma, amelyek célzottan a magyarországi *Pinus*-on nöövő nagygombák vizsgálatát tűzték ki célul, csekély. A homokra telepített fenyvesek esetében alacsony fajszámról, valamint egyes taxonok gyakori (pl. *Suillus granulatus*, *Marasmius oreades*), mások ritka előfordulásaira (pl. *Atractosporocybe inornata*, *Russula xerampelina*) mutatott rá Konecni (1967), különösen szegényes csapadékmennyiség és nedvességviszonyok között. E területeken idővel a szaprotróf (pl. *Galerina marginata*, *Mycena rosea*) fajoknak a dominanciája figyelhető meg, a mikorrhizás taxonok (pl. *Amanita muscaria*, *Amanita pantherina*) háttérbe szorulásával (Halász 2002). Az ektomikorrhizás funga akár olyan nagy rendszertani csoportok (pl. aszkuszos gombák) irányába is eltolódhat, amelyek száraz, fűszáraz termőhelyeket jobban tolerálnak (Seress 2009). A főleg *Pinus*-on nöövő csoportokat kutató munkákból egyesek a gazdasági szempontból jelentős gyökérrontó tapló (*Heterobasidion annosum*) kártételével és az ellene való védekezéssel foglalkoztak (Pagony 1977, 1982, Koltay *et al.* 2012).

A hazai természetes, természet szerű és tájidegen fenyvesekhez kötődő bazídiumos gombataxonok gazdanövény-őshonossági kérdéseinek fenti állításait figyelembe véve bizonyos ökológiai mechanizmusok tisztázatlansága, a háttérváltozók ismeretének hiánya merül fel. A hazai fenyvesekhez kötődő bazídiumos gombák taxonómiai vizsgálata és a gazdanövény őshonosságával való kapcsolatának feltárása rávilágíthat a sajátos diverzitásmintázatok mögött meghúzódó törvényszerűségekre. Mind a természet szerű, mind a tájidegen magyarországi *Pinus* közösségeket kutató, különösen a molekuláris taxonómiai és azonosítási módszereket kiterjedten használó munkák száma kevés (Seress 2009, Seress *et al.* 2012, 2016). Mindeközben a molekuláris technikák fejlődésével egyre több kriptikus, makro-és mikromorfológiai bélyegeikben hasonlító fajt ismerünk (pl. Miettinen és Larsson 2011, Korhonen *et al.* 2018, Scambler *et al.* 2018 stb.). Így a hazai, fenyőkhöz kötődő bazídiumos gombaközösség molekuláris technikákat is alkalmazó vizsgálata további betekintést engedhet a magyarországi *Pinus* társulások valódi ökológiai helyzetébe.

2.2 A jelen munka során vizsgált bazídiumos nagygomba csoportok jellemzése

A bazídiumos gombák (*Basidiomycota*) a gombák országának (*Fungi*) egy rendszertani törzse, amelyben olyan változatos alaktani csoportok találhatóak, mint például a kalapos gombák, taplók, pöfetegek, szömörcsögök, rezgőgombák, korallgombák, illetve olyan növénypatogén csoportok is, mint például a rozsdagombák és az üszöggombák. Mindezek közös reprodukív mikromorfológiai képlete – amelyről a törzs a nevét is kapta – a bazídium. E reprodukív sejt exogén módon, az ún. sterigmákon (a bazídium nyúlványai) fűzi le az ivaros úton kialakuló spórákat. A sterigmákból egy bazídiumon általában négy darab található, de egyes gombacsoportok esetében ettől eltérő számú (1, 2 vagy több mint 4) is lehet (Webster és Weber 2007).

Az utóbbi évek átfogó tanulmányai alapján jelenleg a bazídiumos gombák törzsét négy altörzsre lehet osztani, amelyekben 18 osztály, 68 rend, 241 család, 1928 nemzetség összesen több, mint 41000 fajtát ismerjük (He *et al.* 2019, Wijayawardene *et al.* 2020). Attól függően, hogy milyen ökológiai kapcsolatban állnak az egyes csoportok a környezetükkel, megkülönböztethetünk korhadékbontó (szaprotróf), szimbióta, illetve élősködő (parazita) gombákat (Webster és Weber 2007).

2.2.1 Ektomikorrhizas bazídiumos gombák

Az ektomikorrhizas (EM) gombák (pl. *Chroogomphus*, *Suillus*, *Tricholoma*) olyan szimbiotikus élőlények, amelyek szinte mindegyike fászáru élő növények gyökérzetével alakít ki közös tápanyagfelvevő szerveket (vannak kivételek is, lásd Fan *et al.* 2023). Ezek egyben biztosítják a gazdanövény és a gomba közötti tápanyagáramlást, így kölcsönösen erősítve mindkét fél ökológiai értelemben vett fitnessét (Smith és Read 2008). Az ökológiai kapcsolat a legtöbb esetben így mutualista szimbiózis, ugyanakkor a fitnessre gyakorolt hatás alapján e kapcsolat akár parazitikussá is válhat ugyanazon partneregység között (Johnson *et al.* 1997). Az EM gombák specifikus anyagfelvevő szervei három alapvető strukturális elemre oszthatók fel: 1) a gyökér kéregsejtjeinek sejtközötti járataiban elhelyezkedő Hartig-háló, 2) a gazdanövény gyökereit borító gombaköpeny és 3) a gyökéren kívül, a talajban elhelyezkedő gombafonalak hálózata (az ún. extraradikális micélium; Smith és Read 2008).

A talajból történő víz- és tápanyagfelvételért, a felvett tápanyagok gyökérzet irányába történő tovaszállításáért, illetve a gazdanövény gyökérzetének további kolonizálásáért az extraradikális micélium a felelős (Smith és Read 2008). Az EM gombafajok ezen kiágazó hifák jelenléte, illetve az ún. rizomorfák (kiágazó hifák kötegekbe rendeződött formája) jelenléte és differenciálódási foka alapján „kihasználási típusokba” sorolhatók (Agerer 1995, 2001). A

kötegekbe tömörült, multihifális rizomorfák az EM gomba fokozottabb terjedéséért, a víz-és tápanyagok hatékonyabb szállításáért felelősek (Cairney 1992, Schweiger *et al.* 2002).

A gombaköpenyek alapvetően védelmi funkciója van, illetve felületéből ágaznak ki az extraradikális micélium hifái. A gombaköpenyek két megjelenési formája a plektenhimatikus és pszeudoparenhimatikus köpeny; előbbi esetében az álszövetes, laza szerkezetű gombaköpenyt alkotó sejtek megnyúltak, önálló hifaként elkülöníthetőek (pl. *Suillus plorans*), míg utóbbinál a köpenyt izodiametrikus, szorosan illeszkedő sejtek alkotják (pl. *Russula laricina*). E két fő megjelenési formának további típusait ismerjük, ami fajokra, fajcsoportokra lehet speciálisan jellemző (Agerer 1991, Jakucs 1996).

A gyökér kéregsejtjeinek intercellulárisait kolonizáló Hartig-háló felelős a gombahifák és a gyökérsejtek közötti anyagáramlásért (Smith és Read 2008). Zárwatermőket kolonizáló EM gombák esetében (pl. *Hebeloma crustuliniforme* *Alnus*-on) a Hartig-háló a kéregsejtek külső sejtjét szövi be, míg nyitwatermők esetében (pl. *Suillus bovinus* erdeifenyőn) a háló a gyökér endodermiszének irányába haladva a kéreg mélyebb rétegeibe is eljut (Godbout és Fortin 1983, Chung *et al.* 2003, Bücking *et al.* 2007, Smith és Read 2008). Nyitwatermők esetében a Hartig-háló szövetéke magasabb térfogatarányban veszi körül a gazdanövény kéregsejtjeit, mint zárwatermők esetében; emellett a nyitwatermő Hartig-háló tannint is tartalmazhat, amitől annak sejtjei barnásan elszíneződhetnek (Godbout és Fortin 1985, Agerer 1991). A Hartig-háló kortikális sejtek közötti struktúráját tekintve megkülönböztethetünk egysejtű és többsejtű formákat (előbbi általános, utóbbi pl. *Piceirhiza gelatinosa* esetében), keskeny és széles sejtű formákat (utóbbi például a *Lactarius* nemzetség esetében), homogén sejtű és heterogén sejtű formákat, illetve olyan alakokat, ahol a Hartig-hálóban gömbszerű vastagodások (pl. *Leccinum* nemzetség), karéjok, hausztóriumok (pl. *Russula* nemzetség) figyelhetők meg (Godbout és Fortin 1985, Brand és Agerer 1986, Agerer 1991, Jakucs 1996).

2.2.2 Talajlakó és avarbontó szaprotróf bazídiumos gombák

A talajban és a talajon előforduló holt növényi szervesanyag elbontásáért nagy részben korhadékbontó (szaprotróf) gombák felelősek. A cellulózt bontó bazídiumos gombák nagy része így a holtfa és a lehullott avar, valamint egyéb holt vegetatív és generatív részek elbontásában vállalnak jelentős szerepet (Eichlerová *et al.* 2015, Urbanová *et al.* 2015, Baldrian 2016).

A szaprotróf gombák a terjedésük alapján alapvetően két csoportba sorolhatók: az ún. „erőforrás-gyorsító-korlátozott” gombák alapvetően ivaros és ivartalan spórákkal, szkleróciumokkal (álszövetes hifátömörödés, kitartóképlet; pl. *Agrocybe arvalis*), esetleg klamidospórákkal (pl. *Xylodon paradoxus*) terjednek a szubsztrátumok között, míg a „nem erőforrás-gyorsító-korlátozott” gombák (pl. *Clitocybe nebularis*) a micéliumhálózatukra támaszkodnak a terjedésük során (Boddy

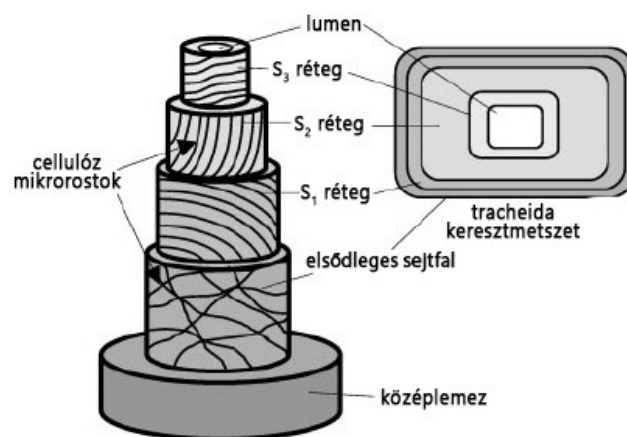
1999, Smith *et al.* 2015, Boddy és Hiscox 2016). Utóbbi esetben akár nagyobb egységekben is megjelenhetnek a gombafonalak, például hifakötegek (nem differenciált hifacsoportosulás, pl. *Hypholoma fasciculare*) vagy rizomorfák (differenciált, kötészerűen összerendeződött hifák, pl. *Armillaria* spp.) formájában, amelyek tovább segítik a rendelkezésre álló tápanyagok, szubsztrátumok behálózását. A holt szerves anyag felületén való megtelepedést, az abba való penetrációt különböző hifamódosulatok segíthetik elő, ugyanakkor az új holt növényi szövetekbe való bejutás és megtelepedés alapvetően a gomba enzimatiszta eszköztárának és a kolonizáció idejének a függvénye (Müller és Loeffler 1992, Boddy 1999, Vági *et al.* 2013, Boddy és Hiscox 2016).

A cellulózbontás folyamatát a bazídiumos gombák legtöbbször olyan hidrolitikus enzimek segítségével katalizálják, mint az endoglükánázok, cellobiohidrolázok, β -glükozidázok. Ezek mellett olyan egyéb nagy reakciókészségű szabadgyököket (pl. hidroxil-gyököket) produkáló biokémiai folyamatok is részt vesznek a bazídiumos gombák által indukált sejtfallebontó folyamatokban, amelyek például a kinonok redoxciklusához, vagy a Fenton-reakcióhoz köthetők (Baldrian és Valášková 2008). Egyéb extracelluláris enzimek (pl. lakkáz, észterázok, lipázok stb.) is részt vesznek a dekompozíciós folyamatokban, amelyek összetétele és aktivitása nagymértékű hasonlóságot mutat az avarbontó és a fehérkorhasztó bazídiumos gombák között (Eichlerová *et al.* 2015). Az avarbontó gombák fenti aktivitásai révén a talaj szén:nitrogén (C:N) aránya csökken, és a bontásból származó, alapvetően szén és nitrogén alapú organikus és inorganikus elemek, ásványok dúsulnak fel a talajban. Ezek nagy része az edényes növények számára hasznosítható és a növények gyökérszörei, illetve a gyökerekhez kapcsolt mikorrhizás gombák által újra felhasználhatóak lesznek, így hozzájárulva az adott élőhely szénegyensúlyához, tápanyagciklusához, -és redisztribúciójához, valamint ökológiai stabilitásához (Lindahl *et al.* 2002, Li *et al.* 2023).

2.2.3 Lignikol bazídiumos gombák

A faanyagban vagy annak belsejében élő gombákat lignikol gombáknak nevezzük (Kirk *et al.* 2008), amelyeknek többsége xilofág, azaz olyan szaprotróf gombák, amelyek a faanyag (alapvetően a cellulóz és lignin) bontására specializálódtak. E gombák két alapvető csoportja a fehér- és barnakorhasztó gombák (Baldrian és Valášková 2008). Ugyanakkor a két lebontási formáért felelős enzimrendszerek valójában vegyesen kódoltak az egyes taxonoknál, így egy kontinuum skála mentén (semmint kizárólagosan) lehet barna- és fehérkorhasztásról beszélni (Riley *et al.* 2014). Ezen felül EM-gombák genomjában is megtalálhatóak a lignin- és cellulózbontásért felelős enzimrendszereket kódoló gének, így mikorrhizás gombáknál is feltételezhető a fás növényi anyag lebontásának a képessége (Kohler *et al.* 2015).

Korábban a nyitvatermők faanyagára való specializálódást, a nyitvatermők faanyagának kizárólagos bontását végző gombataxonok megjelenését a barnakorhasztás evolúciós értelemben vett kialakulására datálták. A barnakorhasztás során a fás szár sejtjeinek alkotói közül a lignin nem, vagy csak részlegesen bomlik el, aminek következtében a korhasztott fa vörösesbarnára színeződik (a fennmaradó lignin színtulajdonságai miatt), és sarkos, tömbös szerkezetűvé válik (Gilbertson 1980, Hibbett és Donoghue 2001, Daniel 2016). A barnakorhasztó gombák (pl. *Antrodia*, *Dacryobolus*) micéliumának szubsztrátumon való megtelepedése után a hifák a fás vízszállító sejtek (nyitvatermőknél ún. tracheidák) belső sejtüregében haladva kezdik el bontani a sejtek sejtfalának S₂ rétegét (**1. ábra**) a gomba által kiválasztott enzimek, enzimkomplexek (pl. celluláz, mannáz, xilanáz), illetve nem enzimatiságensek (pl. hidrogén peroxid a Fenton-reakcióból, oxálsav, hidrokinonok, stb.) révén (Käärik 1983, Green és Highley 1997, Hatakka és Hammel 2011, Presley és Schilling 2017, He *et al.* 2019). A bontófolyamatok kezdeti szakaszában a cellulóz mikrorostok hemicellulóz köpenye depolimerizálódik először, majd a cellulóz és hemicellulóz bontásának kiszélesedésével felhalmozódik a gomba által feleslegben előállított bontási termék. Mindeközben a lignin alapvetően nem esik át depolimerizációs folyamatokon (csupán érintőleges demetiláción és oxidáción), így a fás sejtek alakja változatlan marad, ugyanakkor sokkal hajlamosabbak lesznek a későbbi deformációra (Cowling 1961, Kirk és Adler 1970, Daniel 2016). A szénhidrátok hosszútávú depolimerizációja a fás sejtek szilárdságának, tartóerejének csökkenéséhez vezet, ami a faanyag rögös felaprózódását és vörösesbarna elszíneződését okozza (Green és Highley 1997).



1. ábra. Egy tracheida sematikus háromdimenziós szerkezete és keresztmetszeti képe. Az S₁, S₂ és S₃ rétegek összesége a másodlagos sejtfa. Forrás: Plomion *et al.* (2001).

A fehérkorhasztás során a cellulóz bontása mellett delignifikálódik is a szubsztrátum, így a korhasztott faanyag fehéres színű lesz a lignin hiányában. A fehérkorhasztó gombák (pl. *Datronia*, *Fomitiporia*) hifája a bélsugár parenchymasejtjein keresztül jut be sugárirányban a fás hajtásrész belső szöveteibe, majd természetes nyílásokon (pl. a tracheidák udvaros gödörkéinek apertúrája),

vagy a behatolást segítő hifák segítségével jut be a lignifikált sejtek belsejébe. A barnakorhasztó gombákhoz hasonlóan a fehérkorhasztó gombák hifái így a sejtek belső lumenéből kifelé mutató irányba kezdik el bontani a sejtfalet (1. ábra), habár egyes esetekben a sejtek közötti középlemezben is megtalálhatóak a gomba hifái, így kívülről is bontva a fásodott sejtfalet (Käärik 1983, Daniel 2016, He *et al.* 2019). A fehérkorhasztó gombákat aszerint, hogy milyen sorrendben és relatív sebességgel bontják a szubsztrátum építőanyagait, lehet szimultán (pl. *Heterobasidion annosum*) és szukcesszív (pl. *Ceriporiopsis subvermispora*) csoportokba kategorizálni. Előbbi esetben a szénhidrát (cellulóz, a hemicellulóz xilán és mannán komponensei) és a lignin sejtalkotók egyidejűleg, azonos mértékben bomlanak le, a sejtüregek irányából kifelé, amely gyakran egy fekete demarkációs vonallal társul. Szukcesszív fehérkorhasztás esetében a lignin kezdetben gyorsabban bomlik, mint a cellulóz, így a cellulóz rostok viszonylagosan intaktok maradnak még a bomlási folyamatok előrehaladottabb állapotában is. Mivel ekkor a depolimerizáció mértékében megfigyelhető különbségek hangsúlyosabbak a bomlási zóna két oldala között, így a demarkációs zóna is erőteljesebb a szukcesszív fehérkorhasztásnál. Ez utóbbi típus általában gyakrabban figyelhető meg nyitvatermők fájának bomlási folyamatainál (Käärik 1983, Eriksson *et al.* 1990, Daniel 1994, 2016). A biokémiai mechanizmusok tekintetében a fehérkorhasztásnál is enzimatikus és nem enzimatikus komponensekre lehet felosztani a lezajló folyamatokat. A fás lignocellulóz jelenlétében hemicellulóz-, pektin-, és szénhidrátbontó enzimek kódoló génjei aktiválódnak a gomba genomjában (Miyachi *et al.* 2020). A delignifikáció sejten kívüli (extracelluláris) lignolitikus peroxidázok (pl. lignin-, mangán-peroxidázok) és lakkázok révén valósul meg; nem enzimatikus elemek a redox-aktív glikopeptidek, és egyéb (enzimatikus rendszerektől függő) vegyületek, mint az oxalát, veratril-alkohol vagy a különböző reaktív oxigén formák (Akamatsu *et al.* 1990, Aust 1995, Hatakka és Hammel 2011, Huang *et al.* 2021).

Általános megfigyelés, hogy a fehérkorhasztó gombák legtöbbször zárvatermő fás szárú növényeken telepednek meg (Daniel 2016). Egyben a barnakorhasztó gombák elődeinek is tekintették őket (Hibbett és Donoghue 2001), feltételezve ez utóbbiak ligninbontó enzimrendszerinek evolúciós redukálódását, és a szénhidrátok szelektív és gyorsütemű lebontásának kialakulását. E jelleggel magyarázta Gilbertson (1980) a főleg nyitvatermőkre specializálódott barnakorhasztó gombák térnyerését a sarkközi és hegyvidéki túlevelű erdőkben, ahol a rövid vegetációs periódusokra szelektálódtak a redukált bontási mechanizmussal rendelkező barnakorhasztó fajok. E koncepció szerint a barnakorhasztás kialakulása a nyitvatermőkre való specializálódással párhuzamosan zajlott le. Ugyanakkor az utóbbi évtized kutatásai rávilágítottak arra, hogy a barnakorhasztó leszármazási vonalak a törzsfajlódás során kezdetben nyitvatermő-zárvatermő generalisták voltak, míg a fehérkorhasztó csoportok a zárvatermőkre specializálódtak (Krah *et al.* 2018). A Kréta korszak nagymértékű zárvatermő fajdiverzifikációja révén a

fehérkorhasztó gombák genetikai szinten hatásosabban adaptálódtak az újonnan kitarulkozó diverz zárvatermő gazdanövény niche-hez, míg a barnakorhasztók esetében valószínűsíthetően kiszorultak a zárvatermők a potenciális gazdanövények közül (Kohler *et al.* 2015, Krah *et al.* 2018).

2.2.4 A bazídiumos nagygombák makromorfológiája

A modern kategorizálási rendszerek szerint a nagygombák termőtest-morfológiáját egy jellegzetes taxon termőteste, illetve termőrétegtartója (tráma, himenofór) alapján csoportosítják: agarikoid, boletoid, hidnoid, korticioid, klavarioid, kantarelloid, poroid stb. (Hibbett és Thorn 2001, Hibbett és Binder 2002, Binder és Hibbett 2006, Læssøe és Petersen 2019). A himéniumot (termőréteget) hordozó tráma típusa bár gyakran konvergensen kialakult jelleg (Binder *et al.* 2005, Hibbett 2007, Oberwinkler *et al.* 2014, Sjökvist *et al.* 2014), de alapvető szerepű az egyes morfo csoportok elkülönítésében (Bernicchia és Gorjón 2010, Ryvarden és Melo 2017, Læssøe és Petersen 2019). A tráma kialakulása alapján a valódi bazídiumos gombák (*Agaricomycotina*) két csoportba oszthatók: nyitott (gimnokarp) és zárt (angiokarp). Jelen dolgozattal kapcsolatos kutatások során az előbbi csoportba tartozó taxonok kerültek alapvetően elő, ahol a tráma a kialakulása kezdetétől végig fedetlen marad, szemben az olyan pl. gaszteroid, zárt termőtestű csoportokkal, ahol a termőtest fejlődésének legalább egy részében a termőrétegtartó fedett (Webster és Weber 2007, Kirk *et al.* 2008).

A gimnokarp termőtestet képző gombák esetében a korai rendszertani koncepciók rendszinten különítették el a lemezes trámával („*Agaricini*”), a pórusos, lyukacsos trámával („*Polyporei*”), a fésűszerű, fogas trámával („*Hydnei*”) és a sima felületű trámával („*Thelephorei*”, „*Clavariet*” és „*Tremellinei*”) rendelkező morfortípusokat (Fries 1874). Patouillard (1900) későbbi munkájában a nem lemezes gombákat összefoglalóan „*Aphyllophoracés*”-ként nevezte, majd Rea (1922) azokat rend szintre emelte (*Aphyllophorales*). A gombák kalapjának alsó oldalától, illetve az azzal szerkezetileg azonos régiójától a lemezek, pórusok vagy fogak csúcsáig terjedő hifák összeségét tekintjük a himenoforális trámának (Webster és Weber 2007). A fenti morfo csoportok képezik az alapját a termőtesttípusok modern kategorizálásának, amelyeket egyes esetekben a mai napig is használnak nagyobb egységek vagy taxonómiai, morfológiai szempontból nehezen körülhatárolható csoportok (pl. „*afilloforoid*” gombák) esetében (Webster és Weber 2007, Gorjón és Bernicchia 2013, Læssøe és Petersen 2019).

Az „agarikoid” gombák közös jellemzője a lemezes termőrétegtartó, amely mindig kalap alatt található; legtöbbször tönk is csatlakozik a kalaphoz (a hagyományos termőtest-kategorizálás szerint ez a forma az ún. pilotécium). A „pleurotoid” alcsoport esetében (pl. *Tapinella* nemzetség) a tönk redukált méretű, vagy hiányzik, illetve excentrikusan csatlakozik (Kavina és Pilát 1935,

Thorn *et al.* 2000, Læssøe és Petersen 2019). Egyes szerzők további típusokat is az agarikoid csoporton belül tárgyalnak. Læssøe és Petersen (2019) például az általában vékony, törékeny tönkű, félgömb–harang alakú kalappal rendelkező „micenoid” fajokat (pl. *Mycena*, *Phloeomana*) is az agarikoid gombák közé sorolja. A kalap alakjának további megjelenései alapján egyéb morfo csoportokat is el lehet különíteni: „klitociboid” gombák esetében a kalap például gyakran tölcséres, kiterült vagy közepén púpos megjelenésű (pl. *Singerocybe*). A kalapon elhelyezkedő képletek is csoportosítás alapjául szolgálhatnak: a „foliotoid” csoportnál a kalap felszíne nyálkás–ragadós tapintású, vagy pikkelyes (pl. *Pholiota*), míg az „amanitoid” fajoknál gyakoriak a burok (vélum) eredetű, letörölhető kalappettyek (pl. *Amanita*). A lemezeknek a tönkhöz való kapcsolódási módja is csoport- vagy faji bélyeg lehet, ez alapján elkülöníthető pl. a „klitociboid” és „gomfidoid” (tönkre lefutó; pl. *Singerocybe*, *Chroogomphus*), „kolliboid” (felkanyarodó és tönkhöz nőtt, pl. *Gymnopus*), „triholomatoid” (foggal felkanyarodó és foggal lefutó, pl. *Tricholoma*, *Melanoleuca*, *Lepista*), „lepiotoid” (szabadon álló, pl. *Lepiota*, *Echinoderma*), „amanitoid” (szabadon álló és felkanyarodó, pl. *Amanita*) csoportokra jellemző lemez megalakulás (Læssøe és Petersen 2019, Albert *et al.* 2020). A lemezeknek egyéb sajátosságai is bélyegként funkcionálhatnak: a pleurotoid megjelenésű *Plicatura* nemzetség trámája gyűrött, hullámos megjelenésű, míg a *Schizophyllum* nemzetség esetében a lemezek hosszirányban kettéhasadtak (Reid 1963, Læssøe és Petersen 2019, Albert *et al.* 2020). A szintén pleurotoid *Resupinatus* nemzetség esetében a lemezek váltakozó hosszúságúak, a lemezeket hordozó kalap nemezes. Egyes csoportoknak jellegzetessége a tejnedv (pl. *Lactarius*), amelynek színe infragenerikus vagy faji bélyeg lehet (Læssøe és Petersen 2019, Lotz-Winter *et al.* 2021).

A „poroid” gombáknak a trámája csöves–pórusos; e gombáknál a termőrétegtartó hosszmetszetben csőszerűen rendeződik (Ryvarden és Gilbertson 1993, Webster és Weber 2007, Ryvarden és Melo 2017). A pórusok alakja a szabályos izodiametrikus alaktól (pl. *Trametes hirsuta*) a szögletes formákon át (pl. *Cartilosoma*) a megnyúlt (pl. *Gloeophyllum*), labirintusos és szabálytalan megjelenésig változhat, akár egészen lemezszerű alakok is ismertek egyes taxonoknál (pl. *Gloeophyllum sepiarium*). A pórusok alakja mellett a pórusfelület színe, a pórusok közötti falak vastagsága és az egységnyi felületre (ált. 1 mm-re) eső pórusok száma is határozóbélyeg lehet (Ryvarden és Gilbertson 1993, Rivoire *et al.* 2015). A pórusos trámát képző lignikol taxonokat szűk értelemben a taplóféléknek tekintik, ahol a hagyományos rendszerezés szerint krusztotécium a jellemző termőtest-típus (Igmándy 1991, Jakucs és Vajna 2003).

A tráma fent bemutatott két formáján kívül léteznek még ún. ráncos–eres (pl. *Cantharellus*), tüskés, fogazott vagy fésűs (pl. *Auriascalpium*, egyes széles körben értelmezett *Hyphodontia sensu lato* fajok), illetve sima felületű (pl. *Coniophora*) típusok, amelyek között gyakran átmeneti

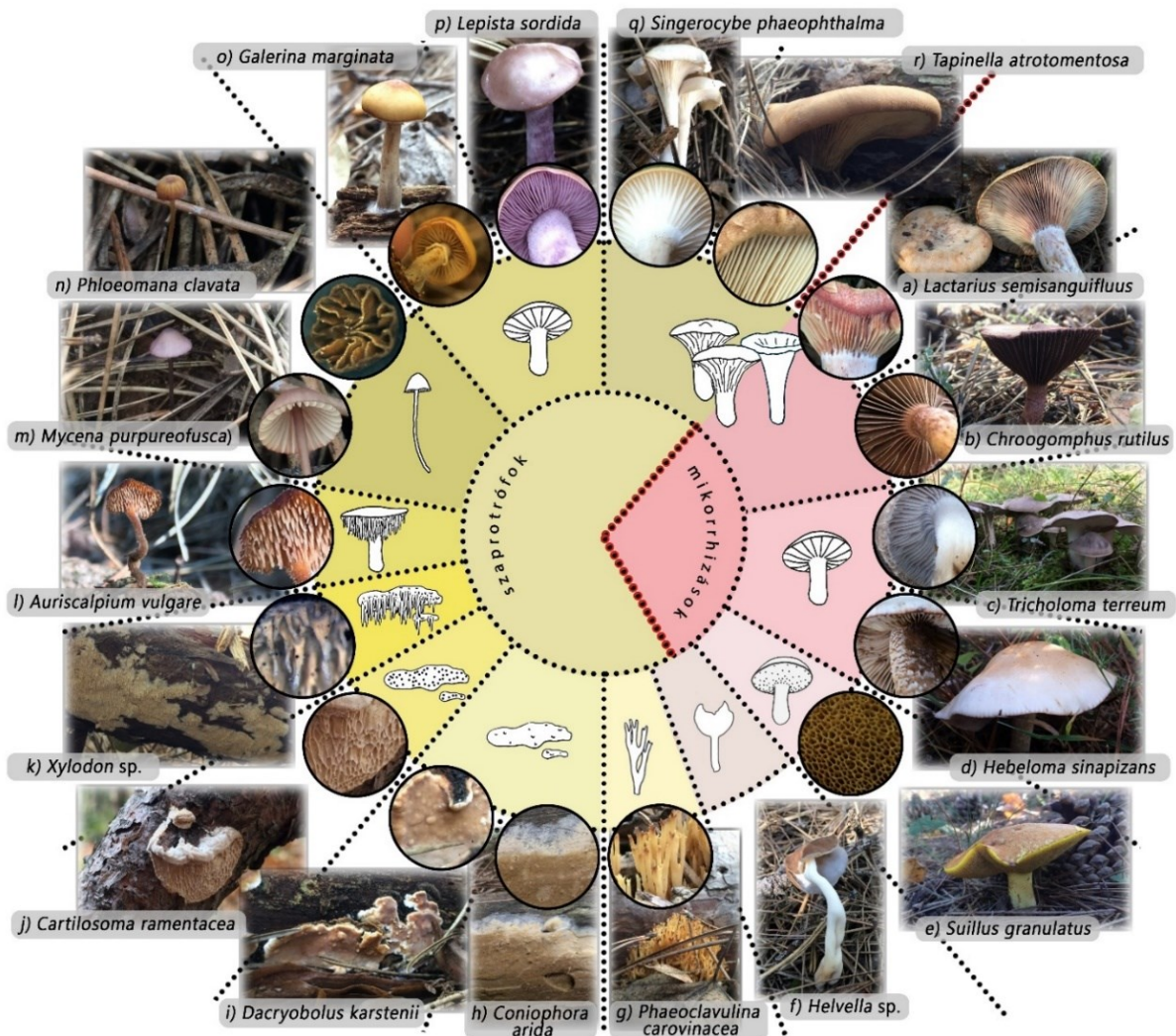
formák is tapasztalhatók akár egy fajon belül is (Ryvarden és Gilbertson 1993, Gorjón 2020, Wang *et al.* 2021).

A „boletoid” gombák alatt (pl. *Suillus*) olyan kalapos, tönkkel rendelkező morfortípusokat értenek, amelyeknek a húsa általában puha konzisztenciájú és a termőrétegtartó rendszerint csöves–pórusos. Ez utóbbit viszonylag könnyű elválasztani a tráma fölötti kalaptól és a színe gyakran nemzetség- és faji bélyeg. Gyakori ezen csoportoknál a sérülés során keletkező elszíneződés is, ami szintén határozóbélyeg lehet (Læssøe és Petersen 2019). Akárcsak az agarikoid gombák esetében, a boletoid típusú termőtest sem tekinthető rendszertani bélyegnek. Bár a *Boletales* rendbe tartozó nemzetségek nagy része csöves trámával rendelkezik, előfordulnak lemezes családok is a csoportban (pl. *Gomphidiaceae*, *Tapinellaceae*), valamint reszupinátus (elterülő) termőtestet képző nemzetségek sima (pl. *Coniophora*), merulioid (ráncos, redőzött; pl. *Serpula*), hidnoid (fogazott–fésűs; pl. *Gyrodontium*) termőrétegtartóval, illetve gaszteroid termőtestekkel rendelkező csoportok (pl. *Sclerodermataceae*) is tartoznak ide (Binder és Hibbett 2006, Drehmel *et al.* 2008, Wijayawardene *et al.* 2020, Leonardo-Silva *et al.* 2023).

Tág értelemben a „korticoid” gombák reszupinátus, az aljzaton vékonyan elterülő (esetleg enyhén konzolosan csatlakozó) termőtesttel rendelkező bazídiumos gombák mesterséges morfo csoportját jelenti, amelynek képviselői a legkülönbözőbb természetes rendszertani csoportokban fordulnak elő (Hjortstam *et al.* 1987, Webster és Weber 2007). A korticioid termőtest felépítése egyszerű, többnyire elterülő-konzolos, állaga puhától egészen keményig változhat. A vékony termőréteg színe általában jellegtelen, a fehér, szürke vagy sárga különböző árnyalatai jellemzik (pl. *Xylodon*), egyes esetekben lehet pirosas, zöld vagy kék színezetű (pl. *Byssocorticium atrovirens*, *Byssomerulius albostramineus*). A tráma alaktani szempontból a legkülönbözőbb megjelenésű lehet: sima felületű vagy enyhén szemölcsös (pl. *Coniophora*, *Dacryobolus*), fogas, fésűs (hidnoid, odontoid; pl. egyes *Xylodon* fajok), redőzött, ráncos, merulioid (pl. *Serpula*, *Leucogyrophana*), poroid (pl. *Skeletocutis*). Mint speciális megjelenésű taxon, a szubsztrátumhoz gyakran konzolosan vagy akár tönkszerűen csatlakozó monotipikus *Irpicodon* nemzetséget is ide sorolják (Hjortstam *et al.* 1987, Tura *et al.* 2011, Gorjón 2020, Wang *et al.* 2021). A korticioid gombák többsége lignikol életformájú; a legutóbbi áttekintő tanulmányok megközelítőleg 420 nemzetséget tekintenek a csoport részének (Hjortstam *et al.* 1987, Gorjón 2020). Sok korticioid faj fontos ökológiai komponense a természetes vagy valamilyen szintű gazdálkodási folyamattal érintett erdőterületeknek, így például a *Pinus* fajokkal jellemezhető társulásoknak is (Gorjón és Bernicchia 2013).

A fent ismertetett hagyományos termőtestkategóriákon felül (pl. reszupinátus termőtest, pilotécium, krusztotécium) említendőek az ún. holoéciummal rendelkező gombák, ahol a felemelkedő termőtest nem kalappal rendelkezik, hanem vagy bunkó alakú („klavaroid” forma, pl.

Clavaria, *Alloclavaria*) vagy többszörösen elágazó („koralloid” típus, pl. *Clavulina*, *Pheoclavulina*), esetleg tölcser alakú, amely az alján ráncos („kantarelloid” forma, pl. *Cantharellus*). Mindegyik esetben a termőréteg a felszínt vagy az ágvégeket borítja; több, ebbe a morfo csoportba tartozó taxon kötődik fenyvesekhez (Dentinger és McLaughlin 2006, Webster és Weber 2007, Olariaga *et al.* 2009, Franchi és Marchetti 2020). Akárcsak az előző csoportok esetében, a klavaroid és koralloid termőtesttípusok független törzsfajlódási vonalakon alakultak ki, a hasonló morfológiai szerveződés ellenére (Pine *et al.* 1999, Dentinger és McLaughlin 2006). A 2.2.4. fejezetben tárgyalt – a kutatások során is előforduló – morfo csoportokból néhányat, szemléltető jelleggel a **2. ábra** mutat be.



2. ábra. Termőtestmorfológia-típusok és ökológiai kapcsolatok a vizsgált morfo csoportoknál. a), b), q), r) klitociboid, pleurotoid, laktarioid, gomfidoid formák lemezes trámával; c), d), o), p) triholomatoid és foliotoid formák lemezes trámával e) boletoid forma pórusos trámával; f) aszkuszos összetett apotécium; g) koralloid forma; h), i) reszupinátus forma sima vagy enyhén szemölcsös trámával; j) reszupinátus-konzolos forma pórusos trámával; k) reszupinátus forma fésűs trámával; l) hidnoid forma fésűs trámával; m), n) micenoid formák lemezes trámával. Fotók: Palla B. Rajzok: Læssøe és Petersen (2019), Palla B.

2.2.5 A bazídiumos nagyombák mikromorfológiája

A gombákra – és így a bazídiumos gombákra is – a heterotróf táplálkozási mód jellemző, ahol a gomba testi sejtjein kívülre juttatott (extracelluláris) enzimek révén emészti meg a tápanyagokat (szemben az állatokkal és a növényekkel); ezt követően a gomba a lebontott termékeket felszívja. Az elfogyasztandó tápanyagforrások minél hatásosabb behálózását, a felszívó felület minél szélesebb körű kiterjesztését fonalas, elágazó sejtek teszik lehetővé, amelyeket hifának nevezünk; ezek összefüggő hálózatát pedig micéliumnak hívjuk (Webster és Weber 2007, Watkinson *et al.* 2015).

Az álszövetes szerveződés, valamint a fotoszintetikus pigmentek és a merisztematikus szövetek hiánya mellett a gombák a növényektől a sejtfal szerkezetében is különböznek: míg a növényeknél a sejtfal általában cellulózból, poliszacharidokból és esetlegesen ligninből áll, addig a gombák sejtfalának fő vázalkotó anyaga a kitin, amely mellett további komponens a β -glukán, mannán és a kitozán; utóbbi járomspórás gombáknál fordul elő (Taiz és Zeiger 2002, Webster és Weber 2007). A hifákat belső struktúrájuk alapján feloszthatjuk aszerint, hogy azok a befelé irányuló (centripetális) sejtfalkeletkezés révén válaszfalakkal (szeptumokkal) tagoltak-e. Alacsonyabb rendű gombák (pl. *Mucorales*) esetében általában tagolatlanok a hifák (cönocitikus hifa), míg az aszkuszos és bazídiumos gombák többsége általában szeptált hifákkal rendelkezik (Webster és Weber 2007, Hoffmann *et al.* 2013). A bazídiumos gombák szeptumai lehetnek egyszerűek, de ún. csattal is rendelkezhetnek, ahol a válaszfalak fölött egy (ritkán több) dudor figyelhető meg. Ezek a dudorok segíthetik a gombák egyedfejlődése során a gombafonalak dikariotikus állapotának fenntartását (Læssøe és Petersen 2019).

A gombafonalakat funkciójuk alapján sorolhatjuk vegetatív és generatív típusokba. A generatív hifák mindig jelen vannak a termőtestben; belőlük a bazídiumos gombák névadó ivaros szaporító képlete, az ún. bazídium fejlődik ki (Webster és Weber 2007, Læssøe és Petersen 2019). A generatív hifák a bazídiumok lefűzése mellett egyéb steril elemeket, például cisztídiumokat is képeznek. Általánosságban a generatív hifák vékony falúak, a gomba testének nagy részében jelen vannak és legnagyobb arányban a termőtestek trámájának végén elhelyezkedő termőrétegben (himénium) találhatóak (Hjortstam *et al.* 1987, Ryvarden és Gilbertson 1993, Webster és Weber 2007). A keményebb, fásodott állagú termőtestekben gyakran jelen levő vegetatív hifák ezzel szemben általában vastag falúak és alapvetően 2 csoportra különíthetők el: 1) szkeletális hifákra, amelyek általában nem elágazóak, aszeptáltak és szűk lumenűek és 2) kötőhifákra, amelyek gyakran elágazóak, aszeptáltak és rövidebb növekedésűek. Attól függően, hogy csak a generatív, vagy a generatív és szkeletális, vagy mindhárom hifatípus jelen van, nevezzük monomitikusnak, dimitikusnak, vagy trimitikusnak az adott faj hifarendszerét (Igmándy 1991, Webster és Weber

2007, Læssøe és Petersen 2019). Sokszor nehéz pontosan elkülöníteni a hifarendszer típusát; egyes taxonok esetében a ritkán szeptált, vastag falú generatív hifák nagyon hasonlítanak a szkeletális hifákra. Ekkor pszeudodimitikusnak nevezzük a hifarendszert (Spirin és Zmitrovich 2007, Zhao *et al.* 2021). Abban az esetben, ha a generatív és vázhifák mellett pszeudoszkeletális hifák is megfigyelhetők, szubdimitikusnak, kötőhifák jelenléte mellett pedig szubtrimitikusnak tekintik a hifarendszert (Chen *et al.* 2016, Gorjón 2020). Az egyes hifatípusok a termőtest különböző részein különböző arányban fordulhatnak elő: korticioid, reszupinátus fajoknál gyakori, hogy a bazális elhelyezkedésű (a szubsztrátumhoz legközelebb eső) szubikulumban főleg vegetatív hifák dominálnak (pl. *Dacryobolus karstenii*), vagy azok kis arányban, de csak a szubikulumban fordulnak elő (pl. *Fibroporia pseudorennyi*); de a szkeletális hifák akár egyenletes előfordulása is megfigyelhető (pl. *Cinereomyces*) a szubikulumban és a trámában (Eriksson és Ryvarden 1975, Ryvarden és Gilbertson 1993, Spirin 2007, Miettinen 2013).

A gombafonalaknak egyéb felszíni jellemzői is lehetnek, amelyek a mikromorfológiai alapú határozást segíthetik. Egyes csoportoknál (pl. *Skeletocutis*) gyakori jelenség a gombafonalak kristályokkal való berakódottsága, inkrusztációja (Ryvarden és Gilbertson 1994, Korhonen *et al.* 2018, Miettinen és Niemelä 2018). A gombafonalak kristályozottsága akár külső környezeti körülmény hatására is kialakulhat, például vegyi anyagok biomineralizációja révén (Gadd és Fomina 2011). Kalapos gombák esetében a kalapbőr (mikromorfológiai tekintetben a pileipellis) hifáit nyálkaanyagokban gazdag réteg veheti körül, ami akár közelrokon taxonok (pl. *Chroogomphus*) elkülönítési bélyege is lehet (Scambler *et al.* 2018).

A gombák mikromorfológiai képleteinek – így a hifáknak és a hifarendszernek – vizsgálatokor elterjedt gyakorlat a készített metszetek különböző színreakciókat kiváltó oldatokban történő lefedése bizonyos hisztokémiai jellegek felfedésére. Leggyakoribbak ezek közül a kálium-hidroxid (KOH), a tejsavas anilinkék, valamint a Melzer-reagens használata (Igmándy 1991, Ryvarden és Gilbertson 1993). Utóbbi egy alapvetően kálium-jodid és jód tartalmú oldat, amely kékes-lilára színez olyan sejtalkotókat, amelyek a keményítő egyik alapkövét alkotó amilózt tartalmazzák közepes mértékben polimerizált formában (~40–80 glükózegység). Emellett pirosas-lilás színreakció is megvalósulhat a Melzer-reagens használatakor, amelyet korábban az amilóz rövidebb polimerjeivel (~12–35 glükózegység) való komplex képzésnek tulajdonítottak, ugyanakkor valószínűleg a glicin-betain nevű ozmolittal képzett komplexek okozzák a pirosas elszíneződést (Bailey és Whelan 1961, Blackwell *et al.* 2001, Webster és Weber 2007). Amennyiben a kék színreakció figyelhető meg a minta vizsgálatokor, amiloid, a pirosas elszíneződés esetén pedig dextrinoid reakcióról beszélünk; illetve intenzív színreakció hiányában általában az inamiloid, az angol nyelvű szakirodalomban továbbá a „non-amyloid” és „non-dextrinoid” kifejezések terjedtek el (Agerer 1990, Yuan *et al.* 2020). A

hifarendszer vonatkozásában határozóbélyeg lehet például a generatív (pl. *Amylocystis*), vagy szkeletális hifák (pl. *Cinereomyces*) amiloiditása, esetleg a kettő párhuzamos, de eltérő mértékű színreakciója (pl. egyes *Antrodia* sensu lato fajok), illetve akár közelrokon, kriptikus fajok megegyező termőestrégióinak (pl. amiloid és inamiloid lemeztráma különböző *Chroogomphus* taxonok esetében) eltérő elszíneződése (Ryvarden és Gilbertson 1993, Miettinen 2013, Scambler *et al.* 2018). Ugyanakkor a Melzer-reagenssel való színreakció legelterjedtebb taxonómiai, fajhatározási alkalmazása a spórákra terjed ki, ahol a legtöbb esetben alapvető szempont a vizsgált csoport spóráinak amiloiditása, dextrinoiditása vagy ezek hiánya (Hjortstam *et al.* 1987, Ryvarden és Gilbertson 1993, 1994, Ryvarden és Melo 2017, Læssøe és Petersen 2019).

A generatív hifák végeiből kialakuló bazídiumok mellett steril elemek is képződhetnek a himéniumban, amelyeknek nincs szerepük az ivaros szaporodásban. Az ún. cisztidiolumok (vagy leptocisztidiolumok) általában vékony falú steril képződmények, amelyek a bazídiumokkal összevethető szélességűek, és a himeniális felületről – a bazídiumokkal szemben – csak részlegesen nyúlnak ki. Ezzel szemben a megnagyobbodott cisztidiolumok egyrészt sokkal változatosabb megjelenésűek lehetnek, másrészt a himéniumon kívül a trámából is eredhetnek (tramális cisztidiolum). Lemezes, kalapos gombák esetében attól függően, hogy hol találhatóak a cisztidiolumok (lemez oldalán, lemez élén, kalapon, tönkön), megkülönböztethetünk pleuro-, keilo-, pileo-, és kaulocisztidiolumokat (Webster és Weber 2007, Læssøe és Petersen 2019). Egyéb jellegzetességek mentén is csoportosíthatóak a cisztidiolumok: a himéniumban található szkeletális hifákból szkeletocisztidiolumok fejlődhetnek; a gloeocisztidiolumok általában vékonyak, vékony falúak és refraktívak a bennük található olajtartalom miatt; a lamprocisztidiolumok általában orsó alakúak, erősen kristályos felületűek és jóval a himeniális réteg fölé emelkednek. A leptocisztidiolumok bár a bazídiumokkal homológ képződmények, lehetnek szintén kristályozottak vagy egyes esetekben szintén túlnőhetnek a himéniumot; míg a szeptocisztidiolumok általában vastagfalúak, szeptáltak és a generatív hifákból fejlődnek ki (Tura *et al.* 2011). Bizonyos cisztidiolumok egyes nemzetségekre jellemzőek: az elvékonyodó habitusú, kristályos felületű lagenocisztidiolumok a korticioid *Hyphodontia* sensu lato fajok jellemzője (Hjortstam *et al.* 1987), míg az urticiform-, és makrocisztidiolumok a *Melanoleuca* nemzetségnél figyelhetők meg (Vizzini *et al.* 2011). Az általánosságban a *Hymenochaetaceae* családra jellemző szeták (pszeudocisztidiolumok) legtöbbször vastag falúak, csúcsuk felé keskenyedők, a sejtfaluk sötét árnyalatú; lehetnek visszahajló, vagy kihegyesedett csúcsúak, illetve himeniális, vagy tramális eredetűek (Wu *et al.* 2022). A himéniumban található módosult hifavégeket hifidiának nevezik, amelyek közül megkülönböztetnek ún. dendrohifidiákat (sűrűn elágazó), dichohifidiákat (dichotomikusan elágazó), aszterohifidiákat (csillagszerűen elágazódó) és a sajátos megjelenésű akantohifidiákat (Tura *et al.* 2011).

A dikariotikus termőrétegben található bazídiumok alapvető funkciója az ivaros spórák lefűzése. A bazídiumban zajlik a kariogámia (haploid sejtmagok egyesülése a dikariotikus állapot után), ahol egy meoitikus osztódást (és egy további mitotikus, majd abortációs lépést) követően általában négy haploid sejtmag képződik, amelyek a bazídiumokon általában négyesével található bazidiospórákba vándorolnak (Webster és Weber 2007, Læssøe és Petersen 2019). A bazidiospórák általában az ún. sterigmákon (nyélszerű képlet) találhatóak, amelyekből legtöbbször négy darab található egy bazídiumon, de egyes esetekben ettől eltérő számú (2-től 8-ig terjedően) is megfigyelhető. Mivel egy faj viszonylatában a sterigmák száma általában állandó, így azok száma gyakran határozóbélyeg lehet (Hjortstam *et al.* 1987, Holec és Kolařík 2017, Læssøe és Petersen 2019). Aszerint, hogy a bazídiumok szeptáltak-e, megkülönböztethetjük a holobazídiumot és a heterobazídiumot (Webster és Weber 2007). A bazídiumokról lefűződő bazidiospórák alakja, mérete (hossza és széle), sejtfalának vastagsága, felületi ornamentáltsága és amiloiditása/dextrinoiditása a tradicionális és morfológiai alapú mikotaxonómia egyik alapvetése. A pusztán alaktani alapú határozások esetében gyakran a spóramorfológia a döntő egyes taxonok azonosításánál (Hjortstam *et al.* 1987, Tura *et al.* 2011, Ryvarden és Melo 2017, Miettinen és Niemelä 2018, Læssøe és Petersen 2019).

2.3 A bazídiumos gombák rendszertana

Az élővilág kettős nevezéktana (binomiális nomenklatura) határozza meg a gombák rendszertanának két alapvető egységét, a nemzetséget és a fajt, amely rendszernek bevezetése és első konzekvens használata Linné (1753) nevéhez fűződik. A ma ismert bazídiumos nagygombák többségét magában foglaló korábbi *Hymenomycetes* (a mai *Agaricomycotina*) altörzs, valamint a holobazídiumot hordozó korábbi *Homobasidiomycetes* (a mai *Agaricomycetes* megközelítő ekvivalense) osztály hagyományos klasszifikációját a XIX. században Elias Fries munkássága alapozta meg (Fries 1821, 1823, 1829, 1874, Hibbett és Thorn 2001, Hibbett *et al.* 2007, He *et al.* 2019). Ahogy a 2.2.4. fejezetben is arról szó esett, a gimnokarp termőtestet képző gombák esetében Fries koncepciója a tréma megalakulása alapján különítette el a lemezes („*Agaricini*”), a pórusos, lyukacsos („*Polyporei*”), a fésűszerű, fogas („*Hydnei*”) és a sima felületű („*Thelephorei*”, „*Clavari*”) és „*Tremellinei*”) morfortípusokat rend szinten (Fries 1874). A Fries-i szisztematika makromorfológiai alapú megközelítése bár kézenfekvő, a későbbi taxonómiai, anatómiai kutatások során kirajzolódó kapcsolatok tekintetében mesterségesnek bizonyult (a kiválasztott rendszerező tulajdonságok nem tükrözték a valós leszármazási kapcsolatokat az egyes csoportok között). Így a Fries-i szisztematika számos nagyléptékű reklaszifikáción esett át (pl. Patouillard 1900, Rea 1922, Bourdot és Galzin 1927, Donk 1964, Singer 1986). A modern makro- és mikromorfológiai alapú újrendszerező tanulmányok közül kiemelendő Donk (1964) munkája,

ahol az öt Fries által definiált, később Patouillard által kollektívan „aphyllophoroid”-ként kezelt és Rea (1922) által rend szintre emelt *Aphyllophorales*-ben Donk 23 családot különített el. Az *Agaricales* rend modern morfológiai alapú reklasszifikációja pedig Singer (1986) nevéhez köthető, aki 17 családra bontotta a főleg lemezes taxonokat tartalmazó csoportot. Bár az utóbbi két szerző által javasolt szisztematika számos jelenleg is monofiletikusként elfogadott (egy közös őstől származtatható) csoportot foglal magába (pl. *Gomphaceae*, *Hydnaceae*), sok akkor lefektetett csoportot később polifiletikusnak valószínűsítettek (több őstől származtatható, hasonló jellegekkel rendelkező taxonok; pl. *Clavariaceae*, *Corticaceae*), illetve a nagygombák Fries-i alapú rendjei és osztályai (*Aphyllophorales*, *Agaricales*, *Gasteromycetes*) is mesterségesnek bizonyultak (Hibbett és Thorn 2001). A molekuláris genetikai alapú filogenetikai kutatások széleskörű elterjedéséig több szerző is tárgyalta a korábbi *Homobasidiomycetes* osztály lehetséges alternatív, morfológiai alapú rendszertanát (Kreisel 1969, Oberwinkler 1977, Jülich 1981, Walker 1996).

A molekuláris genetikai eszköztár 1970-es és 1980-as években meginduló fejlődésével újabb eszközök kerültek a taxonómusok birtokába, amelyekkel az ellentmondó, bizonytalan vagy hiányos morfológiák későbbi tisztázása vált lehetővé az addig egy csoportban kezelt taxonoknál. Az első generációs szekvenálási technikákkal megismerhetővé vált a DNS nukleotid szekvenciája (Sanger és Coulson 1975, Sanger *et al.* 1977), míg az *in vitro* DNS replikáció és polimerizáció szabályozott rendszereivel (PCR) lehetőség nyílt egyes génszakaszok irányított felszaporítására (Kleppe *et al.* 1971, Mullis *et al.* 1986). Az így kinyerhető információ (nukleotid-bázissorozat) birtokában lehetőség nyílt a homológ génszekvenciák (különböző taxonok hasonló jellegű kódoló génszakaszai) közötti evolúciós távolságok becslésére, amelyet nukleotid szubsztitúciókban (bázispár kicserélődés), illetve evolúciós rátában (adott régióban tapasztalható, taxonok közötti bázispár különbség és a taxondivergencia óta eltelt idő hányadosa; amennyiben ismertek a divergencia idők) is lehet mérni (Kimura 1980, Miyata és Yasunaga 1980, Hibbett, Grimaldi, *et al.* 1997). Az egyik első bazídiumos gombákat vizsgáló nukleinsav alapú filogenetikai kutatás Walker és Doolittle (1982) nevéhez köthető, ahol az 5S riboszómális RNS homológ szekvenciáit hasonlították össze 8 bazídiumos faj között. Az általuk tárgyalt eredmények rámutattak, hogy a vizsgált fajok egyéb morfológiai bélyegei állíthatóak párhuzamba a genetikai alapon elkülönített kládokkal, szemben az addig alapvetően a bazídiumok szeptátságán és a spóragermináción alapuló rendszerezéssel (*Heterobasidiomycetae*, *Homobasidiomycetae*). Az azóta eltelt több mint 40 évben számtalan, a gombák molekuláris filogenetikáját (a morfológiával közösen taglaló) tanulmány látott napvilágot, amelyek mind a magasabb rendű taxonokra, mind az alacsonyabb rendű rendszertani kategóriákra kiterjedően tárták fel a vizsgált csoportok közötti leszármazási kapcsolatokat (pl. Blanz és Unseld 1987, Swann és Taylor 1993, Hibbett *et al.* 1997b, Hibbett és Thorn 2001, Moncalvo *et al.* 2002, Hibbett és Binder 2002, Hibbett *et al.* 2007, Drehmel

et al. 2008, Binder *et al.* 2010, Vizzini *et al.* 2011, Hyde *et al.* 2014, Haight *et al.* 2016, Miettinen és Niemelä 2018, He *et al.* 2019, Wijayawardene *et al.* 2020, Pérez-Moreno *et al.* 2023 stb.). Az **1. táblázat** mutatja be a modern *Agaricomycetes* osztály egyes rendjeit az eddigi molekuláris filogenetikai és morfológiai kutatásokra alapozva.

1. táblázat. Az *Agaricomycetes* osztály rendjei és termőréteg-morfológiája a modern filogenetikai rendszerezés szerint (Hibbett és Thorn 2001, Hosaka *et al.* 2006, Hibbett *et al.* 2007, Binder *et al.* 2010, Giachini *et al.* 2010, Oberwinkler *et al.* 2014, Vizzini 2014, Hodkinson *et al.* 2014, Malysheva és Spirin 2017, He *et al.* 2019, Melanda *et al.* 2021, Sulistyo *et al.* 2021, Liu *et al.* 2022a, Liu *et al.* 2022b, Liu *et al.* 2023a). A divergencia idők a He *et al.* (2019) és Liu *et al.* (2023a) által megállapított átlagos értékeket mutatják törtvonallal elválasztva. A: agarikoid; P: poroid; H: hidnoid (meruloid, irpikoid); K: koralloid; R: reszupinátus és/vagy sima tráma.

Rend	Családok száma (db)	Nemzetségek száma (db)	Fajok száma (db)	Divergencia idő (millió éve)	Tráma típusok				
					A	P	H	K	R
<i>Agaricales</i>	38	508	17291	136/124	+	+		+	+
<i>Amylocorticiales</i>	1	10	44	136/124		+	+		+
<i>Atheliales</i>	1	20	102	259/116					+
<i>Auriculariales</i>	2	41	318	259/193		+	+		+
<i>Boletales</i>	16	141	2022	259/122	+	+	+		+
<i>Cantharellales</i>	6	37	589	259/209	+		+	+	+
<i>Corticiales</i>	4	26	115	259/155					+
<i>Geastrales</i>	2	9	154	137/147	angiokarp				
<i>Gloeophyllales</i>	1	13	48	259/122	+	+	+		+
<i>Gomphales</i>	3	20	410	108/141	+		+	+	+
<i>Hymenochaetales</i>	7	80	1205	259/155	+	+	+		+
<i>Hysterangiales</i>	5	20	133	108/107	angiokarp				
<i>Jaapiales</i>	1	1	2	259/122					+
<i>Lepidostromatales</i>	1	3	11	*/116				+	
<i>Phallales</i>	3	34	139	108/107	angiokarp				
<i>Polyporales</i>	18	285	2544	138/135	+	+	+	+	+
<i>Russulales</i>	9	97	4410	259/148	+	+	+	+	+
<i>Sebacinales</i>	3	9	46	259/243				+	+
<i>Sistotremastrales</i>	1	2	19	*/99			+		+
<i>Stereopsidales</i>	1	1	15	*/147					+
<i>Thelephorales</i>	4	17	321	138/140	+	+	+	+	+
<i>Trechisporales</i>	1	12	118	259/99		+	+	+	+
<i>Tremellodendropsidales</i>	1	1	8	*/222				+	
<i>Xenasmattellales</i>	1	1	27	*/163					+

*: A forrásban nem szerepelt az adott rendre vonatkozó MRCA érték.

2.4. A vizsgálatok során kiemelten érintett gombacsoportok szisztematikája

2.4.1. Mikorrhizás taxonok

A *Chroogomphus* (nyálkásgombák), a *Gomphidiaceae* családba és a *Boletales* rendbe tartozó nemzetség, amely egy külön monofiletikus kládba tömörül a családon belül (Miller 1964, Li *et al.* 2009). Három alnemzetsége ismert: *Chroogomphus*, *Floccigomphus* és *Siccigomphus* (Scambler *et al.* 2018). 2021-ig bezárólag több mint 35 faj tartozott ebbe a nemzetségbe, azóta pedig további fajokat is leírtak; a fajok pontos száma még bizonytalan (Kiran *et al.* 2020, Das *et al.* 2021, Pérez-Moreno *et al.* 2023). Európában nyolc faja ismert (Scambler *et al.* 2018). A nemzetségre jellemző a húsos, barnás-rózsaszín színű termőtest, a domború–púpos, végül ellaposodó, általában nedvesen tapadós kalap, a mélyen lefutó lemezes termőrétegtartó, az éretten sárga vagy rózsaszínes bázisú tönk és a sötét spórapor (**2. b, ábra**; Miller 1964, Læssøe és Petersen 2019). A mikromorfológiai bélyegek közül a lemeztráma amiloiditása, a pleuro- és keilocisztídiumok oldalfalainak vastagsága, a pileipellis hifáinak átmérője és nyálkaanyagokkal való berakódottsága, valamint a spóraméret (hosszúság, szélesség és a kettő aránya, a Q-érték) bizonyultak a főbb elkülönítő bélyegeknek (Scambler *et al.* 2018). A *Chroogomphus* fajok ektomikorrhizás életmódúak, amelyek alapvetően a *Pinoideae* aloszalád fajaival élnek együtt. Egyes *Chroogomphus* taxonok speciálisan egy gazdanövénycsoporthoz kötődnek: az európai *Chroogomphus* sect. *Fulminei* fajcsoport a *Pinus* subgen. *Pinus* alnemzetség fajaival, míg az észak-amerikai *Chroogomphus ochraceus* a *Pinus* subgen. *Strobus* fajaival él együtt (Miller 1964, 2003, Li *et al.* 2009, Scambler *et al.* 2018, Pérez-Moreno *et al.* 2023). A nyálkásgombafajok mind gyógyászati–farmakológiai (Zhang *et al.* 2017, 2020), mind gyűjtésre, emberi fogyasztásra való alkalmasságuk (Vetter 1995, Albert *et al.* 2020, Pérez-Moreno *et al.* 2021) miatt ökonómiai jelentőséggel is bírnak; utóbbi hasznosítást rendelet is szabályozza Magyarországon (107/2011. (XI. 10.) VM rendelet). A *Chroogomphus* fajok fent említett morfológiai bélyegei között gyakran átfedések tapasztalhatóak, és a terepi, valamint mikromorfológiai szintű határozás nehéz, ezért a határozóbélyegek együttes használata szükséges a faji szintű azonosításhoz (Scambler *et al.* 2018).

2.4.2. Fehérkorhasztó lignikol szaprotróf taxonok

A *Cinereomyces*, a *Polyporales* rend *Gelatoporiaceae* családjába tartozó génusz (Justo *et al.* 2017), amelybe a jelenlegi ismereteink szerint két faj tartozik (Miettinen és Rajchenberg 2012, Miettinen 2013, He *et al.* 2019, Wijayawardene *et al.* 2020). A nemzetségre az egyéves, reszupinátus, szélesen elterülő, fehér szélű termőtest, a fehér–szürke pórusfelület, a kerek pórusok, a dimitikus–trimitikus hifarendszer, a csatos generatív hifák, a KOH-oldatban feloldódó, enyhén amiloid szkeletális hifák, a gazdagon elágazódó kötőhifák, a cisztídiumok hiánya, a hengeres–orsó

alakú (fuziform) cisztidiólumok, illetve a hengeres–allantoid (ívelt, kolbász alakú), vékonyfalú, inamiloid, indextrinoid bazídióspórák a jellemzőek (Ryvarden és Melo 2017, Gorjón 2020).

A *Hymenochaetales* rend legnagyobb családja a *Hymenochaetaceae*, amelybe 34 nemzetség tartozik (Larsson *et al.* 2006, Dai 2010, Wu *et al.* 2022). Morfológiai alapon korábban 14 poroid nemzetséget soroltak a családba (Kirk *et al.* 2001), de a későbbi molekuláris genetikai kutatások során további nemzetségeket írtak le, vontak össze vagy emeltek ki parafiletikusnak bizonyult csoportokból (lásd Wu *et al.* 2022 munkáját és a benne foglalt irodalmakat). A családra jellemző az egyéves vagy évelő, általában barnás színezetű termőtest, a termőtesten KOH hatására megfigyelhető feketedés (ún. xantokroikus reakció), az általában poroid és/vagy korticioid habitus. A mikromorfológiai képletek közül az egyszerűen szeptált generatív hifák és a szeták, szetális képletek jelenléte vagy hiánya a jellemző (Igmándy 1991, Ryvarden és Gilbertson 1993, 1994, Ryvarden és Melo 2017, Wu *et al.* 2022). Egyes csoportok képviselői fitopatogének (pl. *Onnia*, *Coniferiporia*), míg ismertek farmakológiailag aktív vegyületeket tartalmazó fajok is (pl. *Sanghuangporus sanghuang*) a családban (Dai *et al.* 2007, Zhou *et al.* 2016b, Ji *et al.* 2017, Lin *et al.* 2017, Zhou és Wu 2018). Mivel több – a *Hymenochaetaceae* családba tartozó – nemzetség is vizsgálat tárgyát képezte jelen munkának, ezért a család általános jellemzése is indokoltta vált.

A *Xylodon*, a *Hymenochaetales* rend *Schizoporaceae* családjába tartozó, körülbelül 60 fajt számláló fehérkorhasztó nemzetség (Fernández-López *et al.* 2019, He *et al.* 2019, Wijayawardene *et al.* 2020). A nemzetséget először Gray írta le a *Xylodon quercinum* típusfaj kijelölésével, a *Sistotrema quercinum* taxon átkombinálásával (Gray 1821). Később Eriksson a nemzetséget az általa koncepcionált *Hyphodontia* génuszba helyezte át (Eriksson 1958). Ez utóbbi nemzetségnevet széleskörben használták a koncepciót kielégítő taxonoknál a rákövetkező évtizedekben; a korábbi szinonim *Xylodon* nemzetséget (több egyébbel együtt) a nomenklatura stabilitásának megőrzése végett elutasították (Langer *et al.* 1996). Ugyanakkor az első, a csoportot is érintő molekuláris genetikai tanulmányok rámutattak az így széles körben értelmezett *Hyphodontia* nemzetség (*Hyphodontia sensu lato*) polifiletikus mivoltára (Binder *et al.* 2005, Larsson *et al.* 2006, Larsson 2007). Ezt követően a korábbi *Xylodon* nemzetséget újra bevezették (Hjortstam és Ryvarden 2007, 2009) és azóta a génusz rendszertana számos új ismeretanyaggal bővült (pl. Ariyawansa *et al.* 2015, Riebesehl és Langer 2017, Fernández-López *et al.* 2019, Wang *et al.* 2021). A nemzetséget a reszupinátus, gyakran foltokban összenövő termőtest és a sima, szemölcsös, hidnoid, esetekben poroid himenofór jellemzi (**2. k, ábra**). A mikromorfológiai képletek közül jellegzetes a monomitikus hifarendszer; az általában csatos, néha egyszerűen szeptált, vékony-, vagy vastagfalú generatív hifák; az esetenként pozitív tejsavas anilinkék színreakciót mutató hifarendszer; a változatos alakú (pl. kúpszerű, bunkós, szeptált, kristályos,

stb.) cisztídiumok; a négy stergimás, alapjuknál csatos bazídiumok és a gömbölydedtől allantoid alakig terjedő, sima felületű, általában vékony, néha vastagfalú inamiloid spórák, amelyek szintén egyes esetekben pozitív tejsavas anilinkék színreakciót mutatnak (Yurchenko és Wu 2016, Gorjón 2020).

Az *Irpicon*, az *Amylocorticiales* rend *Amylocorticiaceae* családjába tartozó monotipikus nemzetség (Wijayawardene *et al.* 2020). Bár az *Amylocorticiaceae* családba főleg barnakorhasztó taxonok tartoznak, az *Irpicon* génuszra a fehérkorkorhasztás a jellemző (Kotiranta és Saarenoksa 1993, Larsson 2007). A nemzetség mai neve Zdeněk Pouzar cseh mikológus nevéhez köthető, aki az *Irpex* nemzetségből morfológiai bélyegekre (monomitikus hifarendszer, cisztídiumok hiánya, amiloid spórák) alapozva kombinálta át az *Irpicon pendulus* fajt (Pouzar 1966). Pouzar vonatkozó munkájában az akkori *Corticiaceae* családba helyezte a fajt, ahol az *Anomoporia* és *Amylocorticium* génuszokat nevezte meg legközelebbi rokonoknak; ezt a feltételezést a későbbi molekuláris filogenetikai kutatások is igazolták, ahol az *Amylocorticiales* rendbe sorolták e nemzetségeket (Larsson 2007, Niemelä *et al.* 2007, Binder *et al.* 2010, Song *et al.* 2016). A génusz és a faj termőteste kalaposodó, félköríves–legyező alakkal, amely hosszabb tönk nélkül, konzolosan vagy elterülő–visszahajló jelleggel csatlakozik a szubsztrátumhoz, esetleg reszupinátus habitusú, a tráma hidnoid–lemezes megalakulású, amelynek széle karéjos, a hifarendszer monomitikus, csatos, a cisztídiumok hiányoznak, a sűrűn, sáncszerűen álló bazídiumok 4 szterigmásak, a tövükön csattal, a bazidispórák szuballantoidok (ívelt, kolbász alakhoz hasonlóak), sima felületűek, vékony falúak és amiloidak (Pouzar 1966, Gorjón 2020). Az *Irpicon pendulus* az elterülő–visszahajló habitusban a *Plicaturopsis* és *Plicatura* nemzetségekkel osztozik az *Amylocorticiaceae* családon belül; emellett az utóbbi két nemzetség legyezőszerűen gyűrött, villásan elágazó, meruloid trámája is némileg hasonlít az *Irpicon* nemzetség trámájára (Larsson 2007, Niemelä *et al.* 2007, Binder *et al.* 2010, Song *et al.* 2016, Gorjón 2020). Több, a csoportot taglaló filogenetikai törzsfában is magas támogatottsággal egy közelrokon, monofiletikus leszármazási vonalat alkot a *Plicaturopsis* és az *Irpicon* nemzetség (Niemelä *et al.* 2007, Binder *et al.* 2010, Song *et al.* 2016).

A *Plicaturopsis* jelenleg egy monotipikus nemzetség, tekintve, hogy a korábbi *Plicaturopsis scarlatina* fajt 2023-ban kombinálták át a *Phlebia* génuszba (He *et al.* 2019, Wijayawardene *et al.* 2020, Cooper 2023). A nemzetség névadó fajának (*Plicaturopsis crispa*) bazionimja a *Cantharellus crispus* (Persoon 1794), amelyet Rea kombinált a *Plicatura* nemzetségbe (Rea 1922), majd Reid – a hasonlóságot kiemelve, de egyben az általa vélt nemzetséghatár-szintű különbségeket kihangsúlyozva – kombinálta át a *Plicaturopsis* nemzetségbe makro- és mikromorfológiai bélyegeik alapján (Reid 1963). Azóta a *Plicaturopsis crispa* névvel számos

filogenetikai kutatás is napvilágot látott (Moncalvo *et al.* 2002, Binder *et al.* 2005, Matheny *et al.* 2006, Sulistyo *et al.* 2021). A közelrokon fajokat nagy számban mintázó filogenetikai törzsfák topológiájában az *Amylocorticales* rendbe, az *Irpicodon* nemzetséggel közös monofiletikus kládba tömörült (Niemelä *et al.* 2007, Binder *et al.* 2010, Song *et al.* 2016, Zhou *et al.* 2016a). Mivel a legtöbb szerző a *Plicaturopsis* génuszt a *Plicatura* szinonim nemzetségeként tekinti (Ginns 1970, 1998, Hjortstam és Ryvardeen 2007, Gorjón 2020), ezért e nemzetség morfológiájára nézve a *Plicatura* nemzetségnél taglaltak a mérvadók. A *P. crispata* faj teljes genomját is megszekvenálták, amely alapján a nemzetségre is jellemző, fehérkorhasztásért felelős enzimesoportokat kódoló génszakaszok relatíve alacsony (de a barnakorhasztókét meghaladó) kópiáinak számáról számoltak be (Kohler *et al.* 2015).

A *Plicatura* (eresgomba) jelenleg az *Agaricales* rendben család nélkül elfogadott monotipikus nemzetség (He *et al.* 2019, Wijayawardene *et al.* 2020), ugyanakkor morfológiai bélyegei és a közelrokon taxonok molekuláris filogenetikai csoportosulása alapján az *Amylocorticiales* rend *Amylocorticiaceae* családjába tartozhat (Larsson 2007). A nemzetség típusát adó *Plicatura alni* (Peck 1872) faj a Fries (1828) által korábban leírt *Plicatura nivea* szinonímja (Karsten 1889). Egyes szerzők a *Plicaturopsis* génuszt a *Plicatura* nemzetség szinonim taxonjának kezelték, mivel nem állnak rendelkezésre sem morfológiai, sem molekuláris genetikai jelek a kettő markáns elkülönítésére (Ginns 1970, 1998, Hjortstam és Ryvardeen 2007, Gorjón 2020); az eddig általunk ismert, megjelentetett szakirodalmak viszont nem közöltek a *P. nivea* fajt is tartalmazó filogenetikai fát. A *Plicatura* (és a vele szinonimként kezelt *Plicaturopsis*) nemzetségre a kalaposodó–konzolos, csésze- vagy legyezőszerű (*Plicaturopsis crispata*), esetleg elterülő–visszahajló (*P. nivea*) termőtest jellemző, melynek felső része finoman szőrös. A tréma fehér–halványsárga, esetleg szürkés (*P. crispata*), vagy éretten barnássárga (*P. nivea*) színű, hártyszerű, gyűrt, ráncos (meruloid), villásan elágazó (*P. crispata*), vagy szabálytalan–hullámos (*P. nivea*), jellegzetesen (*P. crispata*) vagy kevésbé (*P. nivea*) befelé görbülő redőkkel. A mikromorfológiai képletek közül a monomitikus, csatos hifarendszer jellegzetes, amely a trémában vékony, vagy enyhén vastagfalú, hialin, vagy barnás színezetű lehet; továbbá a cisztídiumok hiánya; a négy sterigmás, tövén csatot hordozó bazídiumok és az allantoid, sima felületű, vékonyfalú és változóan amiloid bazidiospórák a jellemzőek (Peck 1872, Ginns 1970, 1998, Hibbett 2007, Gorjón 2020). Fehérkorhasztó szaprotrófok; a *P. nivea* fő gazdanövénye az éger (*Alnus* spp.), de további gazdanövény nemzetségek a *Betula*, *Populus*, *Salix* és a *Tilia* (Ginns 1970).

A *Skeletocutis* (likacsosgombák), a *Polyporales* rend *Incrustoporiaceae* családjába tartozó, 40 fajt magába foglaló poroid, fehérkorhasztó, gyakran nyitvatermőkhöz kötődő nemzetség (Dai

2012b, He *et al.* 2019, Wijayawardene *et al.* 2020). Kotlaba és Pouzar morfológiai alapon választotta le a génuszt az alapvetően fenyőkön növény *Skeletocutis amorpha* típusfaj (bazionim: *Polyporus amorphus*) kijelölésével (Kotlaba és Pouzar 1958); azóta számos morfológiai és molekuláris filogenetikai kutatás kombinált át taxonokat, vagy számolt be új, gyakran kriptikus fajokról a csoportban (Cui és Dai 2008, Li *et al.* 2008, Ryvarden 2009, Miettinen és Larsson 2011, Vlasák *et al.* 2012, Zhou és Qin 2012, Dai 2012a, Cui 2013, Bian *et al.* 2016, Korhonen *et al.* 2018, Miettinen és Niemelä 2018, Du és Dai 2020, Jayawardena *et al.* 2022). Ugyanakkor a *Skeletocutis* nemzetség határai még bizonytalanok a családban (a *Piloporia* és a *Tyromyces* génuszokkal együtt), amelyet nagymértékű taxonmintázással készült filogenetikai kutatásokkal lehet feloldani (Justo *et al.* 2017, He *et al.* 2019, Gorjón 2020). A *Skeletocutis* nemzetséget makroszkopikusan az egyéves vagy évelő, kalaposodó–konzolostól a reszupinátusig terjedő, fehér, krém, esetleg orgonaszín termőtest és a kisméretű pórusok jellemzik. Mikromorfológiai tekintetben a di-, vagy trimitikus hifarendszer, a csatos, gyakran kristályos felületű generatív hifák, a hialin szkeletális hifák, a cisztídiumok hiánya, a cisztidiólumok gyakori jelenléte; a négy sterigmás, alapjánál csatos bazídiumok és hengeres–ellipszoid, sima felületű, hialin, inamiloid és indextrionoid spórák a jellemzőek (Gorjón 2020).

2.4.3. Barnakorhasztó lignikol szaprotróf taxonok

A *Dacryobolus*, a *Dacryobolaceae* (*Polyporales*) családba tartozó reszupinátus nemzetség, amelybe hét faj tartozik; a børszerű, elterülő–visszahajló bazidiokarpium trámája lehet sima, szemölcsös vagy fésűs. Barnakorhasztó, széles körben elterjedt lignikol fajok csoportja (2. i, ábra; He *et al.* 2019, Wijayawardene *et al.* 2020). Mikromorfológiai bélyegeik közül kiemelendő a monomitikus vagy dimitikus (ritkán trimitikus) hialin hifarendszer; a csatos generatív hifák; a pszeudo- és himeniális cisztídiumok jelenléte; a négy sterigmás, alapi részén csattal rendelkező bazídiumok és az allantoid, sima felületű, legtöbbször inamiloid spórák (Eriksson és Ryvarden 1975, Justo *et al.* 2017, Gorjón 2020). A molekuláris filogenetikai kutatások alapján a *Dacryobolus* nemzetséget is magában foglaló *Dacryobolaceae* család a *Polyporales* rend *Antrodia* kládjába tartozik, és korábban olyan, a fenyőféléken is előforduló poroid nemzetségek is ebbe a családba tartoztak, mint az *Amylocystis* vagy a *Postia* (Binder *et al.* 2005, Papp 2014, Justo *et al.* 2017, He *et al.* 2019). Jelenleg a *Dacryobolaceae* családba kizárólag a *Dacryobolus* nemzetség tartozik (Liu *et al.* 2023b).

A *Fibroporia* szintén a *Polyporales* rend *Antrodia* kládjába tartozó, 10 faj magában foglaló nemzetség, amelynek az utóbbi évekig nem volt tisztázott a család szintű hovatartozása; az elmúlt évtizedek filogenetikai kutatásaiban a különböző, közelrokon taxonokat magában foglaló filogenetikai fák topológiái nem egységesek e tekintetben (Binder *et al.* 2013, Ortiz-

Santana *et al.* 2013, Han *et al.* 2016, Justo *et al.* 2017, He *et al.* 2019, Wijayawardene *et al.* 2020). A korábban Zmitrovich (2018) által a *Fomitopsidaceae* család szinonimjaként tekintett *Fibroporiaceae* taxon ugyanakkor egy erősen támogatott kládot alkot a *Polyporales* rend barnakorhasztó csoportjain belül, amely így indokoltta tette a *Fibroporia* és *Pseudofibroporia* nemzetségek *Fibroporiaceae* családon belül való kezelését (Liu *et al.* 2023b). Reszupinátus, gyakran szélesen elterülő termőtestű, poroid termőrétégű barnakorhasztó gombák tartoznak ide, ahol a termőtest széle rizomorfákat hordozhat. Jellemző mikromorfológiai képleteik a dimitikus hifarendszer, a csatos generatív hifák, a húsban és a rizomorfákban nagy mennyiségben előforduló inamiloid szkeletális hifák, a cisztídiumok hiánya, az esetlegesen előforduló orsószerű cisztidiólumok, a négy sterigmás, alapi részén csattal rendelkező bazídiumok és az ellipszoid, hialin, sima felületű, inamiloid spórák (Spirin 2007, He *et al.* 2019, Gorjón 2020).

A *Boletales* rend *Serpulaceae* családjába tartozó, körülbelül 11 fajt magában foglaló *Serpula* (redőgomba, házigomba), alapvetően *Pinus*-hoz kötődő barnakorhasztó szaprotróf nemzetség (Binder és Hibbett 2006, Skrede *et al.* 2011, He *et al.* 2019, Wijayawardene *et al.* 2020). A *Serpula* a *Leucogyrophana*, *Coniophora* és a *Hydnomerulius* génuszokkal együtt egy korticiod csoport a *Boletales*-en belül; utóbbi nagyobb egységben boletoid, gaszteroid, illetve egyéb felemelkedő termőtestet képző nemzetségek találhatóak (Binder *et al.* 2005, Binder és Hibbett 2006). Molekuláris alapon indokoltta vált a *Serpula* nemzetség – főleg *Pinus*-okhoz kötődő – *Serpulaceae* családba való elkülönítése, amely család két másik, alaktanilag eltérő, ektomikorrhiza-képző csoportot (*Austropaxillus*, *Gymnopaxillus*) foglal magába (Skrede *et al.* 2011). A nemzetségen belül továbbá a *Serpula himantoides* faj valójában egy fajkomplexnek minősül (Carlsen *et al.* 2011). A *Serpula* nemzetségre a részupinátus, elterülő–visszahajló, esetleg kalaposodó, hártás megjelenésű, könnyen leválasztható termőtest, a meruloid, poroid, narancssárga-barna-olív színű tráma és a szélen elhelyezkedő rizomorfák a jellemzőek. A mikromorfológiai bélyegei a dimitikus hifarendszer, a csatos generatív hifák, a rizomorfákban előforduló szkeletális hifák, a hiányzó cisztídiumok, a hifoid cisztidiólumok esetleges jelenléte; a négy sterigmás, alapjánál csatos bazídiumok és az ellipszoid–ovális, sima felületű, vastag (dupla) falú, barnás, nem vagy enyhén dextrinoid bazidiospórák (Gorjón 2020). Egyes fajtái – különösen a *Serpula lacrymans* var. *lacrymans* – a beépített faanyag súlyos károsítói; utóbbi változat ritkán fordul elő természetes környezetben Ázsián kívül és valószínűsíthetően ázsiai eredetű (Moesz 1934, Kauserud *et al.* 2007). Szintén e fajnak farmakológiai hatást is tulajdonítanak (Dai és Yang 2008).

2.4.4. Egyéb szaprotróf, xilofág taxonok

Az *Agaricales* rendbe tartozó *Melanoleuca*, körülbelül 60 szaprotróf agarikoid fajt magába foglaló nemzetség, melynek családszintű besorolása az utóbbi évekig még tisztázatlan volt (He *et al.* 2019, Wijayawardene *et al.* 2020). Vizzini *et al.* (2024) eredményei alapján a *Melanoleuca* és a *Giacomia* nemzetségek egy monofiletikus leszármazási vonalat alkotnak a *Pluteinae* alrenden belül, amelyet a szerzők a *Melanoleucaceae* családként definiáltak. Két alnemzetsége ismert, amelyet molekuláris genetikai alapon is elkülönítettek: a *Melanoleuca* szubgénuszban makrocisztídiumok (hosszú, orsószerű, vagy lombik alakú cisztídium) találhatóak a himéniumban, míg az *Urticocystis* csoportra általánosságban az urticiform cisztídium (rövidebb, vékony falú, a tövénél kiszélesedő, csúcsa felé elvékonyodó, csalánszörszerű cisztídium), makrocisztídium (a *Melanoleuca cognata* fajkomplexnél) vagy a cisztídiumok hiánya a jellemző (Boekhout 1988, Vizzini *et al.* 2011). Az urticiform cisztídiumok esetében két további kategória különíthető el: a *brevipes*-típus (felül hengerszerű, többé-kevésbé egyenletesen vékony forma) és az *excissa*-típus (felül relatíve vastagabb, folyamatosan a csúcs felé keskenyedő forma), amely két formának faji szintű elkülönítésekben lehet szerepe (Vizzini *et al.* 2011). Ugyakkor a pleurocisztídiumok jelenléte és hiánya is elkülönítő bélyeg az egyes fajok között (Antonín *et al.* 2017). Általánosságban a *Melanoleuca* fajokat a kolliboid–triholomatoid termőtest, a leívelő, majd ellaposodó, közepén enyhén púpos kalap, a tönkhöz nőtt, foggal felkanyarodó, vagy enyhén lefutó lemezek, a burok hiánya, és a halványsárga–fehér spórapor jellemzi. A mikromorfológiai bélyegek közül a fent említett keilocisztídiumok a fő jellegzetessége a nemzetségnek, amelyek egyes esetekben kristályos felületűek is lehetnek, emellett a bazidiospórák hialinok és amiloid ornamentációt viselnek (Boekhout 1988, Vizzini *et al.* 2011, Antonín *et al.* 2017, Læssøe és Petersen 2019). Egyes fajok a talajon, *Pinus*-ok alatt nőnek (Boekhout 1988, Antonín *et al.* 2017).

A *Phloeomana*, az *Agaricales* rend *Porothelaceae* családjába tartozó kígyógomba (micenoid) nemzetség, amelybe hat faj tartozik (He *et al.* 2019, Wijayawardene *et al.* 2020), ugyanakkor aktuálisabb vizsgálatok a *Cyphellaceae* családba sorolják (Vizzini *et al.* 2022). A *Mycena* nemzetségből Redhead (2013) választotta le morfológiai alapon; azonban molekuláris genetikai vizsgálatok kimutatták, hogy a *Phloeomana* nemzetség egyéb *Mycena* és *Hemimycena* fajokkal közös kládba tömörül, így a nemzetség pontos határai még bizonytalanok (Holec és Kolařík 2017, Lehmann *et al.* 2018, Vizzini *et al.* 2022). A *Mycena* és a *Hemimycena* nemzetség ugyanakkor polifiletikus (Moncalvo *et al.* 2002, Matheny *et al.* 2006, Lehmann *et al.* 2018) így a jövőben nagyobb mintavételezésű, többgénés vizsgálatok lesznek szükségesek a pontos nemzetséghatárok, illetve potenciális új nemzetségek lehatárolására (Holec és Kolařík 2017, Vizzini *et al.* 2022). A gyakran fás részek kérgén növő *Phloeomana* nemzetséget a micenoid

termőtest, a sötét, szürkés–barnás színezet, a kissé lefutó, esetekben fogazott vagy felkanyarodó lemezek, az elágazó kinövéseket hordozó, inamiloid pileipellis, a nagy mennyiségben jelen lévő keilocisztídiumok, a csupán a lemezél közelében előforduló pleurocisztídiumok, a stipitipellisben foltszerűen előforduló cisztidioid végsejtek, illetve az inamiloid, sima felületű, vékonyfalú bazídiospórák jellemzik (**2. n, ábra**; Redhead 2013, Aronsen és Læssøe 2016, Læssøe és Petersen 2019).

Az *Agaricales* rend *Pleurotaceae* családjába tartozó *Resupinatus* (terülőlaskagombák), 33 fajt magában foglaló nemzetség (He *et al.* 2019, Wijayawardene *et al.* 2020). Általában korhadó faanyag, illetve növényi eredetű hulladék alsó részén találhatóak a seregesen megjelenő, kisméretű, kalaposodó termőteste, egyes esetekben fehérkorhasztott faanyagon fordul elő (Thorn *et al.* 2005, McDonald 2015). A legtöbb korábban leírt *Resupinatus* faj lemezes himenofórral rendelkezik (Singer 1986), ugyanakkor később morfológiai és molekuláris jellegek alapján a nemzetségbe átsoroltak, illetve leírtak cifeloid (kisméretű, sűrűn növvő, csészeszerűen kalaposodó, tönkkel nem rendelkező, sima trámájú forma), meruloid és poroid fajokat is (Redhead és Nagasawa 1987, Thorn *et al.* 2005, Gonou-Zagou *et al.* 2011, McDonald 2015, McDonald és Thorn 2019, Bijeesh *et al.* 2020). A *Resupinatus* nemzetséget a kisméretű (akár 1–2 mm nagyságú), sárgásbarna–fekete színezetű, nyálkás felületű kalappal rendelkező, tönk nélküli vagy áltönkkel (*syn. Asterotus*) rendelkező termőtestek jellemzik (Singer 1973, Thorn *et al.* 2000, Binder *et al.* 2005, McDonald 2015). Mikromorfológiai bélyegeik közül jellemzőek a bunkós megjelenésű, (elágazó vagy el nem ágazó) ujjszerű nyúlványokkal rendelkező keilocisztídiumok és a hialin, inamiloid, gömbölydedtől ellipszoid alakig terjedő bazídiospórák (Singer 1986, Thorn *et al.* 2005, McDonald 2015).

2.4.5. Vegyes ökológiájú taxonok

A *Phaeoclavulina*, a *Gomphales* rendbe és a *Gomphaceae* családba tartozó 41, főleg koralloid fajt magában foglaló nemzetség (Giachini és Castellano 2011, He *et al.* 2019, Wijayawardene *et al.* 2020). A korábban a *Ramaria* subgen. *Echinoramaria* alnemzetségbe tartozó összes, illetve pár, a korábbi *Gomphus sensu lato* csoportba tartozó koralloid fajt Giachini és Castellano (2011) kombinálta át makro- és mikromorfológiai bélyegekre, illetve korábbi filogenetikai kutatásokra alapozva (Giachini *et al.* 2010). A *Phaeoclavulina* nemzetségre az elágazó vagy el nem ágazó koralloid vagy egyes esetekben tölcséres, legyező alakú termőtest, a fajokként rendkívül változatos színezet, az általában sima, esetenként lemezszerű vagy szabálytalanul gyűrött himénium és a hálózatos vagy szemölcsös bazídiospórák a jellemzőek (**2. g, ábra**; Giachini és Castellano 2011). A legtöbb *Phaeoclavulina* faj fás törméleken növvő szaprotróf (Hosaka *et al.* 2006), amelyekből ismertek *Pinus* alatt is előforduló taxonok (pl. *P.*

caroviridula, *P. myceliosa*; Franchi és Marchetti 2020, Loizides 2021), ugyanakkor vannak mikorrhizásként ismert fajok is (pl. *P. abietina*), amelyek nyitvatermők és a *Pinus* nemzetség alatt is nőnek (Kim *et al.* 2003, Norvell és Exeter 2004, González-Ávila *et al.* 2013, Assyov és Slavova 2023).

3. ANYAG ÉS MÓDSZER

3.1 A magyarországi *Pinus* állományok bazídiumos fungájának szakirodalmakon alapuló összesítése és ökológiai elemzése

A magyarországi fenyvesek (*Pinus* spp.) eddig ismert bazídiumos gomba fajlistájának előállításához az eddig publikált és nyilvánosan elérhető szakirodalmi anyagok alapján adatbázist készítettem. A szakirodalmakban publikált, *Pinus* állományokból, *Pinus* egyedek alól, lehullott *Pinus* tűlevelekről és avarról, valamint holt *Pinus* faanyagról gyűjtött és megfigyelt taxonok kerültek listázásra, amelyeknek a kurrens binomiális neveit és rendszertani besorolását az adott faj vagy csoport taxonómiai helyzetét vizsgáló szakirodalmak, illetve a MycoBank (Crous *et al.* 2004) és Index Fungorum (www.indexfungorum.org) adatbázisok alapján validáltam.

A különböző szerzők és tanulmányok eltérő léptékű, különböző módon ismertett adatainak egységesítése érdekében a gazdanövények és – a gazdaszervezet, szubsztrátum feltüntetésének hiányában – a megfigyelések helye szerinti fenyves társulástípusok egységes rendszerét alakítottam ki az összevethetőség érdekében (lásd az **M5. mellékletet**). Amennyiben az adott szakirodalmi forrásban társulástípus formájában jelölték az előfordulás környezetét, elsődleges szinten a forrásban feltüntetett esetleges további információ alapján soroltam „ismeretlen elegyedésű” (pl. „*Pinetum sylvestris* cultum”, „*Pinetum nigrae* cult.”, „feketefenyő ültetvényben”) vagy a különböző „elegyes” kategóriákba a forrásban jelzett *Pinus* állományt (pl. „*Silva mixta (Pinus nigra, Carpinus, Quercus)*”; „homoki vegyeserdő /*Pinus, Populus, Robinia*”; Siller *et al.* (2013) 2. táblázat). Minden olyan szakirodalmi adatot, amelyben nem utalnak elegyességre a gyűjtési helyszín vonatkozásában az „ismeretlen elegyedésű” kategóriába soroltam, mivel sok forrás esetében nem egyértelműen zárható ki egyéb tűlevelű, vagy lombos fafajok jelenléte. Amennyiben az adott forrásban feltüntetett gyűjtési helyszín erdőrészlet szinten beazonosítható az Országos Erdőállomány Adattár (Nemzeti Földügyi Központ) nyilvánosan elérhető erdészeti adatbázisában (<https://erdoterkep.nebih.gov.hu/>), úgy másodlagosan az adatbázisban nyilvánosan elérhető információk alapján módosulhatott az adathoz hozzárendelt társulástípus-kategória.

Az egyes szakirodalmi adatokhoz kapcsolódó társulástípus és gazdanövény bejegyzésekhez a megfigyelési helyszínek erdőtermészetességi besorolását is hozzárendelem. Az erdőtermészetességi kategóriák esetében alapvetően a magyarországi 2009. évi XXXVII. törvényben (erdőtörvény, Evt.) és a Nemzeti Szisztematikus Erdőleltárban definiált, valamint az Erdőtérkép adatbázisban feltüntetett kategóriákat alkalmaztam a következő módosításokkal: 1) A „természeteszerű erdő” („T”) kategóriába kerültek olyan előfordulási adatok is, amelyeknek erdőrészlet szintű azonosítása nem lehetséges, ugyanakkor valamilyen Magyarországon nyilvántartott természetes növénytársulást (pl. „*Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris*”; „*Pino-*

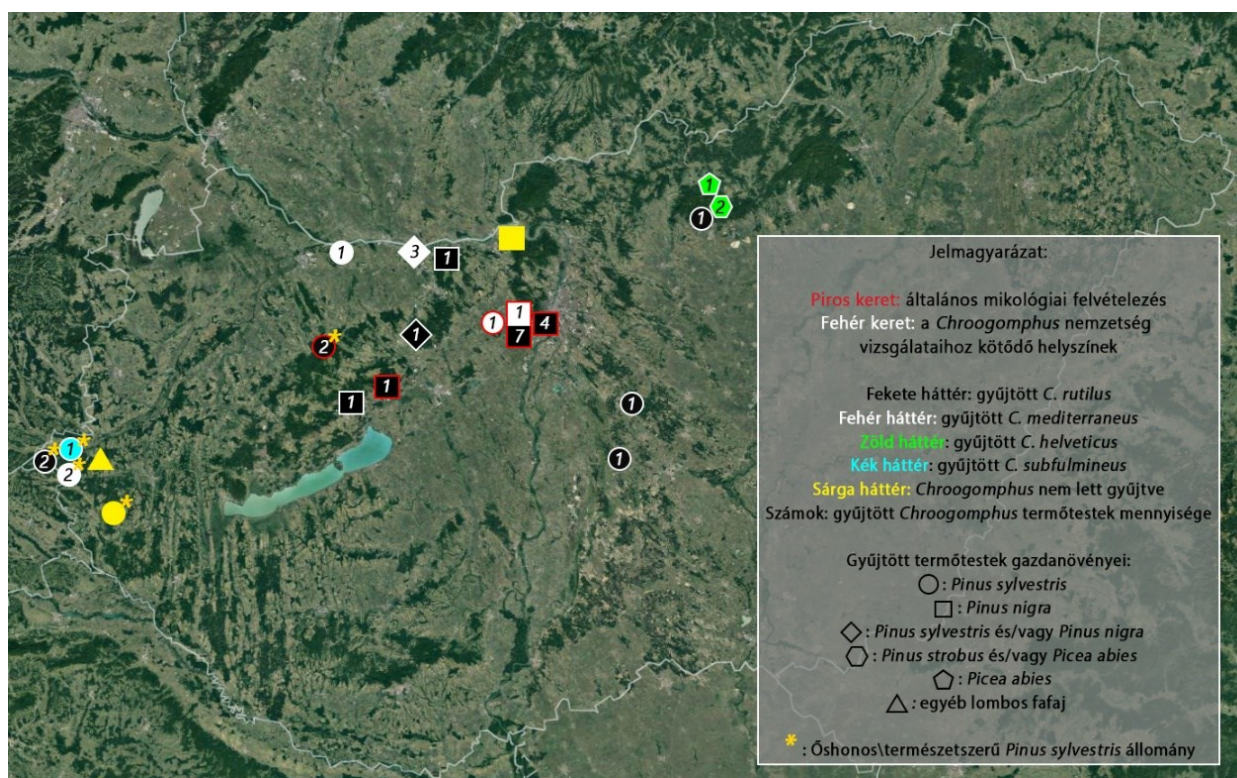
Quercetum”;) jelöltek meg gyűjtési környezetként (Bartha *et al.* 1995, Borhidi 2003, Kevey 2008). 2) Ugyanúgy a „T” kategóriába soroltam olyan előfordulási adatokat is, amelyeknek erdőrészlet szintű azonosítása nem lehetséges, és egyéb, alapvetően nem *Pinus* fajok alkotta természetes társulások tájidegen *Pinus* egyedei közelében történt a felvételezés (pl. „*Artemisio-Festucetum, Salix rosmarinifolia, Pinus*”). 3) Szintén „T” kategóriába került a megfigyelés, ha az erdőrészlet nem beazonosítható, de a (rendszerint településnévvel vagy egyéb geológiai objektumra utalva) megadott gyűjtési helyszínt és annak környezetét kizárólag vagy túlnyomó részt természetzerű *Pinus* állományok övezik az Erdőtérkép szerint (pl. „Farkasfa”, „Kétyölgy”). 4) Az előző pont szerinti hozzárendelés a többi erdőtermészetességi kategória esetében is alkalmazásra került. 5) A „kultúrerdő” kategóriába („K”) kerültek olyan előfordulási adatok is, ahol egyértelműen jelzik, hogy a *Pinus* állomány ültetett (pl. „ültetett fenyőerdő /*Pinus*/”, „feketefenyő ültetvény”, „*Pinetum sylvestris cult.*”), de erdőrészlet szinten nem beazonosítható a gyűjtési helyszín az Erdőtérképen. 6) Ha jelzi az adott szerző, hogy az elegyarányban a *Pinus* fajsúlyosan jelen van, de nincs egyéb, a társulás természetességére, eredetére utaló információ, valamint a gyűjtési, megfigyelési helyszín erdőrészlet szinten nem beazonosítható, de a *Pinus sylvestris* természetes magyarországi areáján kívül esik, akkor „NK” kategóriába került besorolásra az adat (pl. Babos (1989) tájegységek, flórajárások, települések szerinti elterjedési adatai olyan termőhelyeknél, ahol természetességre, eredetre nem történik utalás). 7) „NT” természetességi kategóriába kerültek azon adatok, amelyek az 1–3) pontokban megadottnak nem felelnek meg, erdőrészlet szinten nem beazonosítható a gyűjtési helyszín, ugyanakkor az előfordulási adat olyan tájegységből származik, ahol számontartják a *Pinus sylvestris* őshonos asszociációtípusait (pl. „Bakony-hegység /Fenyőfő/”, „Őrség: Nagyrákos, nyílt helyen, mohás erdeifenyves, lucos, nyíres elegyében”). Ezek a következők: a *Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris* társulás Fenyőfő–Bakonyszentlászló között található foltokban; a *Genisto nervatae-Pinetum* elterjedési területe a Vasi-hegyhát, Őrség, Vend–vidék, Göcsej, Hetés; míg az *Aulacomnio-Pinetum* elterjedési területe az Őrség és Vend–vidék (Borhidi 2003, Kevey 2008). A Soproni-hegységben, valamint a Kőszegi-hegységben az erdeifenyő az e területeket kutató munkák alapján (Antal *et al.* 1994, Ambrus *et al.* 2019) őshonosnak tekinthető. 8) Ha nem lehet az adott adatot egyértelműen egyik kategóriába sem egyértelműen besorolni, akkor a természetességi kategória „N”. 9) Amennyiben az adott szakirodalmi adat erdőrészlet szintjén beazonosítható, akkor az Erdőtérkép rendszerben feltüntetett erdőtermészetességi kategória került be az elemzéshez felhasznált adatbázisba. Az adatbázis tartalma az **M5. mellékletben** olvasható.

Az összeállt adatbázis alapján többszintű gyűrű-, valamint kördiagrammok készültek, amelyek az egyes Magyarországról gyűjtött rendek, családok és nemzetégek szintjén mutatja be a

különböző erdőtermészetességű helyszíneken (9–11. ábra), gazdanövényeken és gazdanövény társulásokban (5–8. ábra) megfigyelt bazídiumos gombafajok eloszlási mintázatait.

3.2 A jelen munka során elvégzett mintavételezés és a vizsgált területek bemutatása

A mikológiai vizsgálatokba bevont, Magyarországon előforduló *Pinus* állományokat két nagy csoportra lehet osztani: az őshonosnak, illetve természetyszerűnek tekintett erdefenyvesekre, illetve a tájidegen, nem őshonos fenyőfajok telepített állományaira (3. ábra). Az előbbieket esetében a vizsgálatok a bakonyaljai Fenyőfői Ósfenyvesre (3.2.1. fejezet), valamint az Órség–Vendvidék természetyszerű erdeire (3.2.2. fejezet) terjedtek ki. A telepített erdei-, valamint feketefenyő ültetvények a Dunántúli-középhegységben, a Mátrában (3.2.3. fejezet), valamint a Kis-Alföldön és a Duna–Tisza közti hátságban (3.2.4. fejezet) találhatóak, és erdőgazdálkodási szempontból kultúrerdő, származékerdő és átmeneti erdő kategóriákba sorolhatók (3. ábra, M6. melléklet). A vizsgálatoknak egy, a Csórréti-víztározó közelében elhelyezkedő lucfenyő-simafenyő-vörösfenyő elegyes, illetve a Szuha-völgyben található, alapvetően lombos erdő is a részét képezte (3. ábra, M6. melléklet). Öt vizsgált állomány (Fenyőfői Ósfenyves, Tétényi-fennsík véderdő, Érdi-fennsík, Sós-kúti erdefenyő-feketefenyő elegyes, Várpalotai feketefenyves) esetében általános mikológiai felvételezés történt, a többi vizsgálati helyszínen a *Chroogomphus* nemzetség termőtesteinek mintavételezése valósult meg (3. ábra, M6. melléklet, M10. melléklet).



3. ábra. A gyűjtési helyszínek földrajzi elhelyezkedése.

3.2.1 A Fenyőfői Ősfenyves

A Fenyőfői Ősfenyves a Bakonyalján, Bakonyszentlászló–Fenyőfő között húzódó fenyőnyír kori reliktum erdő, amelynek homokpusztai erdeifenyves vegetációja (*Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris*) egyedülálló, az egész országban csak itt található meg (Borhidi 2003). A Pápai-Bakonyalja kistáj részeként a térségre a mérsékelt meleg-mérsékelt száraz, szubatlanti hatás alatt álló éghajlat jellemző, évi átlaghőmérséklete 10,4 °C, évi csapadékösszege megközelítőleg 650 mm (Misi 2017, Csorba 2021). Az ősfenyves körülbelül 30 km² területű, tengerszint feletti magassága 250–300 m közötti. Bár e terület alapvetően bő csapadékelátottságú, a fenyőfői homokvidék erősen vízáteresztő anyaközetének köszönhetően az itt kialakuló vízfolyások általában időszakosak, nagyobb szárazság idején a legnagyobb patakok is elapadnak (Majer 1988). Az „ősfenyves” kifejezés az érintett állomány eredetére utal. E szerint a hűvös és száraz fenyőnyír korban (i.e. 8000–7000 között) országszerte elterjedt lombelegyes erdeifenyvesek felmelegedés hatására bekövetkező későbbi visszahúzódását (tölgy kor – i.e. 5500–2000 között) az itt megtalálható fenyőtársulás a Bakonyalja csapadékosabb és hűvösebb éghajlatának köszönhetően tudta átvészelni (Kevey 2008). Ugyanakkor a fenyves fajösszetétele a kontinentális sztyepp és erdősztyepp elemek bevándorlásával megváltozott, amelyekből az erdősztyepp társulások, így a homoki erdeifenyves (*Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris*) is fennmaradt (Kevey 2008). A társulás alacsony záródású, ligetszerű foltjainak cserjeszintjében gyakori a boróka (*Juniperus communis*), az erdeifenyő természetes újulata, valamint lombos fajok elvéve megjelenő példányai. A gyepszintben található karakterfajok például a *Festuca vaginata*, *Stipa borysthénica*, *Onosma arenaria*, ugyanakkor előfordulnak egyéb társulások fajai is, mint például a *Veronica officinalis*, *Pyrola chlorantha*, *Dactylis glomerata* (Majer 1956, Bartha *et al.* 1995, Borhidi 2003; **M10. melléklet**). Az ember általi tájhasználat, az erdőirtások, valamint a erdőállományban jelentős károkat okozó bauxitbányászat következtében ma már csak foltszerűen, a meszes, másodlagosan kialakult futóhomokon és gyengén humuszos homokon találhatóak meg az eredeti homoki erdeifenyves társulás maradványai (Majer 1988, Bartha *et al.* 1995; **M6. melléklet**). Az utóbbi évtizedekben továbbá az egész fenyőállományra kiterjedő leromlás, nagyarányú fapusztulás, valamint a fanövekmény megváltozása figyelhető meg, amelynek okai (1) az egyre gyakrabban előforduló szélsőségesen száraz, meleg, aszályos évjáratok, (2) az így diszpozicionált fákon megjelenő szűállomány, valamint (3) az invazív mohafajok térnyerése, amely révén az itt előforduló természetes homoki erdeifenyves vegetáció túlélése súlyosan veszélybe került (Gulyás *et al.* 2014, Misi és Náfrádi 2016, Misi 2017, Horváth *et al.* 2022). A terület termőhelyi jellegzetességeit, illetve a vizsgált erdőrészek adatait az **M6.** és **M10. melléklet** tartalmazza.

3.2.2 Az Őrség–Vendvidék természetszerű fenyvesei

A nyugat-magyarországi Őrség és a Vendvidék tájegységeket a Németújvári-dombság, a Rába-völgy délnyugati nyúlványa, a Kerka-vidék északi része, a Felső-Zala-völgy, valamint a Vasi-hegyhát kistájai alkotják (Csorba 2021). Általánosságban mérsékelt hűvös, mérsékelt nedves, nedves éghajlat jellemző, kb. 1820–1850 óra/év napfénytartással, 9,1–9,4 °C évi középhőmérséklettel, megközelítőleg 750–800 mm évi csapadékösszeggel; Magyarország legcsapadékosabb régiói tartoznak ide. A leggyakoribb talajtípus a régióban a pszeudoglejes barna erdőtalaj (Dövényi 2010, Csorba 2021; **M6. melléklet**). E tájegységeket a tűlevelű és elegyes erdők zónájába sorolják; erdeifenyveseit szintúgy a fenyő-nyír kor leszármazottjainak tartják, amelyeket zonális és klimaxtársulásoknak tekintenek (Pócs 1960). Az emberi hatások és a tájtörténeti események ugyanakkor nagymértékben befolyásolták az itt található fenyveseket. A korábbi erdei alomgyűjtés, bakhátalás, az időben változó sajátos település- és tájszerkezet, illetve a gazdálkodási módszerek változásai az erdeifenyő és kísérőfajainak elterjedését segítették elő (a 19–20. században megközelítőleg 7500 ha-ról kb. 13 500 ha-ra nőtt az erdőterület); ugyanakkor az 1950-es évektől kezdődően a nagyüzemi erdőgazdálkodás, a régebbi erdőkiélési módok megszűnése az erdeifenyvesek belombosodását, a klimax lombos fafajok térnyerését eredményezte (Tímár *et al.* 2000). A régióban jellegzetes természetes erdeifenyves társulások a mészkerülő erdeifenyves (*Genisto nervatae-Pinetum*) és lápi erdeifenyves (*Aulacomnio-Pinetum*), amelyek mindegyike veszélyeztetett erdőtársulástípus (Bartha *et al.* 1995, Tímár *et al.* 2000, Borhidi 2003, Kevey 2008). Előbbiben a korona- és cserjeszintben megtalálhatóak a hazai lomberdőtársulások fafajai is (pl. *Quercus robur*, *Betula pendula*, *Juniperus communis*); a gyepszint karakterfajai például a *Moneses uniflora*, *Pyrola chlorantha*, *Lycopodium annotinum* (Bartha *et al.* 1995, Borhidi 2003, Kevey 2008). A lápi erdeifenyvesekben további elegyalkotó fafajok például a *Fagus sylvatica*, *Quercus petraea* és a *Betula pubescens*; jellegzetes, változó vízgazdálkodást jelző példafajok a gyepszintben a *Potentilla erecta*, *Selinum carvifolia*, higrofil fajok a *Gentiana pneumonanthe*, *Mentha pulegium* (Bartha *et al.* 1995, Borhidi 2003, Kevey 2008). Ezekon kívül nagy területen találhatóak erdeifenyves kultúrerdők is a régióban, amely fenyőállományok gyepszintjében általában zavarástűrő, néha generalista erdei fajok fordulnak elő (Tímár *et al.* 2000, Bölöni *et al.* 2007, 2011). A vizsgált erdőrészek adatait az **M6.** és **M10. melléklet** tartalmazza.

3.2.3 Középhegységi telepített fenyvesek

A vizsgált középhegységi telepített kultúrfenyvesek, átmeneti erdők és fenyőültetvények nagy része a Dunántúli-középhegységben helyezkedik el (**3. ábra**). Ezekre jellemző a meleg-

száraztól (pl. sós-kúti erdeifenyő-feketefenyő elegyes – Zsámbéki-medencevidék) a mérsékelt hűvös–mérsékelt nedvesig terjedő éghajlat (pl. gyulafirátóti feketefenyves – Ajka–Várpalotai-árok), valamint az erdőszyepptől a gyertyános tölgyesig terjedő klímabesorolás (Csorba 2021; **M6. melléklet**). Kistáji szinten általában karbonátos alapkőzet (mészke, dolomit) jellemzi az egyes vizsgált területeket; fő alkotókőzetek lehetnek például a triász kori földolomit (pl. várpalotai feketefenyves – Tési-fennsík), a durva szarmata mészke (pl. Tétényi-fennsík véderdő – Budai-hegység), illetve jellemző lehet a felszín karrosodása is (pl. Tétényi-fennsík véderdő; Mészáros *et al.* 2020, Csorba 2021). A fizikai talajféleségek a homoktól (pl. Csuka-tó – Vértes) a vályogig (pl. gyulafirátóti feketefenyves) terjednek (Jeney és Jassó 1983; **M6. melléklet**). A talajtípus általában rendzina, Ramann-féle barna erdőtalaj (pl. várpalotai feketefenyves, gyulafirátóti feketefenyves, dunaszentmiklósi feketefenyves-cseres – Felső Gerecse), rozsdabarna erdőtalaj (pl. Csuka-tó) illetve csernozjom is lehet (pl. Tétényi-fennsík; Jeney és Jassó 1983, Pásztor *et al.* 2018, Mészáros *et al.* 2020, Csorba 2021). A többnyire elegyetlen (~elegyarány 75% fölötti), idős korban kiritkuló ültetett fenyőállományok gyepszintjében általában zavarástűrő, esetenként általános erdei fajok fordulnak elő, ugyanakkor ritkán megfigyelhetőek a korábbi vegetáció maradványai is (Bölöni *et al.* 2007, 2011). Mivel jellemzően állandó összetételű kultúrtársulás nem alakul ki a telepített fenyvesekben (kultúrkonzociáció), így az esetlegesen előforduló karakterfajok alapján az eredeti növénytársulás állapítható meg; ilyen például a nyílt dolomit sziklagyepekre (*Festucetum glaucae hungaricum* cult. consoc. *Pinus nigra*; a természetes társulás későbbi leírt neve a *Festuca glauca-Seseli leucospermum*) telepített fenyvesek (Zólyomi 1936, Borhidi 1956, 2003). E területeken ettől függően lehet példákat említeni a gyepszint képviselőiről: az előbbi példa esetében előfordulhat a *Carex humilis*, *Festuca glauca*, *Globularia aphyllanthes*, ugyanakkor gyakran egyéb, nem az eredeti társuláshoz kötődő taxonok jelennek meg, mint például a *Potentilla arenaria*, *Bromus pannonicus*, *Dactylis glomerata* (Borhidi 1956, Bódis 1993, Mihók 1999). Egyes esetekben a cserjeszint fejlett lehet; előfordulhat a *Ligustrum vulgare*, *Crataegus monogyna*, *Prunus spinosa*, *Berberis vulgaris*, *Cotinus coggyria* (Mihók 1999, Mészáros *et al.* 2020). Leggyakrabban a cserje- és a gyepszint szinte teljesen hiányzik (*nudum* típusú állományok), az állomány gyakran fragmentált, bolygatott, és így csupán özönnövények megjelenése figyelhető meg, mint például az *Ailanthus altissima*, *Celtis occidentalis*, *Elaeagnus angustifolia*, *Prunus serotina*, *Robinia pseudoacacia*, a lágyszárúak közül például az *Asclepias syriaca*, *Conyza canadensis*, *Phytolacca americana*, *Sonchus asper*, *Solidago canadensis*, *Solidago gigantea* (Borhidi 1956, Csontos *et al.* 1996, Mihály és Botta-Dukát 2004, Botta-Dukát és Mihály 2006, Csillag 2006, Cseresnyés 2013, Nemes *et al.* 2018).

A *Chroogomphus* mikorrhizás gombanemzetség pár termőteste a Mátrából is előkerült (Csórréti-víztározó, vörösfenyő-erdeifenyő elegyes erdő Gyönyösoroszinál – Mátra, Szuha-völgy

– Mátrahát; **3. ábra**); amely gyűjtési helyeken általánosan szubkontinentális, hűvös–mérsékelt száraztól mérsékelt hűvös–mérsékelt nedvesig terjedő éghajlat (gyertyános-tölgyes, bükkös klíma), vulkáni alapkőzet és ranker, pszeudoglejes-, agyagbemosódásos- valamint Ramann-féle barna erdőtalajok jellemzőek (Jeney és Jassó 1983, Pásztor *et al.* 2018, Csorba 2021; **M6. melléklet**). A Gyöngyösoroszi közelében elhelyezkedő állomány egy vörösfenyő-erdeifenyő kultúrerdő, kevés lombos elegyfajjal (*Carpinus betulus*, *Quercus cerris*, *Quercus petraea*); a Csórréti-víztározónál egy elegyes lucfenyves található (*Picea abies*, *Larix decidua*, *Carpinus betulus*, *Alnus glutinosa*), amelyben simafenyőt (*Pinus strobus*) is telepítettek (Albert és Dima 2007; **M10. melléklet**). A Szuha-völgyben egy természetszerű lombos állományban (*Quercus petraea*, *Carpinus betulus*, *Fagus sylvatica*; **M10. melléklet**) luc alól gyűjtött *Chroogomphus* termőtest is a vizsgálatok részét képezte. A Dunántúli-középhegységben, valamint a Mátrában vizsgált erdőrészek adatait az **M6.** és **M10. melléklet** tartalmazza.

3.2.4 Alföldi telepített fenyvesek

A magyarországi síkvidékekre ültetett homoki fenyvesekből három helyszínen történtek a *Chroogomphus* nemzetséget érintő gyűjtések (Alföld: Pusztavacs, Kiskunsági Nemzeti Park; Kisalföld: Gönyű). A Pilis–Alpári-homokhát és a Kiskunsági-homokhát éghajlatát tekintve mérsékelt meleg–meleg és száraz; az évi napsütés összege 2000–2030 óra, az évi középhőmérséklet 10,2–10,5 °C, az évi csapadékösszeg 510–540 mm (Dövényi 2010, Csorba 2021). Az alapvetően jellemző talajtípusok a futóhomok, humuszos homok és réti talajok. Pusztavacs környékén homokon képződött barnaföldek alkotnak nagyobb összefüggő területet; ezek gyenge termelékenységé miatt itt főként erdőterületként történő hasznosítás jellemző (Dövényi 2010; **M6. melléklet**).

A kisalföldi Gönyű települést is magában foglaló Győr–Tatai sík éghajlata mérsékelt meleg–száraz (Dövényi 2010, Csorba 2021); évi 1920–1940 óra napfénytartam, 9,8–10,2 °C évi középhőmérséklet és 550–580 mm évi csapadékösszeg jellemző. A talajtakaró a legmagasabb térszín barnaföldjétől a vízparti réti öntéstalajokig terjed; a Dunától délebbre elhelyezkedő magasabb térszíneken folyóvízi homok, humuszos homok, csernozjom jellegű homoktalajok jellemzőek (Dövényi 2010; **M6. melléklet**).

Akárcsak a dolomitsziklagyepre telepített fenyvesek esetében, az Alföldre és Kisalföldre telepített *Pinus* állományok sem kezelhetők önálló, jellegzetes vegetációval bíró kultúrtársulásként. A nyírségi mészkedvelő homokpusztagyepre (*Festuceto-Corynephorum* cult. consoc. *Pinus nigra*), vagy a nyílt, évelő, mészkedvelő pusztagyepre (*Festucetum vaginatae* cult. consoc. *Pinus nigra*) telepített feketefenyvesek esetében, így például megfigyelhetőek egyes esetekben a *Festuca vaginata*, *Alkanna tinctoria* karakterfajok,

ugyanakkor sokkal általánosabbak a kultúrhatást jelző *Agropyron repens*, *Erigeron canadensis*, *Calamagrostis epigeios*, *Cleistogenes serotina*, *Cynoglossum officinale*, *Lipandra polysperma*, *Poa pratensis* (Borhidi 1956, 2003). Egyes esetekben a homoki gyepbe telepített fenyőállományok tisztásai sztyepprétek fajkészletét mutatja, de az ritkás, jellegtelen és fajszegény (pl. *Cynoglossum officinale*, *Melandium album*, *Poa angustifolia*; Molnár et al. 2003).

3.2.5 A mintavételek időpontjai és a gyűjtött anyag feldolgozása

A munka során a saját terepi felvételezések mellett más privát herbárium anyagok mintái is feldolgozásra kerültek. A bemutatott helyszíneken ezen termőtestek terepi mintavételezése 1959 és 2022 között zajlott. Így összességében 29 terepi felvételezési napon gyűjtött 216 termőtest vizsgálata valósult meg (**2. táblázat**). A felmérések időpontjának meghatározásában alapvetően a termőtestképzéshez szükséges csapadékmennyiség volt a mérvadó.

2. táblázat. A mintavételek időpontjai, helyszínei, a mintavételezők és a gyűjtött, vizsgált termőtestek száma. AL: Albert László; BI: Borsicki Imre; DB: Dima Bálint; HL: Haracsi L.; KA: Koszka Attila; PB: Palla Balázs; PV: Papp Viktor; RÁ: Radnóti Ágnes; SI: Sárközi István; VGy: Vrba György.

Év	Terepnap	Helyszín	Mintavételezők	Gyűjtött termőtestek mennyisége (db)	Molekuláris genetikai vizsgálatokba bevont minták mennyisége (db)
1959	I.22.	Szilvág	HL	1	0
2002	X.1.	Gyöngyösoroszi	DB	1	1
	X.5.	Kétvölgy	DB	1	1
2006	IX.12.	Csórreti-víztározó	DB, AL	2	2
2015	X.15.	Mátra, Szuha-völgy	AL	1	1
2016	IX.10.	Búbánatvölgy	BI	1	0
	VII.13.	Veszprém	DB	1	1
2018	IX. 25.	Vértés, Csuka-tó	VGy	1	1
	X.14.	Fenyőfői Ósfenyves	PB, PV	3	1
	XI.3.	Fenyőfői Ósfenyves	PB, PV	20	7
2019	VI.8.	Fenyőfői Ósfenyves	PB, PV	12	5
	IX.28.	Szalafő	AL	1	0
	X. 19.	Pusztavacs	AL	1	1
2020	XI.15.	Fenyőfői Ósfenyves	PB, PV	27	9
	IX. 25.	Órség	RÁ	2	2
2021	X.29.	Fenyőfői Ósfenyves	PB, PV	28	0
	XI.7.	Gönyű	DB	1	1
	III.15.	Pusztavám	KA	1	1
	X.8.	Szalafő	DB	1	1
	X.12.	Tétényi-fennsík	PB	12	0
2022	X.13.	Kiskunság	SI	1	1
	X.13.	Tétényi-fennsík	PB	19	2
	X.14.	Tétényi-fennsík	PB	16	3
	X.17.	Fenyőfői Ósfenyves	DB, PB, PV	14	2
	X.18.	Tétényi-fennsík	PB	15	5
	X.21.	Érd-sóskúti-	PB	18	9

	X.28.	Várpalota	PB	11	1
	XI.12.	Dunaszentmiklós	VGy	1	1
	XI.19.	Dunaalmás	VGy	3	3
Σ	29	20		216	62

A saját terepi felvételezések során talált termőtestekről, a szubsztrátumról, illetve a gyűjtés környezetének vegetációjáról jegyzőkönyvet és jegyzeteket készítettem, valamint a legtöbb esetben bizonyító fungáriumi anyagot gyűjtöttem. A begyűjtött termőtestek többségéről *in situ*, egyes esetekben *ex situ* fotódokumentáció készült. A fungáriumi mintákat egy aszalógépben (Sencor SFD 750WH, Fast Čr A.S.) szárítottam megközelítőleg 18 órán át, ügyelve a közölt hőmennyiség és szárítási idő állandóságára (Dramani *et al.* 2020, Hu *et al.* 2022). A gyűjtött termőtesteket saját herbáriumi gyűjteményben helyeztem el (BPalla), amely a Magyar Agrár- és Élettudományi Egyetem Növényteni Tanszékén található. A vizsgált erdőrészekben dokumentált és később meghatározott bazídiumos nagygombák adatait az **M7. melléklet** tartalmazza.

3.3 A gyűjtött bazídiumos gombák határozása

3.3.1 Határozókönyvek és -kulcsok

A vizsgált bazídiumos nagygombacsoportok makro- és mikromorfológiai alapú határozásához az adott taxonómiai egységet vagy morfofocsoportot célzottan vagy érintőlegesen vizsgáló határozókönyveket, határozókulcsokat, monográfiákat és tudományos folyóiratokban megjelent közleményeket használtam.

A tág értelemben vett agarikoid nagygombák határozásánál az Európa mérsékeltövi nagygombáit bemutató „Fungi of temperate Europe” (Læssøe és Petersen 2019) első kötetét vettem alapul a nagyobb taxoncsoporthoz azonosításához. Egyes makromorfológiai alapon nehezen azonosítható csoportok pontos határozáshoz az adott csoportot tagláló monográfiák és szakcikk nyújtottak segítséget: *Chroogomphus* (Miller 1964, Kuthan 1973, Singer és Kuthan 1976, Villarreal és Heykoop 1996, Li *et al.* 2009, Martín *et al.* 2016, Scambler *et al.* 2018); *Melanoleuca* (Boekhout 1988, Vizzini *et al.* 2011, Antonín *et al.* 2017); *Mycena* spp. (Aronsen és Læssøe 2016, Holec és Kolařík 2017); *Singerocybe* (Harmaja 1987, Qin *et al.* 2014).

A poroid, általában konzolos termőtestet képző bazídiumos gombák határozásához Ryvarden és Gilbertson (1993, 1994), valamint Ryvarden és Melo (2017) munkáit használtam. Az egyes nagyobb családokba, nemzetségekre tartozó közelrokon fajok azonosítását számos tudományos folyóiratban közölt szakkikk szolgálta: *Fomitopsis* (pl. Haight *et al.* 2016, Han *et al.* 2016); *Hymenochaetaceae* (pl. Drechsler-Santos *et al.* 2016, Ji *et al.* 2017, Wu *et al.* 2022), *Leptoporus* (Liu *et al.* 2023c).

A különböző trámájú (hidnoid, odontoid, poroid, meruloid) korticioid gombák határozásának alapját az észak-európai fajokat feldolgozó „The Corticiaceae of North Europe” szakkönyvsorozat (Eriksson és Ryvarden 1973, 1975, 1976, Eriksson *et al.* 1978, 1981, 1984, Hjortstam *et al.* 1987, 1988), valamint további monográfiák (Tura *et al.* 2011, Gorjón 2020) és szakcikk (pl. Ariyawansa *et al.* 2015, Yurchenko és Wu 2016, Korhonen *et al.* 2018, Miettinen és Niemelä 2018, Fernández-López *et al.* 2019, Wang *et al.* 2021) képezték.

A koralloid gombák határozásához E. J. H. Corner monográfiáját (Corner 1950) és R. H. Petersen nevéhez köthető tanulmányokat (Petersen 1967c, 1967b, 1988, 1989, Petersen és Olexia 1967, Petersen 1967a, 1969, 1974b, 1974a, 1976, 1980, 1982, 1987), illetve további taxonokat taglaló munkákat használtam fel (Giachini 2004, Giachini és Castellano 2011, Kautmanová *et al.* 2012a, Kautmanová *et al.* 2012b, Olariaga *et al.* 2015).

3.3.2 Mikroszkopikus vizsgálatok

A mikromorfológiai vizsgálatokhoz a gyűjtött bazidiokarpiumok különböző részeiből (pl. szubikulum, hús, tráma és himénium, tönk, pileipellis) kézi metszeteket készítettem, majd különböző színreakciókat kiváltó oldatokban tárgylemezre helyezve fedőlemezzel lefedtem. A hifák, spórák, bazídiumok és egyéb steril elemek amiloid, dextrinoid színreakciójának vizsgálatához Melzer-reagenst; egyéb festőoldatként továbbá kongóvöröst, illetve tejsavas anilinkéket használtam (Sárkány és Szalai 1966, Hjortstam *et al.* 1987, Igmándy 1991, Ryvarden és Gilbertson 1993, Læssøe és Petersen 2019).

A metszetek vizsgálatához Zeiss Axio Imager A2 (Zeiss, Göttingen, Németország) fénymikroszkópot használtam 100× nagyítású objektívval. A mikromorfológiai képletekről Zeiss AxioCam HRC (Zeiss, Göttingen, Németország) fényképezőképpel digitális felvételeket készítettem. A felvételeken az anatómiai képletek mérését az Axio Vision Release 4.8. szoftverrel végeztem el. Egyes esetekben a mikromorfológiai bélyegeket bemutató ábrák rajztükörrel készültek.

A mikromorfológiai képletek közül a határozás alapvetéseként szolgáló bazidiospórák esetében általánosan 30 érett spórának kiválasztására és mérésére törekedtem, ahol a standard mikromorfológiai bélyegeket vizsgáltam (spórahossz, spóraszélesség, hosszúság és szélesség aránya; Igmándy 1991, Ryvarden és Gilbertson 1993, Tura *et al.* 2011, Kautmanová *et al.* 2012a, Halbwachs és Bässler 2015). A *Chroogomphus* nemzetség esetében a mikroszkopikus bélyegek gyakori átfedései miatt (Scambler *et al.* 2018) egyes további mikromorfológiai képletek szisztematikus vizsgálatát is elvégeztem. Ennek keretében az egyes vizsgált termőtestek esetében (1) 10–10 keilocisztídium optikai keresztmetszetének mindkét oldalán a sejtfalak legnagyobb vastagságát (termőtestenként 20 mérés); (2) a pileipellis 10 végsejtjének hosszát és szélességét

(amennyiben volt); (3) 10 amiloid pileipellis hifának a szélességét és (4) 10 inamiloid pileipellis hifának a szélességét mértem meg és vettem össze az egyes gyűjtött *Chroogomphus* taxonok között (**M11. melléklet**, **M12. melléklet**). Az egyes vizsgált taxonok mikromorfológiai jellemzésénél (4. fejezet; **M11. melléklet**, **M12. melléklet**) az alábbi rövidítéseket használtam (a 'mérettartomány' és 'tartomány' kifejezések itt rendben az adott mérési sokaság 5. és 25. percentiliséit, átlagát, 75. és 95. percentiliséit jelentik): IKI-: inamiloid, indextrinoid, IKI+: amiloid, IKI+(dex.): dextrinoid, L: a lemért spórák hosszának mérettartománya, Lav: átlagos spórahosszúság, W: a lemért spórák szélességének mérettartománya, Wav: átlagos spóraszélesség, Q: a lemért spórák hosszúság:szélesség arányainak tartománya, Qav: spórák átlagos hosszúság:szélesség aránya, T: a lemért keilocisztídium sejtfalvastagságok mérettartománya, Tav: átlagos keilocisztídium sejtfalvastagság, APE: az amiloid pileipellis összetevők mennyisége, LP: a pileipellis végsejtek hosszúság mérettartománya, WP: a pileipellis végsejtek szélesség mérettartománya, HA: az amiloid pileipellis hifák szélességeinek mérettartománya, HI: az inamiloid pileipellis hifák szélességeinek mérettartománya, n: a megvizsgált mikromorfológiai képletek (spóra, keilocisztídium sejtfal, végsejt, hifa) elemszáma. A szögletes zárójel között bemutatott értékek az adott mikromorfológiai bélyeg minimum és maximum értékeit jelölik.

3.3.3 Molekuláris vizsgálatok

A gyűjtött termőtestek morfológiai alapú határozása mellett molekuláris genetikai módszereket is alkalmaztam azoknál a taxonoknál, amelyek makro- és mikromorfológiai alapon nem voltak egyértelműen azonosíthatók, illetve amelyek filogenetikai pozíciójának tisztázása vált szükségessé.

Az örökítőanyag (DNS) kivonását a saját és a rendelkezésemre bocsátott szárított fungáriumi anyagból az EZNA Plant DNA Kit (Omega Biotek, Norcross, GA, USA) kivonóval végeztem el a gyártó utasításait követve. A polimeráz láncreakció (PCR) során az alábbi barcoding régiók felszaporítása történt meg: (1) a sejtmagban DNS-ként kódolt riboszomális RNS (rRNS) gén 18S-5,8S-28S szakaszai közötti intronok és az 5.8S gén összesége (ITS – internal transcribed spacer); az intronokból az 5.8S gén előttit ITS1-nek, illetve az azutánit ITS2-nek nevezik; (2) az *Irpicodon*, a *Plicaturopsis*, valamint a *Skeletocutis* nemzetség egyes mintáinak a riboszomális RNS nagy alegységét (large subunit, LSU) kódoló 28S gén, amely az ITS2-höz képest közvetlen downstream helyezkedik el; és (3) az *Irpicodon*, valamint a *Plicaturopsis* nemzetség egyes mintáinál az RNS-polimeráz II enzim második legnagyobb alegységét (RPB2) kódoló génszakasz (Gardes és Bruns 1993, Schoch *et al.* 2012, Stielow *et al.* 2015, Tekpinar és Kalmer 2019). A PCR során az ITS régió esetében az ITS1F–ITS4B primerpárt (White *et al.* 1990, Gardes és Bruns 1993), az LSU régió esetében az LR0R–LR5 primerpárt (Hopple és Vilgalys 1999, Stielow *et al.* 2015), az RPB2

régió esetében pedig az fRPB2-5F–bRPB2-7.1R primerpárt (Matheny 2005, Brandon Matheny *et al.* 2007, Stielow *et al.* 2015) alkalmaztam az amplifikációhoz. Az amplifikáció sikeressége agaróz gélelektroforézis révén került ellenőrzésre. A sikeresen felszaporított minták tisztítását ExoSAP-IT (Amersham Biosciences) tisztítókkal végeztem, majd a tisztított mintákat a Szegedi Biológiai Kutatóközpontban szekvenálták Sanger 2 Sequencing 3,500 Dx Series Genetic Analyzer (Applied Biosystems™, Thermo-Fisher, Waltham, MA, USA) szekvenáló berendezéssel, a PCR során alkalmazott primerpárokkal. A szekvenálás során előállított kromatogramok elemzéséhez a BioEdit (Hall 1999) programot használtam. A vizsgált fenyőállományokból gyűjtött bazídiumos nagygombák szekvenciáit az **M8.1.**, **M8.2.**, **M8.3. mellékletek** tartalmazzák. A filogenetikai elemzésekhez a saját szekvenciákat az NCBI (<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank/>) és a UNITE (<http://unite.ut.ee/>) adatbázisokban publikált szekvenciákkal egészítettem ki (**M8.4. melléklet**). Amennyiben filogenetikai elemzés nem készült, úgy az adott nyers szekvenciákkal BLAST (Basic Local Alignment Search Tool) elemzést végeztem az NCBI honlapján rendelkezésre álló programmal (Camacho *et al.*, 2009); a nagyfokú homológiát mutató szekvenciák, az azokat publikáló tanulmányok, illetve a saját megfigyelésű és a publikált morfológiai bélyegek összevetése alapján történt a faji szintű határozás.

A filogenetikai elemzésekhez a saját és a letöltött szekvenciák illesztését a MAFFT. v. 7.0 (Kato és Standley 2013) programmal végeztük el az alapbeállítások alapján, egyes esetekben az E-INS-i illesztési stratégia alkalmazásával. Az illesztett szekvenciák ellenőrzését, esetleges manuális korrekcióját és többgénés vizsgálatok esetén a különböző vizsgált barcoding régiók összefűzését a SeaView 5 programmal végeztem el (Gouy *et al.* 2021). A filogenetikai rekonstrukciókat a Maximum Likelihood (ML) statisztikai becslés alapján (Köves és Párniczky 1975) a raxmlGUI 2.0 (Edler *et al.* 2021) programmal készítettem; a törzsfaelágazások statisztikai támogatottságának megállapításához 1000 ismétléses „*rapid bootstrap*” analízist alkalmaztam GTRGAMMA szubsztitúciós modellel.

Az *Irpiconon*, *Plicaturopsis* és *Plicatura* nemzetség leszármazási kapcsolatainak további vizsgálatához molekuláris óra elemzést is végeztem a fenti két riboszomális (5.8S, LSU) és egy fehérjekódoló lókuszt (*RPB2*) kombinált illesztéseiből. Az időkalibrált filogenetikai fa előállításához a BEAST 2.5 (Bouckaert *et al.* 2019) szoftvert használtam, ahol az elemzés beállításait a BEAUti v2.7.5 segédprogrammal határoztam meg. Mivel még nem ismert a három vizsgált taxont magában foglaló *Amylocorticiales* rendből az evolúciós ráta meghatározásához szükséges fosszília, ezért az evolúciós szempontból közeli *Boletales* rendbe tartozó, kb. 47,8 millió éve *Pinus* gyökéren konzerválódott *Suillus* ECM gomba szolgált elsődleges referenciapontként a törzsfában (LePage *et al.* 1997), amellyel a *Suillinae* alcsalád törzsfaelágazását egy exponenciális eloszlásfüggvénnyel becsültem (offset paraméter: 50 Ma, átlag paraméter: 25). További elsődleges

referenciapontként az *Archaeomarasmius leggettii* fosszila szolgált (Hibbett *et al.* 1997a), amellyel az *Agaricales* rend törzsfaelágazását szintén egy exponenciális eloszlásfüggvénnyel becsültem (offset paraméter: 90 Ma, átlag paraméter: 25). A fenti két kalibrációs pont beállítása végett két monofiletikus taxonlistát hoztam létre (*Agaricales*, *Suillinae*). A szubsztitúciós és óramodelleket szétkapcsoltam, hogy lókuszonként lehessen határozni őket az eltérő konzerváltsági fokuk végett. A particionált adatsorokra a K80 (5.8S), TIM2 (LSU) és TrNef (*RPB2*) szubsztitúciós modelleket alkalmaztam a jModelTest v2 (Darriba *et al.* 2012) által szolgáltatott információk alapján. Óramodellként a „optimalizált lognormál molekuláris óra” („optimized lognormal relaxed clock”) módszert alkalmaztam Yule speciációs eljárás mellett (mivel a vizsgált taxonok mindegyike evolúciós léptékben egyazon időben voltak mintázva; a fosszília kalibrációs pontként szolgált). A mutációs ráta prior log-normális eloszlás alapján lett becsülve, ahol a paraméterek a három gén esetében az alábbiak voltak: átlag: 8.0×10^{-4} szubsztitúció/bázis/millió év valós térben, offset: 0; a szórás paramétert (szigma) mindhárom lókuszt esetében gamma eloszlásfüggvénnyel becsültem (hiperparaméter) 5,0 alfa érték, 0,05 béta érték („ShapeScale” mód alkalmazásával) és 0 offset érték mellett. Az eloszlásfüggvények mintázását végző „Markov chain Monte Carlo” (MCMC) analízis 10 millió generációval futott, amelyből minden 1000 fa lett megmintázva. A különböző paraméterek poszterior effektív minta méretét („effective sample size”, ESS) Tracer v1.7.2. programmal ellenőriztem (Rambaut *et al.* 2018). A megmintázott fák kezdeti 10%-ának elhagyása után (burn-in) a „Maximum Clade Credibility” (MCC) kronogrammot a TreeAnnotator 2.7.5. (BEAST programsomag) verziójával készítettem.

3.4 Ökológiai és bioklimatikus vizsgálatok módszerei

3.4.1 Háttér adatok gyűjtéséhez felhasznált adatbázisok

A termőhelyeknek, illetve a gazdanövényeknek a *Chroogomphus* nemzetség elterjedési mintázataira gyakorolt hatásának vizsgálatához nyilvános, illetve adatigényléssel elérhető adatbázisokat használtam. A talajtani paraméterek nagy részét a Soilgrids 2.0 (Poggio *et al.* 2021) adatbázisból értem el, ahol a gyűjtési helyszínek GPS koordinátáinak megfelelő 250 × 250 m-es cellák adatait használtam fel (**M9. melléklet**). Az Országos Erdőállomány Adattár (Nemzeti Földügyi Központ) nyilvánosan (<https://erdoterkep.nebih.gov.hu/>), illetve adatszolgáltatás révén elérhető talajtani, klimatikus, topográfiai és erdőgazdálkodási adatait is felhasználtam a GPS koordinátáknak megfelelő erdőrészek szemlemásolatai alapján (**M6., M10., M9. melléklet**; Tobisch és Kottek 2013).

3.4.2 Statisztikai módszerek

A metrikus (folytonos) talajtani és klimatikus változóknak (**M9. melléklet**) az egyes *Chroogomphus* fajok elterjedési mintázataira gyakorolt hatásainak vizsgálatához egyutas varianciaanalízist végeztem (ANOVA), ahol a magyarázó változó (vizsgált fajok) három faktorszintű volt ('rutilus', 'mediterraneus' és 'helveticus'; mivel a *Chroogomphus subfulmineus* fajból egyetlen termőtestet gyűjtöttünk, így azt nem vontuk be az elemzésekbe). Az adatok normáleloszlását a Shapiro-Wilk teszttel ellenőriztem ($p > 0,05$); amennyiben a teszt alapján az adatok normalitása nem teljesült, úgy a normalitásvizsgálatot sorban a ferdeség és a csúcsosság vizsgálatával, majd a D'Agostino teszttel ($p > 0,001$) végeztem el (Tabachnick és Fidell 2007). A normális eloszlás további biztosítására, a heteroszkedasztikus csökkentésére egyes változóknál Box-Cox transzformációt (Box és Cox 1964) alkalmaztam (**24. ábra, M13. melléklet**). A hibatagok szóráshomogenitását a Levene-teszt alapján fogadtam el ($p > 0,05$). Utóbbi eredményeitől függően a fajok közötti páronkénti összehasonlításokat az egyes változók esetében Tukey-féle HSD (szóráshomogenitás nem sérül), vagy Games-Howell (szóráshomogenitás sérül) post-hoc teszttel végeztem el. Csak azoknál a talajtani és klimatikus változóknál készültek az eredményeket bemutató oszlopdiagrammok, amelyeknek szignifikáns hatása volt a *Chroogomphus* fajok előfordulásaira (**24. ábra**). Az egyes változók ANOVA vizsgálatainak eredményei az **M13. mellékletben** vannak feltüntetve.

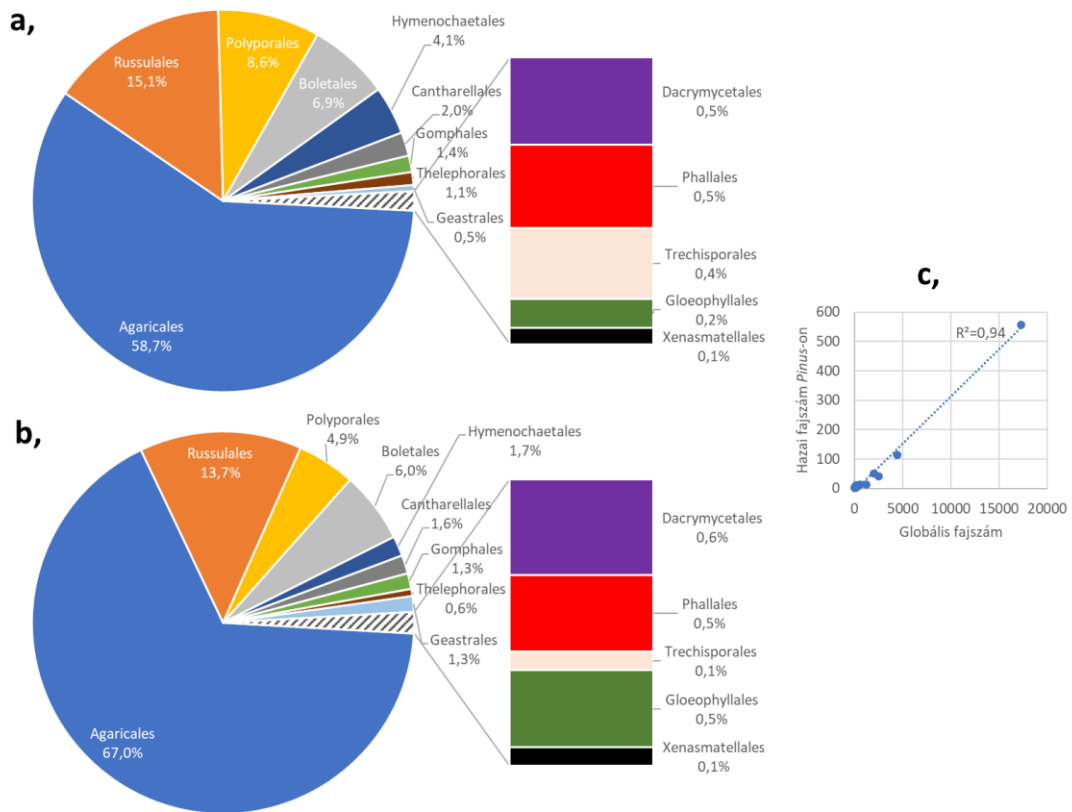
A kategorikus (nem metrikus, diszkrét) változók közötti összefüggéseket (asszociációt) kereszttábla-elemzéssel vizsgáltam. A kontingenciatáblázatok egyszerű szerkezete miatt (a sorok és oszlopok száma alacsony) Fischer-féle egzakt próbát (Fischer 1922) alkalmaztam az egyes kategorikus változók és a vizsgált *Chroogomphus* fajok közötti szignifikáns asszociáció tesztelésére. Azokban az esetekben készültek a gyakoriságokból oszlopdiagramok, amikor az adott kategorikus változó és a vizsgált fajok között szignifikáns asszociáció ($p < 0,05$ esetén) volt tapasztalható (**23. ábra**). Az egyes változók Fischer-féle tesztjeinek eredményei az **M14. mellékletben** olvashatók. A statisztikai vizsgálatokat az R 4.3.0 program 'base' és 'stats' alapsomagjaival, valamint a 'car' és 'multcomp' csomagokkal végeztem el.

4. EREDMÉNYEK ÉS ÉRTÉKELÉSÜK

4.1. A magyarországi természet szerű és telepített *Pinus* fenyvesek eddig ismert bazídiumos gombadiverzitása

4.1.1. A magyarországi fenyvesek bazídiumos gombáinak eddig ismert fajlistája, valamint az egyes csoportok gazdanövény- és társuláspreferenciája szakirodalmi adatok alapján

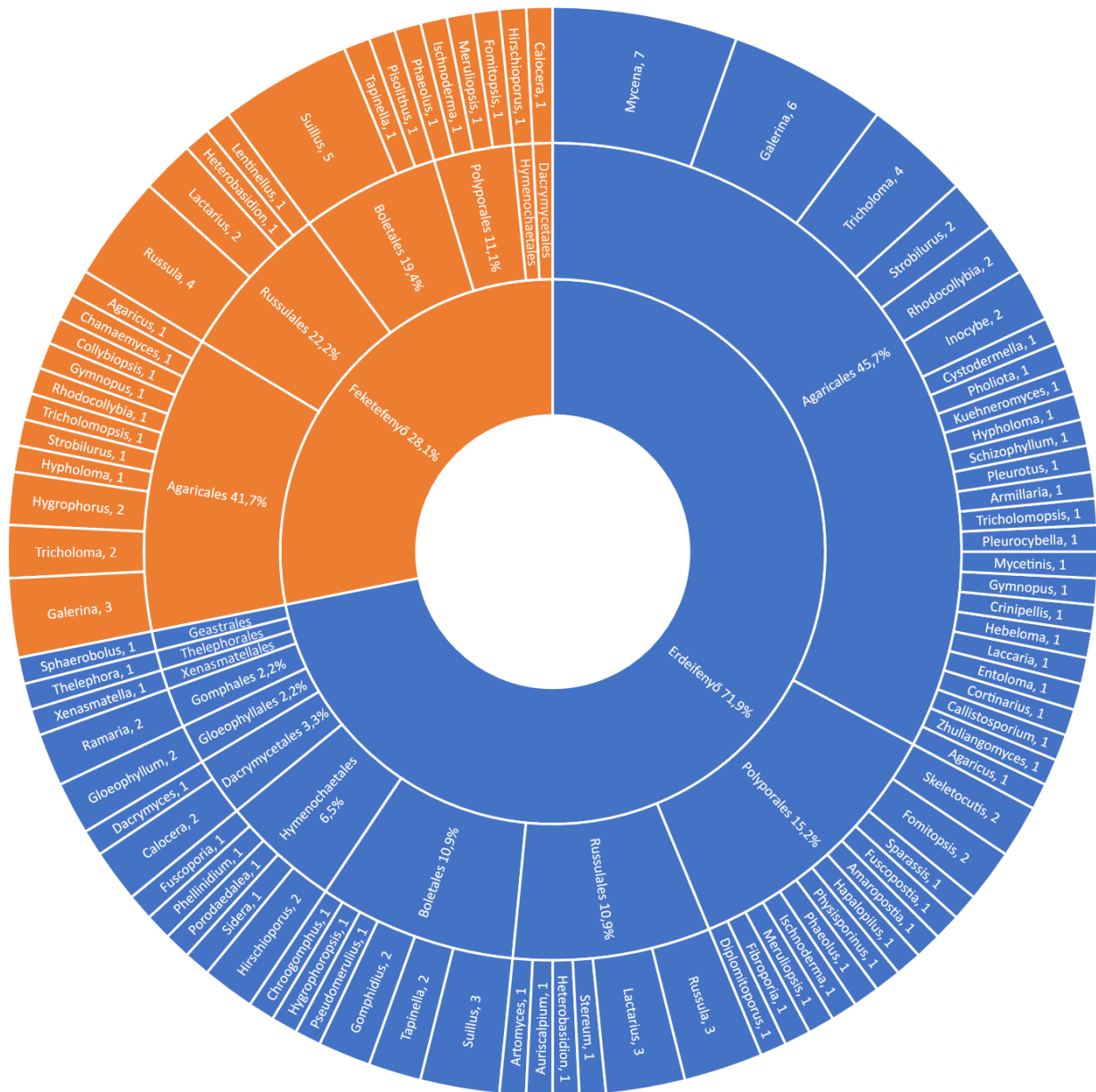
Magyarországon az eddig publikált, áttekintett szakirodalmi adatok alapján összesen 14 bazídiumos gombarendnek 93 családjába és 249 nemzetségébe tartozó 811 faja és 16 faj alatti taxonja (változat, forma) fordult elő *Pinus*-okhoz köthető társulástípusokban, illetve *Pinus*-hoz kötődően (M5. melléklet). Ezek közül összesen 11 bazídiumos gombarendnek 57 családjába és 85 nemzetségébe tartozó 137 faja fordult elő bizonyíthatóan a *Pinus* gazdanövény csoport egyedeihez kötődően, illetve azok szubsztrátumán (M5. melléklet). Ezekből 108 gombafajt regisztráltak erdei-, és/vagy feketefenyőn (M5. melléklet), amelyekből 92 esetben erdeifenyő (az összes ilyen gyűjtés 71,9%-a) és 36 esetben feketefenyő (az összes ilyen gyűjtés 28,1%-a) volt a gazdanövény (5. ábra). Ezen felül három esetben számolnak be a szakirodalmak az öttűs simafenyőn (*Pinus strobus*) előforduló bazídiumos fajokról; 26 előfordulás esetében pedig a vonatkozó szakirodalmak nem taglalták a kéttűs gazdanövény fajtát (*Pinus* sp.; M5. melléklet). Mindkét kéttűs *Pinus* fajon az *Agaricales* rendbe tartozó taxonok fordultak elő a legnagyobb arányban (erdeifenyő és feketefenyő esetében a gyűjtések 45,7 és 41,7%-a), amelyeket sorban a *Russulales* (10,9 és 22,2%), *Boletales* (10,9 és 19,4%), *Polyporales* (15,2 és 11,1%) és *Hymenochaetales* (6,5 és 2,8%) rendek követnek. A gyakran sajátos termőtestmorfológiával (pl. angiokarp, klavaroid, koralloid, hidnoid, kantarelloid) jellemezhető *Dacrymycetales*, *Gloeophyllales*, *Gomphales*, *Geastrales*, *Thelephorales* és a *Xenamatellales* rendek esetében csoportonként 1–3 faj képviseltette magát valamelyik gazdanövényhez kapcsolódóan (5. ábra). Amennyiben a teljes magyarországi fajlistát vesszük figyelembe, az egyes rendekben regisztrált bazídiumos fajok száma az eddig a tudományban ismert rendenkénti fajszámokat tükrözik, azzal arányosak (4. ábra). A He *et al.* (2019), valamint Liu *et al.* (2023a) által publikált globális szintű mikológiai rendszerező tanulmányokban ismertetett és a jelen áttekintő vizsgálat során regisztrált rendenkénti fajszámok lineáris regressziós összevetése alapján nagyfokú összefüggés tapasztalható a megfigyelési egységek (rendek fajszámai) között [$r^2=0,940$; a modellre vonatkozó ANOVA F értéke 172,37 (Sig.<0,001)]. Így kijelenthető, hogy a magyarországi fenyvesek fungájának összetétele, az egyes csoportok kutatottsága jól reprezentálja az érintett rendek globális szintű mennyiségi arányait (4. ábra).



4. ábra. 14 bazídiumos gombarend globálisan (a,) és a magyarországi *Pinus* fenyvesekben (b,) megfigyelt fajszámainak százalékos összevetése, illetve a kettő közötti összefüggés (c.). Az egyes rendek globális fajszámaira vonatkozó adatai He *et al.* (2019), valamint Liu *et al.* (2023a) tanulmányaiból származnak.

A Magyarországról jelzett *Pinus*-on előforduló taxonok nagy része alapvetően szaprotróf életmódú. Ezek között van példa talajlakó-avarbontó taxonokra (pl. *Rhodocollybia*), ugyanakkor a lignikol (pl. *Galerina*, *Skeletocutis*, *Fomitopsis*, *Tapinella*, *Hirschporus*, *Calocera*, *Gloeophyllum*, *Porodaedalea*), a tobozon növény (pl. *Strobilurus*, *Auriscalpium*) és a szaprotróf funkcionális csoportokba vegyesen besorolható (pl. *Mycena*, *Gymnopus*, *Hygrophoropsis*) nemzetségek és fajok képviselői kerültek elő dominánsan *Pinus*-ról, amelyek életmódjából adódóan egyértelműen azonosítható a gazdanövény. Több, gyakran fenyőpartnerekkel jellemezhető mikorrhizás nemzetség és faj képviselőit is *Pinus* alól említik az áttekintett szakirodalmak szerzői; ilyenek például a *Tricholoma*, *Inocybe*, *Hebeloma*, *Cortinarius*, *Russula*, *Lactarius*, *Suillus*, *Chroogomphus*, *Hygrophorus* (5. ábra). A Magyarországon gyakran jellemző lombegyes fenyves állományokban azonosított számos további mikorrhizás faj (pl. *Cortinarius mucosus*, *C. causticus*, *Inocybe sambucina*, *Lactarius hepaticus*; M5. melléklet, 7. ábra, 8. ábra) *Pinus*-hoz való közvetlen kapcsolódását nem említik a szerzők a gazdanövények pontos beazonosíthatóságának hiányában (az áttekintett hazai szakirodalmakban gyakran csak az asszociáció típusát jelölik, a gazdanövényt nem; pl. *Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris*,

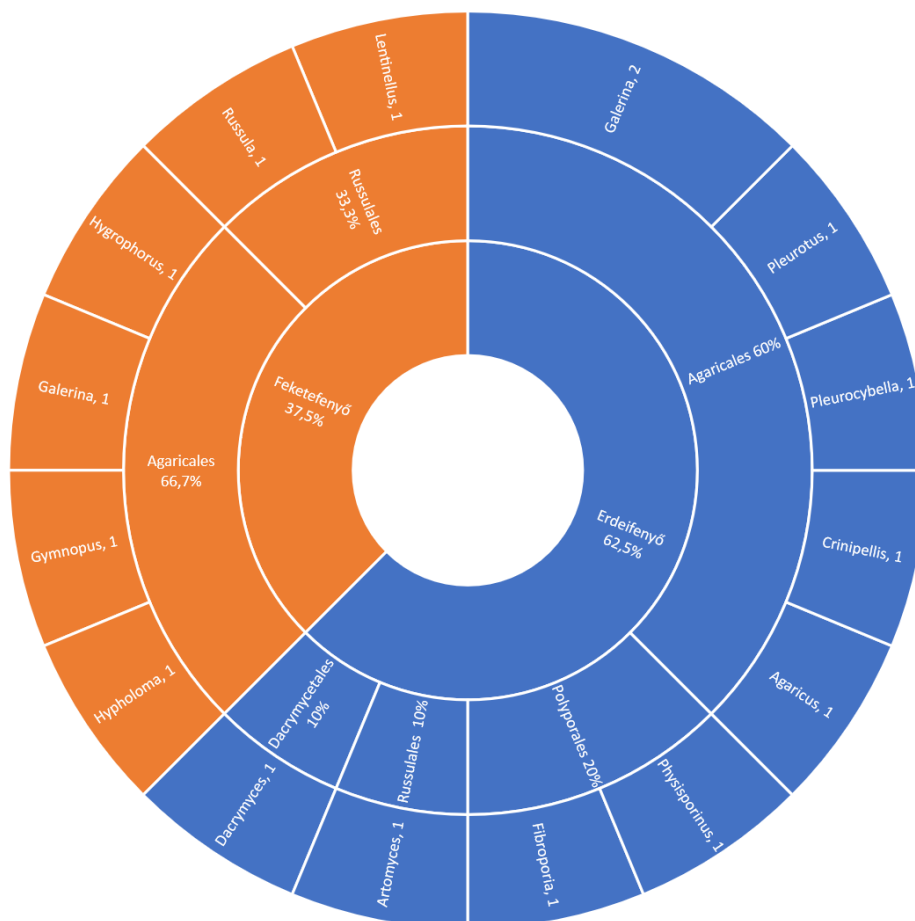
Pinetum cultum, stb.; lásd pl. Babos 1989, Rimóczi 1994, Nagy és Gorliczai 2007, Koszka 2011). Hasonló okokra vezethető vissza a kizárólagosan avarbontó szaprotróf nemzetségek alulreprezentáltsága is (vegyes lomb- és tűlevelűekben történt megfigyelések; lásd pl. Siller *et al.* 2013).



5. ábra. Erdifejnyő és feketefejnyő alól, illetve azok szubsztrátumáról gyűjtött és a magyarországi szakirodalomban publikált bazidiomos taxonok a gazdanövény, rend és nemzetség viszonylatában. A nemzetségek után feltüntetett számok az adott nemzetségből gyűjtött fajok számát jelölik; a feltüntetést nélkülöző rendek esetében 1% alatti a százalékos részesedés. Az áttekintett szakirodalmakat az **M5. melléklet** tartalmazza.

Egyes esetekben az áttekintett szakirodalomban a kéttűs gazdanövényekről gyűjtött fajokat nem jelezték további *Pinus*-asszociációtípusokból Magyarországon, kizárólag az adott *Pinus* faj szubsztrátumáról, és esetlegesen egyéb nem *Pinus* gazdanövényekről (**6. ábra**). Alapvetően olyan

fabontó, lignikol (pl. *Dacrymyces stillatus*, *Fibroporia vailantii*, *Galerina camerina*, *Hypholoma marginatum*, *Lentinellus castoreus*, *Pleurocybella porrigens*, *Pleurotus pulmonarius*, *Physisporinus sanguinolentus*) és vegyes funkcionális besorolású (pl. *Crinipellis scabella*, *Gymnopus erythropus*) fajok és nemzetségek képviselőit regisztrálták ilyen formában, amelyeknél egyrészt 1) az életmódjukból (funkcionális csoport) adódóan egyértelműen azonosítható a gazdanövény, másrészt pedig 2) vagy alapvetően lombos, esetleg lágyszárú fajokon fordulnak elő (pl. *Crinipellis scabella*, *Lentinellus castoreus*, *Pleurotus pulmonarius*) vagy veszélyeztetettek\eltűntek a magyar fungából (pl. *Artomyces pyxidatus*, *Pleurocybella porrigens*), vagy az elmúlt 20 év során azonosították őket megbízhatóan Magyarországról (pl. *Galerina camerina*). Egyes esetekben mohához kötött (pl. *Galerina vittiformis*), vagy talajlakó-fabontó (pl. *Gymnopus erythropus*) fajokat gyűjtöttek a két *Pinus* gazdanövény egyedei alatt, illetve mikorrhizás gombák esetében is egyes fajokat *Pinus*-hoz kötődően jeleztek (pl. *Hygrophorus mesotephrus*, *Russula atrorubens*).

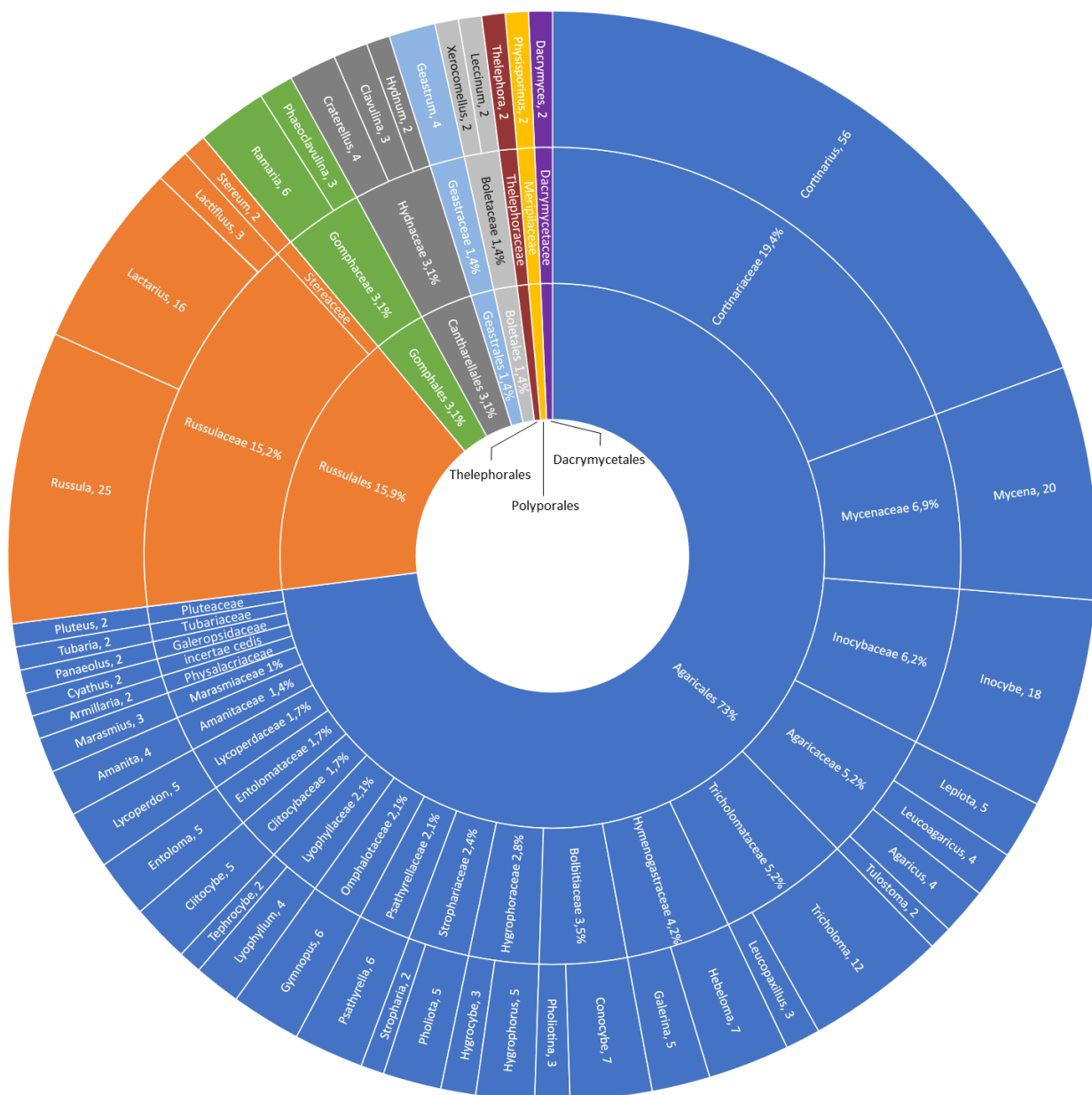


6. ábra. Erdifejnyő és feketefenyő alól, illetve azok szubsztrátumáról gyűjtött és a magyarországi szakirodalomban publikált bazídiomos taxonok a gazdanövény, rend és nemzetség viszonylatában, ahol *Pinus* asszociációtípusokat nem közöltek gyűjtési helyszíneként. A nemzetségek után feltüntetett számok az adott nemzetségből gyűjtött fajok számát jelölik. Az áttekintett szakirodalmakat az **M5. melléklet** tartalmazza.

Amennyiben azokat a szakirodalmi adatokat vesszük figyelembe, amikor az egyes bazídiumos gombataxonok előfordulásait kizárólag erdeifenyő-szubsztrátumról, erdeifenyőhöz kapcsolódóan, illetve erdeifenyves asszociáció szinten jelzik a potenciális *Pinus* fajok közül, akkor összesen 13 rendnek 69 családjába és 129 nemzetségébe tartozó 372 fajt lehet elkülöníteni (**M5. melléklet**). Amennyiben azon nemzetségeket összegezzük így, ahol legalább két fajt jeleztek erdeifenyőhöz kötődően, illetve erdeifenyves asszociációkból (és más *Pinus* fajok társulásaiból nem), úgy összesen kilenc rendnek 30 családjába tartozó 46 nemzetséget lehet elkülöníteni, ahol az erdeifenyves társulástípusokra is kiterjedő előfordulások több fajt érintettek (**7. ábra**). Összevetve az erdeifenyőről történt közvetlen (faanyagról, tűlevélavarról, tobozokról, illetve élő fák alatti) gyűjtésekkel (**5. ábra**) egyrészt 1) egyes nem talajlakó szaprotróf nemzetségek nagyobb fajszámmal reprezentáltak, amennyiben az egyes fajok esetében az erdeifenyves asszociációtípusokat is figyelembe vesszük (pl. *Mycena*, *Pholiota*, *Psathyrella*); továbbá 2) egyes, főleg lignikol csoportokat magában foglaló rendek nem, vagy nagyon kis számban képviseltek (pl. *Gloeophyllales*, *Hymenochaetales*, *Polyporales*); 3) a talajlakó nemzetségek sokkal nagyobb fajszámmal jelennek meg (pl. *Agaricus*, *Conocybe*, *Geastrum*, *Lepiota*, *Leucoagaricus*), 4) egyes vegyes szaprotróf funkcionális besorolású nemzetségek is nagyobb arányban reprezentáltak (pl. *Gymnopus*, *Lycoperdon*), illetve 5) a mikorrhizás (pl. *Amanita*, *Clavulina*, *Cortinarius*, *Hebeloma*, *Hygrophorus*, *Inocybe*, *Lactarius*, *Russula*, *Ramaria*, *Tricholoma*) és feltételezett-vegyes mikorrhizás (pl. *Entoloma*, *Lyophyllum*) nemzetségek is jelentősen nagyobb számban vannak jelen (**7. ábra**).

A talajlakó fajok nagyobb mértékű megjelenése az általánosan a gazdanövénytől való független életmóddal magyarázható (pl. *Pholiotina aporos*, *Lepiota ignivolvata*, *Leucoagaricus sericifer*). Az alapvetően lignikol ökológiájú fajokat magában foglaló rendek (*Gloeophyllales*, *Hymenochaetales*, *Polyporales*) esetében az életmódból következően jól dokumentált gazdanövények miatt alacsonyabb azon bazídiumos taxonok száma, amelyeknél csak a lelőhely asszociációját jelezték (pl. *Cyanosporus caesius*, *Hymenochaete rubiginosa*, *Hyphodontia arguta*). A többi szaprotróf ökológiájú nemzetségnél összetett okokra vezethető vissza a megfigyelések magasabb száma: 1) az avarbontók esetében a lomb-és tűlevélavarban egyaránt előforduló taxonok jelenléte (pl. *Clitocybe ditopa*, *C. odora*, *Mycena amicta*); 2) az alapvetően lombavaron előforduló fajok lombelegyes, vagy ismeretlen elegyedésű erdeifenyvesekben való (pl. *Gymnopus aquosus*, *G. hariolorum*, *Mycena capillaris*), illetve 3) a lágyszárú szubsztrátumon növényes taxonok fenyvesaljnövényzetben való megjelenése (pl. *Mycena chlorantha*), valamint 4) az alapvetően fenyőtűn növényes taxonok esetében az asszociációtípus dokumentálása és a gazdanövény feltüntetésének mellőzése (pl. *Mycena clavicularis*). Utóbbi eset az alapvetően nyitvatermő szubsztrátumon növényes lignikol fajok esetében is jellemző (pl. *Connopus acervatus*, *Pholiota*

flammans), ugyanakkor lombos gazdanövények fás részein (pl. *Cerioporus squamosus*, *Gymnopus brassicolens*, *Mycena vitilis*), illetve lombos -és nyitvatermő faanyagon egyaránt megjelenő (pl. *Porpomyces mucidus*, *Lentinellus ursinus*, *Physisporinus vitreus*) fajok is előkerültek ismeretlen elegyedésű, illetve lombelegyes erdeifenyő állományokból. Az ektomikorrhizas nemzetségek esetében gyakori, hogy egyértelműen *Pinus*-hoz kötődő fajokat jeleztek erdeifenyves társulástípusokból, nem utalva a gazdanövényvel való közvetlen kapcsolatra (pl. *Cortinarius mucosus*, *Inocybe sambucina*, *Lactarius hepaticus*, *L. quieticolor*, *Cortinarius causticus*, *Tricholoma arvernense*). Ugyanakkor sok esetben lombhullató partnerekkel rendelkező ektomikorrhizas fajokat (pl. *Amanita argentea*, *Inocybe hirtella*, *Russula chloroides*, *R. amoenolens*) is listáznak a magyar szakirodalmak olyan társulástípusokban, amelyekben a *Pinus* nemzetség elegyfajként (pl. bükkös-erdeifenyves, tölgyes-erdeifenyves, fenyőelegyes gyertyános-kocsánytalan tölgyes stb.), illetve akár nagy elegyarányú asszociációk részeként (pl. *Pinetum sylvestris cultum*) jelenik meg. Egyes feltételezhetően vagy bizonyítottan parazita életformájú bazídiumos fajokat is asszociáció szinten jeleztek az áttekintett, vonatkozó szakirodalomban, a fent jelzett okokra visszavezethetően (**7. ábra**, **M5. melléklet**).



7. ábra. Erdeifenyőhöz kötődő és erdeifenyves társulástípusokban gyűjtött, a magyarországi szakirodalomban más *Pinus* faj társulásaiból nem publikált bazídiomos taxonok a rend, család és nemzetség viszonylatában, ahol legalább két faj került elő egy nemzetségből. A nemzetségek után feltüntetett számok az adott nemzetségből gyűjtött fajok számát jelölik; a feltüntetést nélkülöző rendek és családok esetében 1% alatti a százalékos részesedés. Az áttekintett szakirodalmakat az **M5. melléklet** tartalmazza.

A kizárólag feketefenyő gazdanövényt, illetve feketefenyves asszociációkban történt megfigyeléseket említő szakirodalmak alapján összesen öt rendnek 25 családjába és 38 nemzetségébe tartozó 48 bazídiomos gombafaját lehet azonosítani, amelyeket más *Pinus*-fajok társulásaiból nem jeleztek (**M5. melléklet**). Azon nemzetségeket összegezve, ahol legalább két fajt jeleztek ilyen módon feketefenyőhöz kötődően, illetve feketefenyves asszociációkból (és más

Pinus fajok társulásaiból nem), összesen 14 fajt lehet elkülöníteni, amelyek rendszertani szempontból két rend négy családjába és négy nemzetségébe tartoznak (**8. ábra**).

A kevés számú, eddig csak feketefenyőről és/vagy feketefenyves társulásokból jelzett nemzetségek közül kimagasló arányban az ektomikorrhizás *Inocybe* s.l. gombanemzetség fajait regisztráltak Magyarországon (pl. *Inocybe fibrosa*, *I. inodora*), amelyek mindegyikét vagy lombelegyes vagy ismeretlen elegyedésű feketefenyves kultúrerdőben azonosították (**M5. melléklet, 8. ábra**). Az *Inocybe* nemzetség nagyarányú diverzitását más tájidegen *Pinus* ültetvényekben is tapasztalták, amely jelentősen nagyobb fajszámmal tud hozzájárulni a fenyvesek gombadiverzitásához, mint a helyben természet szerű lombhullató társulások esetében (Sarrionandia *et al.* 2015). A magyarországi feketefenyvesekből jelzett fajok egy része alapvetően vegyesen fordul elő lombos- és tűlevelű társulásokban (pl. *I. javorkae*, *I. langei*), valamint van példa lombos partnerekhez kapcsolt (pl. *I. muricellata*), illetve a típusanyag hiányából fakadó, bizonytalan taxonómiai helyzetű fajokra is (pl. *I. fibrosa*, lásd Kuyper 1985, Kobayashi 2005). További három fajjal képviselteti magát a szintén ektomikorrhizás *Russula* nemzetség (*Russula atrorubens*, *R. consobrina* és *R. veteriosa*), melyekből a *R. atrorubens* és *R. consobrina* alapvetően nyitvatermőkhöz, míg a *R. veteriosa* lombhullató fajokhoz kötődik. Ezen felül még a szaprotróf *Agaricus* nemzetség (*Agaricus annae*, *A. campestris*), illetve a *Galerina* nemzetség (*Galerina hypnorum*, *G. vittiformis*) két-két fajt is eddig csak feketefenyvesekből gyűjtötték, erdeifenyvesből nem. A *Pinus* fajok közül a feketefenyvesekre korlátozódó alacsony számú előfordulást ellensúlyozza a tény, hogy összesen 272 bazídiumos gombfajt gyűjtöttek vagy kizárólag feketefenyvesből vagy vegyes feketefenyves-erdeifenyves telepítésekéből, illetve mindkét gazdanövény állományaiból (**M5. melléklet**). A fentiek okai lehetnek: 1) az alacsony szintű fajspecifitás az egyes bazídiumos taxonok esetében (az egyes gombafajok gazdanövény nemzetségekhez kötődnek vagy generalisták); 2) a telepített feketefenyves társulások alacsony diverzitása a telepített és természetközeli erdeifenyves társulásokéhoz képest; illetve 3) a magyarországi feketefenyvesek, illetve feketefenyő elegyes társulások fungisztikai alulkutatottsága.

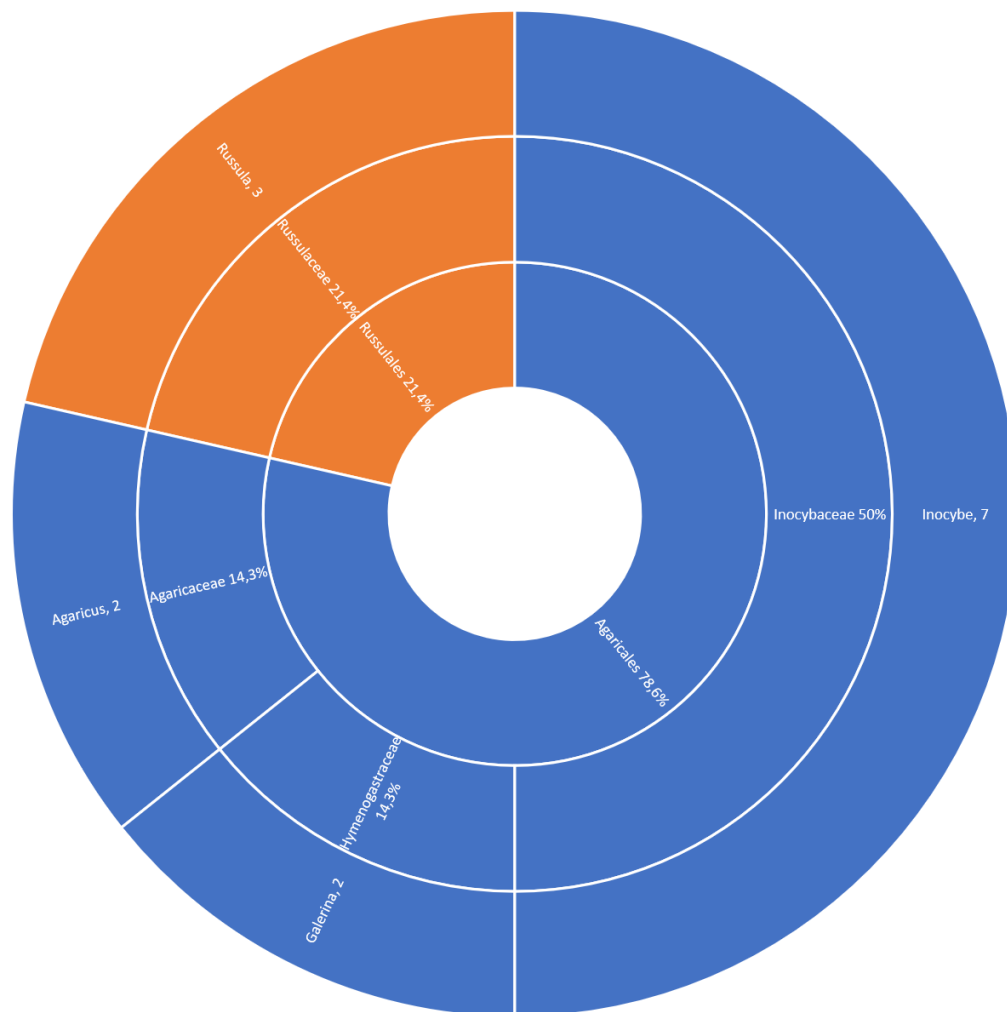
Az első feltételezést alátámasztja, hogy mind a morfológiai alapú, mind a molekuláris módszerek eredményeit is beépítő áttekintő monográfiák általában nemzetség szinten jelzik az egyes szaprotróf és ektomikorrhizás fajok szubsztrátum- és gazdanövény-preferenciáit (lásd pl. Ryvarden és Melo 2017, Læssøe és Petersen 2019). Ugyanakkor alnemzetség-szinten specializálódott gombataxonok is ismertek; *Pinus*-hoz kötődő ektomikorrhizás csoportok (pl. *Suillus spraguei* – *Pinus* subgenus *Strobilus*; *Chroogomphus rutilus*, *Suillus bovinus* – *Pinus* subgenus *Pinus*) esetében tapasztalható például ilyen jelenség (Liao *et al.* 2016, Scambler *et al.* 2018, Zhang *et al.* 2022). Bár egyes bazídiumos fajok esetében arra is van példa (pl. *Onnia kesiya*,

Porodaedalea kesiyae, *P. yunnanensis*, *Rhizopogon salebrosus*), hogy csak egy-egy *Pinus* fajt közöltek, vagy feltételeznek gazdanövényként (Kohout *et al.* 2011, Zhou és Wu 2018, Wu *et al.* 2019), ezen taxonok ritka kivételt képeznek és a közelmúltban leírt bazídiumos fajok esetében a későbbi áttekintő tanulmányok már nemzetség szinten generalizálják a gazdanövények körét (pl. Wu *et al.* 2022). Mindezek felül az ugyanazon gombafajok által kolonizált gazdanövények körét és a kolonizáció mértékét jelentősen befolyásolhatja a térben rendelkezésre álló potenciális gazdanövények filogenetikai és biogeográfiai jellemzői (Sugiyama és Sato 2024), abiotikus (Merges *et al.* 2018) és biotikus faktorok (Kohout *et al.* 2011), a gazdanövény-társulások topográfiai helyzete (Merges *et al.* 2018), illetve az őshonos és tájidegen gombafajok esetében a rendelkezésre álló kompatibilis, akár tájidegen partnernövények és szubsztrátumok jelenléte és összetétele (Johnston 2010, Wolfe és Pringle 2012).

A második esetet alátámaszthatja a tény (amennyiben a diverzitást a fajsám alapú, arra korlátozódó spektrumon vizsgáljuk), hogy összesen 655 bazídiumos gombafajt jeleztek az áttekintett szakirodalomban vagy kizárólag erdeifenyvesekből, vagy erdeifenyvesekből és feketefenyvesekből egyaránt; ezekből pedig a már fent említett 372 faj fordult elő kizárólag erdeifenyvesekben, illetve erdeifenyőhöz kötődően. E két szám megközelítőleg 2,5-szerese és nyolcszorosa a feketefenyő esetében feltüntetett hasonló vonatkozású számoknak. A **2.1.2. fejezetben** idézett munkákban is több esetben mutattak rá a tájidegen *Pinus* ültetvények szegényesebb gombaközösségeire, azok gyenge közösségi struktúráira, illetve eltérő ökológiai struktúrájára. E telepített állományokban nagy gyakorisággal generalista, társulásközömbös gombataxonok fordulnak elő (Rudolf 2013, Sarrionandia *et al.* 2015, Ning *et al.* 2021), ahol egyes funkcionális csoportok nagymértékű alulreprezentáltsága (pl. xilofágok, barnakorhasztók), egyesek dominanciája (pl. mikorrhizások, talajlakó szaprotrófok) is jellemző lehet (Pál-Fám 2011, Edman és Fällström 2013, Rudolf 2013). Ugyanakkor az eredeti lombos társulásalkotó fajokkal alkotott elegyes telepítéseket akár kedvező közösségi struktúra is jellemezheti (Pál-Fám 2011, Sarrionandia *et al.* 2015), illetve vörös listás fajok (Rimóczi *et al.* 1999) előfordulásai is tapasztalhatók feketefenyvesekben (pl. *Calvatia candida*, *Entoloma sericeum*, *Hebeloma laterinum*, *Inocybe javorkae*, *Russula torulosa*). Ezen törvényszerűségek jellemzik a szintetizált szakirodalmi adatokat is a magyarországi telepített feketefenyvesek vonatkozásában (**5. ábra, 8. ábra, M5. melléklet**).

Ugyanakkor a magyarországi feketefenyves társulások relatív alulkutatottsága is jelentős tényező: az áttekintett szakirodalmak legnagyobb része bár vegyesen tartalmaz erdeifenyvesekből és feketefenyvesekből közölt adatokat (összesen 16; pl. Babos 1989, Rimóczi 1994, Pál-Fám 2001), ugyanakkor a feketefenyvesek fungáját célzottan vizsgáló tanulmányok gyakorlatilag Konecsni (1967) munkájára korlátozódnak, míg az erdeifenyves társulásokban folytatott

vizsgálatokra számos példa (összesen 9; pl. Nagy 2004, Rudolf *et al.* 2008, Siller *et al.* 2013) hozható fel (M4. melléklet, M5. melléklet).



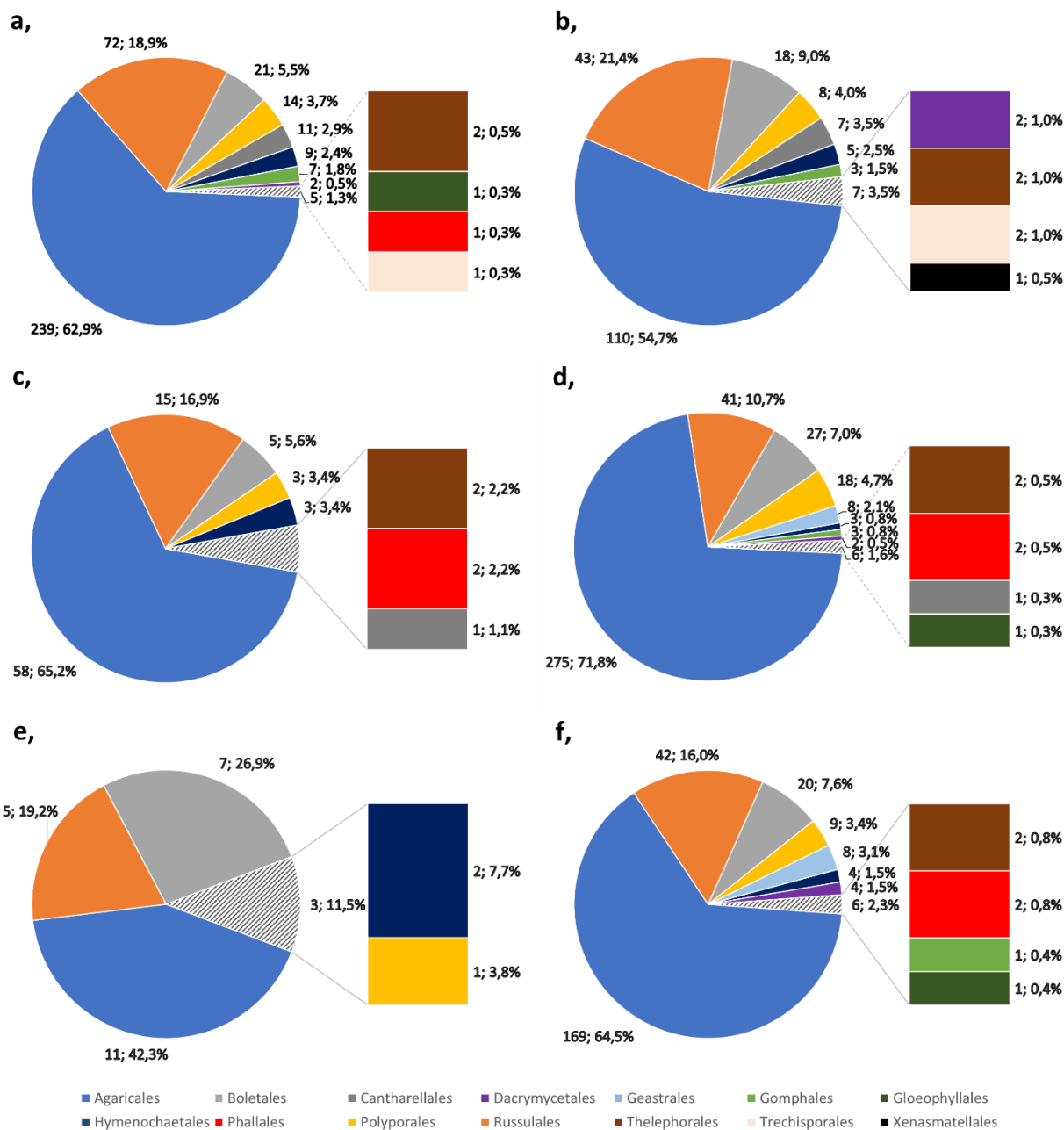
8. ábra. Feketefenyőhöz kötődő és feketefenyves társulástípusokban gyűjtött, a magyarországi szakirodalomban más *Pinus* faj társulásaiból nem publikált bazídiumos taxonok a rend, család és nemzetség viszonylatában, ahol legalább két faj került elő egy nemzetségből. A nemzetségek után feltüntetett számok az adott nemzetségből gyűjtött fajok számát jelölik. Az áttekintett szakirodalmakat az M5. melléklet tartalmazza.

4.1.2. A magyarországi szakirodalmakban jelzett és fenyvesekben gyűjtött bazídiumos taxonok erdőtermészetesség szerinti megoszlása

Az Erdőtörvényben rögzített és általam kiegészített erdőtermészetességi kategóriáknak gyűjtési helyszínek és a gyűjtött taxonok szerinti eloszlását vizsgálva elmondható, hogy az összes, a törvényben foglalt természetességi állapotú *Pinus* erdőkből vannak publikált hazai adatok. Az *Agaricales* és a *Russulales* rendekbe tartozó taxonok fordultak elő a legnagyobb arányban a különböző erdőtermészetességű, a szakirodalmakban jelzett gyűjtési helyszíneken, mindig meghaladva a 65%-os közös részesedést (9. a–d, ábra, M5. melléklet). Emellett a feltételezhetően

kultúrerdő, illetve feltételezhetően természetszerű besorolású állományokban gyűjtött *Agaricales* és *Russulales* fajok közös részesedése is meghaladja a 80%-ot és a 61%-ot (**9. e, f, ábra, M5. melléklet**). Az *Agaricales* rend képviselői legnagyobb arányban a kultúrerdő állományokból (71,8%, **9. d, ábra**), legkisebb arányban a származékerdő (54,7%, **9. b, ábra**) és természetszerű erdő (62,9%, **9. a, ábra**) besorolású erdőkben kerültek elő, míg a *Russulales* rendbe tartozó fajok legnagyobb arányban származékerdőkben (21,4%, **9. b, ábra**) és természetszerű erdőkben (18,9%, **9. a, ábra**), illetve legkisebb arányban kultúrerdőkben fordultak elő (10,7%, **9. d, ábra**). Az *Agaricales* rendben az *Inocybe* (23 faj), *Cortinarius* (23 faj), *Tricholoma* (17 faj), *Agaricus* (12 faj) és *Mycena* (14 faj) nemzetségek fajai kerültek elő fajsúlyosan kultúrerdőkben. Az erdőgazdálkodással érintett *Pinus* állományokban Magyarországon kívül is nagy egyedsűrűséggel fordulhatnak elő a mikorrhizás *Inocybe*, *Cortinarius* és *Tricholoma* nemzetség képviselői újratelepített (Yamada és Katsuya 2001), erdőtűzzel sújtott (Visser 1995), tájidegen fafajokkal jellemezhető (Dunstan *et al.* 1998) területeken. A *Russulales* rendben a legtöbb fajt számláló *Russulaceae* családnak két ektomikorrhizás nemzetségét, a *Lactarius* (23 faj természetes, 10 faj származékerdőből) és *Russula* (38 faj természetes, 24 faj származékerdőből) fajok zömét jellemzően az őrségi lombelegyes erdeifenyvesekből, illetve a *Pino-Quercion* csoport két természetes társulástípusából (*Genisto nervatae-Pinetum*, *Aulacomnio-Pinetum*) gyűjtötték (Babos 1989, Rimóczi 1994, Siller *et al.* 2013). E két nemzetség több, Magyarországról is jelzett képviselője (pl. *Lactarius subdulcis*, *Russula lutea*, *R. raoultii*) Európa más öregerdeiben is jellemzően előfordul, míg a velük szomszédos telepített állományokból kisebb abundanciával, vagy nem fordulnak elő (Spake *et al.* 2016). Egyéb, természetesen újuló *Pinus* állományokban is gyakori a fenti két nemzetség Magyarországról is regisztrált fajainak (pl. *Lactarius subdulcis*, *Russula amoenolens*, *R. ochroleuca*, *R. paludosa*) nagy egyedsűrűségben való előfordulása (Gardes és Bruns 1996, Jonsson *et al.* 1999, Peay *et al.* 2007, Nieto és Carbone 2009, Tóth és Barta 2010).

A *Boletales* és a *Polyporales* rendek képviselői külön-külön 3–9% közötti arányban kerültek elő a különböző természetességű gyűjtési helyszínekről (**9. a–d, ábra**). A *Boletales* rend képviselői a származékerdőkben (9,0%, **9. b, ábra**), míg a *Polyporales* rend képviselői a kultúrerdőkben (4,7%, **9. d, ábra**) reprezentáltak a legnagyobb arányban. A *Boletales* rendbe tartozó *Boletus*, *Paxillus*, *Suillus*, *Xerocomellus* nemzetségek egyes Magyarországról is gyűjtött képviselőit (pl. *Boletus edulis*, *Suillus variegatus*, *Paxillus involutus*, *Xerocomellus chrysenteron*) más országokban is akár számottevő, akár érintőleges egyedsűrűséggel azonosították természetközeli *Pinus* társulásokból (Gardes és Bruns 1996, Jonsson *et al.* 1999, Spake *et al.* 2016).



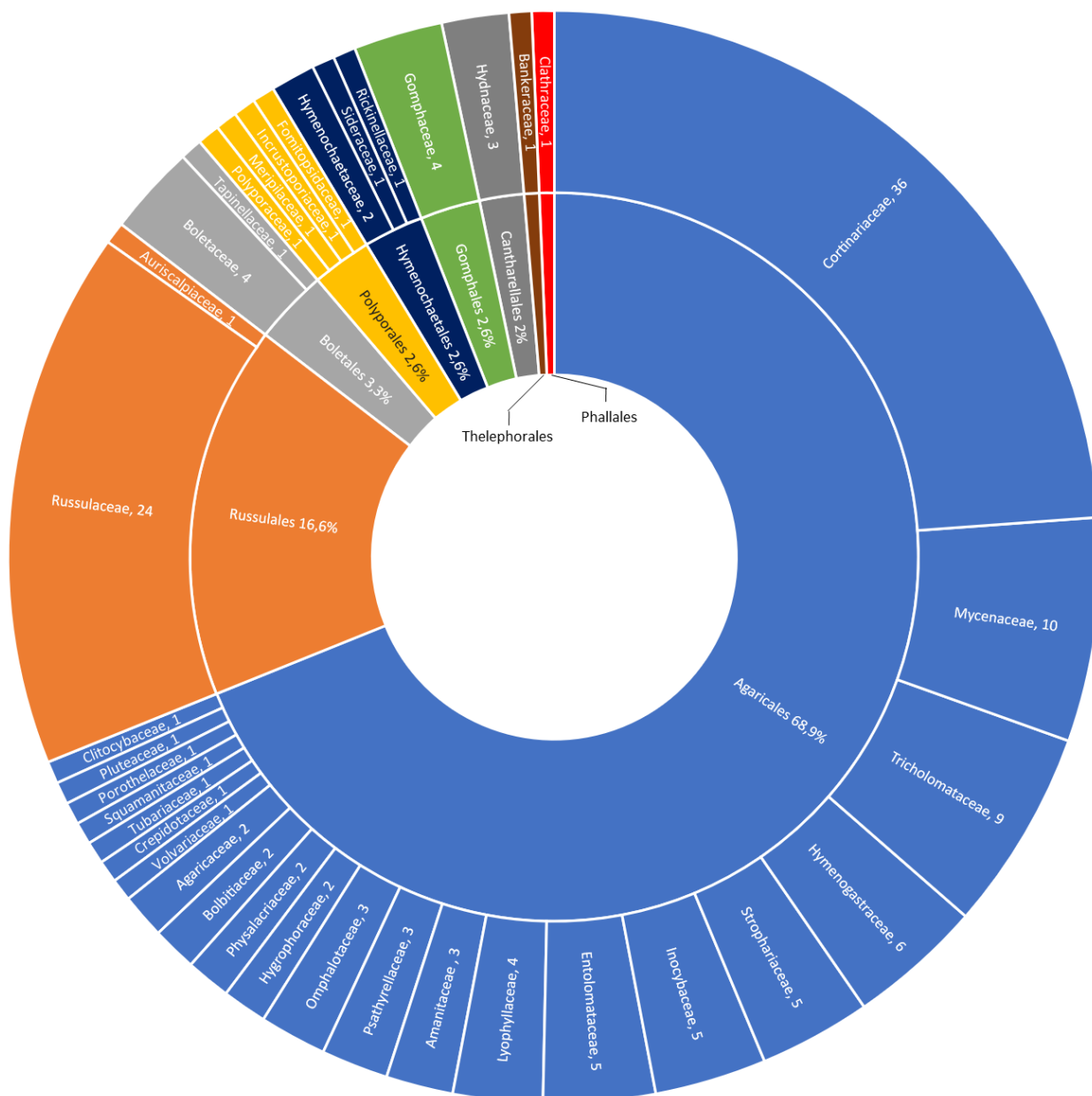
9. ábra. Magyarországi fenyvesekben gyűjtött bazídiumos nagygombarendek erdőtermészetesség szerinti megoszlása. a, természetszerű erdők; b, származékerdők; c, átmeneti erdők; d, kultúrerdők; e, valószínűleg természetes erdők; f, valószínűleg kultúrerdők. A százalékos arányok előtt feltüntetett számok az adott renden belül gyűjtött fajok számát jelölik.

A *Cantharellales*, *Hymenochaetales* és *Gomphales* rendekbe tartozó fajok egyedeit 0,3–3,4%-os arányban gyűjtötték különböző természetességű erdőkből (9. a–d, ábra); ez alól kivétel a *Gomphales* rend, amelyet átmeneti erdőkből nem gyűjtöttek (9. c, ábra). E három rend fajai (*Cantharellales* – 0,3%, *Hymenochaetales* – 0,8% és *Gomphales* – 0,8%, amennyiben az átmeneti erdő kategóriából hiányzó adatokat nem vesszük figyelembe) legkisebb arányban kultúrerdőkből kerültek elő (9. d, ábra).

A maradék hét rend képviselőit (*Dacrymycetales*, *Geastrales*, *Gloeophyllales*, *Phallales*, *Thelephorales*, *Trechisporales*, *Xenasmatellales*) általában 0–2,2%-os arányban azonosították a különböző erdőtermészetességű *Pinus* állományokból (**9. a–d, ábra**), így egyes rendek bizonyos erdőtermészetességű állományokból nem kerültek elő. E rendeknek a hazai *Pinus* állományok teljes fungájához viszonyított általánosan alacsony részesevése valószínűleg e csoportok relatíve alacsony globális diverzitásából következik (**4. ábra**).

A kizárólag természetyszerű *Pinus* erdőkben gyűjtött bazídiumos taxonokat összesen kilenc rendbe lehet sorolni, amelyek az áttekintett hazai szakirodalomban fellelhetőek (**10. ábra**). Ezek közül legnagyobb arányban az *Agaricales* rend fajai kerültek elő kizárólag természetközeli besorolású állományokból (68,9%), majd sorban következnek a *Russulales* (16,6%), *Boletales* (3,3%), *Polyporales* (2,6%), *Hymenochaetales* (2,6%), *Gomphales* (2,6%), *Cantharellales* (2%), *Thelephorales* (0,7%) és *Phallales* (0,7%) rendek fajai. Az alapvetően mikorrhizás fajokat magába foglaló családok közül a legnagyobb fajszámban a *Cortinariaceae* (36 faj), *Russulaceae* (24 faj), *Tricholomataceae* (9 faj), *Inocybaceae* (5 faj) és a *Boletaceae* (4 faj), míg a szaprotróf, vagy vegyes besorolású csoportoknál a *Mycenaceae* (10 faj), *Hymenogastraceae* (6 faj), *Strophariaceae* (5 faj), *Entolomataceae* (5 faj) és *Gomphaceae* (4 faj) fajait gyűjtötték jellemzően nagyobb számban kizárólagosan természetyszerű állományokból (**10. ábra**).

A fenti előfordulásokat szinte kizárólagosan a Fenyőfői Ósfenyvesből, az őrségi lombelegyes erdeifenyvesekből, illetve a *Pino-Quercion* csoport két természetes társulástípusából (*Genisto nervatae-Pinetum*, *Aulacomnio-Pinetum*) jelezték a monografikus jellegű nagyobb hazai tanulmányok, illetve az ezen területeket célzottan vizsgáló munkák (Babos 1989, Rimóczi 1994, Siller *et al.* 2013). Néhány speciális esetben olyan természetes társulásokból (pl. *Artemisio-Festucetum*, *Salicetum rosmarinifoliae*) jelezték egyes bazídiumos fajok jelenlétét (pl. *Conocybe tuxtlaensis*, *Cortinarius* cf. *saturninus*), amelyek földrajzi elhelyezkedése következtében kizárható a *Pinus* gazdanövény fajok természetes jelenléte, ugyanakkor e gazdanövénytársulás elemeiből, hagyasfái, spontán újulata alól gyűjtötték az egyes gombafajok termőtesteit (**M5. melléklet**).

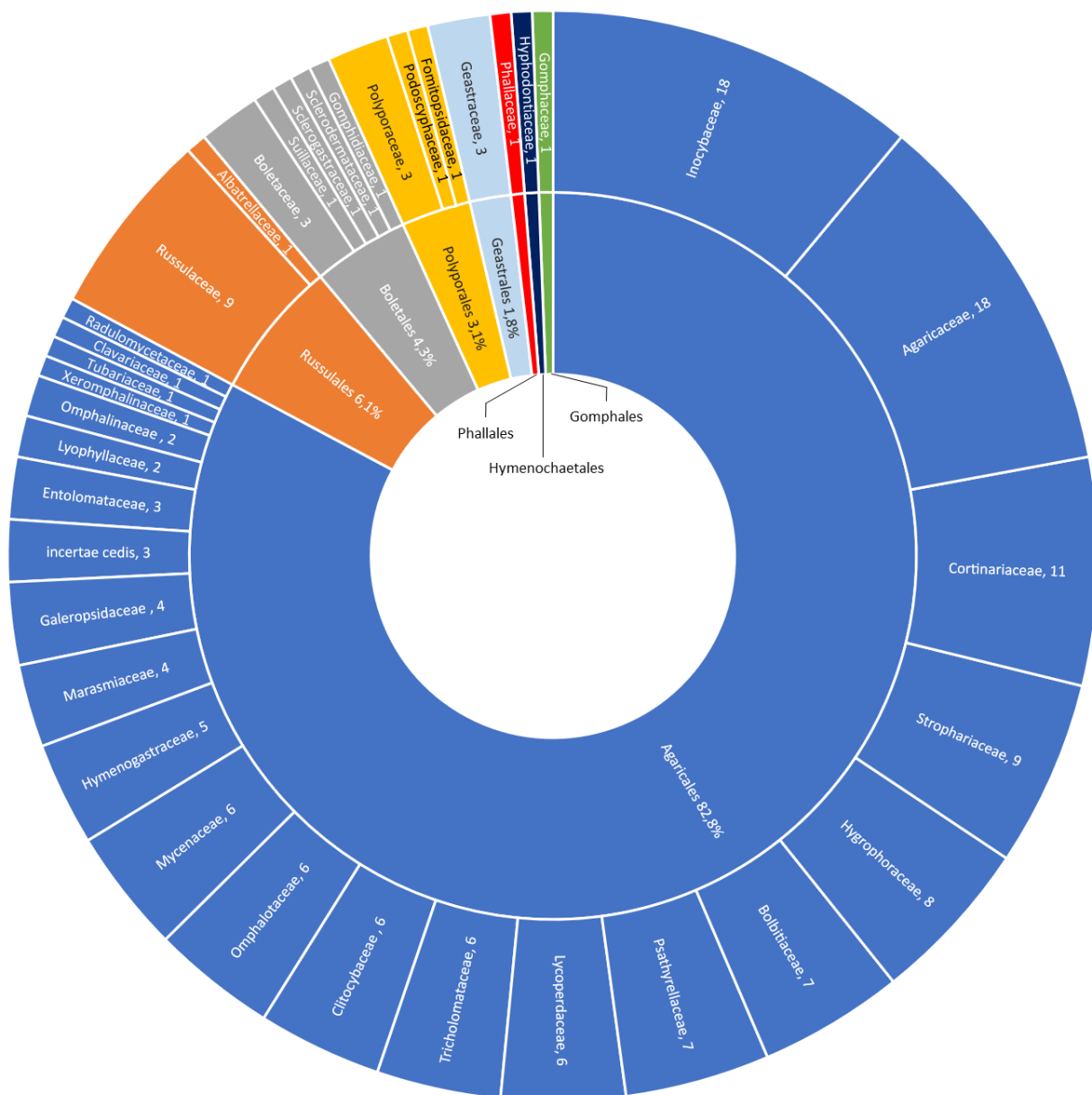


10. ábra. Kizárólag természeteszerű magyarországi fenyvesekben gyűjtött és a magyarországi szakirodalomban publikált bazídiumos taxonok a rend és család viszonylatában. A családnevek után feltüntetett számok az adott családon belül gyűjtött fajok számát jelölik; a feltüntetést nélkülöző rendek esetében 1% alatti a százalékos részesedés. Az áttekintett szakirodalmakat az **M5. melléklet** tartalmazza.

A kizárólag *Pinus* kultúrerdőben gyűjtött bazídiumos taxonok esetében összesen nyolc rendbe csoportosulnak a megfigyelések (**11. ábra**); az *Agaricales* rend fajait sokkal nagyobb arányban (82,8%), míg a *Russulales* rend fajait sokkal kisebb arányban (6,1%) gyűjtötték kultúrerdő természetességű állományokból, összevetve a kizárólag természeteszerű állományokban (**10. ábra**) megfigyelhető mintázatokkal (a **9. ábrán** tapasztalhatóakhoz hasonlóan). A fennmaradó hat rendet a *Boletales* (4,3%), *Polyporales* (3,1%), *Geastrales* (1,8%), *Gomphales* (0,6%), *Phallales* (0,6%) és *Hymenochaetales* (0,6%) képviselik (**11. ábra**). E rendekből a

mikorrhizás *Inocybaceae* (18 faj), *Cortinariaceae* (11 faj), *Russulaceae* (9 faj) és *Tricholomataceae* (6 faj) családok emelkednek ki nagy fajszámmal; ugyanakkor a szaprotróf, illetve vegyes funkcionális besorolású csoportok esetében sokkal több családot regisztráltak nagy fajszámmal kizárólagosan kultúrtársulásokból (*Agaricaceae* – 18 faj; *Strophariaceae* – 9 faj, *Hygrophoraceae* – 8 faj, *Psathyrellaceae* – 7 faj; *Bolbitiaceae* – 7 faj; *Omphalotaceae* – 6 faj; *Mycenaceae* – 6 faj; *Clitocybaceae* – 6 faj; *Lycoperdaceae* – 6 faj; *Hymenogastraceae* – 5 faj).

A különböző elegyarányú, illetve elegyetlen *Pinus* kultúrerdők adatai rendkívül sok magyarországi tájegységről és különböző módon dokumentált forrásból származnak (**M5. melléklet**). Ezek közül számottevő azon előfordulások száma, ahol a gazdatársulást mint kultúr cönotaxont jelölik (pl. „*Pinetum cultum*”, „*Pinetum nigrae cultum*”, „ültetett *Pinus* erdő”, „erdeifenyő ültetvény” stb.). Ugyanakkor csak azokban az esetekben jelenthető ki ezen megfigyeléseknek az erdőtörvényben definiált „kultúrerdő” kategóriával való egyezése, ha az adott művek által leírt gyűjtési helyszínek megközelítőleg erdőrészlet szinten beazonosíthatóak a 3.1 fejezetben jelölt erdészeti adatbázisokban; amennyiben több potenciális erdőrészlet is illeszkedik a szakirodalomban jelzett társulástípusra, úgy egyéb kizárólagossági okok mentén lehet azonosságot feltételezni (pl. csak kultúrerdő kategóriájú *Pinus* erdőrészletek találhatóak a megjelölt helyszínen). Sok esetben igazolható az Evt. értelmében vett kultúrerdő kategória az így jelölt *Pinus* társulások esetében (pl. „Kecskemét (Csalánosi-erdő): *Pinetum sylvestris* cult.” Nagy és Gorliczai (2007) munkájában, a „Makkoshotyka” megnevezésű mintaterület Egri (2009) munkájában); azonban van példa arra is, hogy a *Pinus* kultúr cönotaxonként jellemzett mintaterületek bizonyíthatóan egyéb Evt. erdőtermészetességi kategóriákba tartoznak (pl. Benedek (2011) munkájában az M3/2 mellékletben feltüntetett „Telepített erdeifenyves (Vasfazék-völgy)” megjelölésű állomány esetében). Mindezek mellett továbbá 1) sok esetben nem jelölik kultúr cönotaxonként az adott gyűjtési helyszínt, de az erdőrészlet, mint Evt. kultúrerdő beazonosítható (pl. „Pesti-síkság: Csévharaszt, fenyves (*Pinus sylvestris*)” Lukács *et al.* (2013) munkájában); 2) számos esetben nem beazonosíthatóak az egyes kultúr cönotaxonként jelölt gyűjtési helyszínek erdőrészlet szinten (pl. Babos 1989, Rimóczi 1994). Mindezek eredőjeként az áttekintett szakirodalmi munkák alapján egységesített adatok – a kultúrerdő mellett az összes jelen munkában alkalmazott erdőtermészetességi kategória esetében – bizonyos mértékű hibával terhelték és ebből következően alapvetően nagy vonalakban értelmezhetőek, alapvetések kijelentésére alkalmasak.



11. ábra. Kizárólag kultúrerdő besorolású magyarországi fenyvesekben gyűjtött és a magyarországi szakirodalomban publikált bazídiomos taxonok a rend és család viszonylatában. A családnevek után feltüntetett számok az adott családon belül gyűjtött fajok számát jelölik; a feltüntetést nélkülöző rendek esetében 1% alatti a százalékos részesedés. Az áttekintett szakirodalmakat az **M5. melléklet** tartalmazza.

4.2. Magyarországi fenyvesekből jelen munkában dokumentált bazídiumos taxonok bemutatása, valamint taxonómiai és ökológiai értékelése

A kutatómunka során vizsgált *Pinus* állományokból gyűjtött 216 termőtestből (2. táblázat) összesen 75 bazídiumos nagygombafajnak igazoltuk az előfordulását (M7. melléklet). A kutatómunka során több mikológus szakember, illetve kutató saját fungáriumi mintái is a vizsgálat tárgyát képezték, amelyek faji szintű meghatározása eddig nem valósult meg, illetve amelyek taxonómiai, ökológiai helyzete hazai vonatkozásban eddig nem volt tisztázott. Ennek köszönhetően a vizsgált termőtestek gyűjtési időablaka meglehetősen széles, az 1959–2022 között időszakot öleli fel (2. táblázat).

A kutatómunka során vizsgált és meghatározott fajok mindegyike az *Agaricomycotina* altörzsbe és az *Agaricomycetes* osztályba tartozik, amelyek hét rendbe, 42 családba és 57 nemzetségbe sorolhatók. A vizsgált minták többsége az *Agaricales* és *Polyporales* rendek alá tartozó taxonokba tartozik, ahol sorban 14 és 13 család 19 és 18 nemzetségébe tartozó 26 és 20 faj azonosítása valósult meg. A kutatások során több képviselője előkerült továbbá a *Boletales*, *Hymenochaetales* és *Russulales* rendeknek, valamint az *Amylocorticiales* és a *Gomphales* rendek egy-egy faja is meghatározásra került. A 75 meghatározott fajból 12 esetben nincs fellelhető, korábbi magyarországi előfordulásra utaló adat a szakirodalomban, így az alábbiak Magyarország fungájára nézve új taxonoknak bizonyultak: *Chroogomphus mediterraneus*, *Chroogomphus subfulmineus*, *Dacryobolus karstenii*, *Fibroporia pseudorennyi*, *Irpicodon pendulus*, *Melanoleuca luteolosperma*, *Onnia triquetra*, *Phaeoclavulina carovinacea*, *Phloeomana clavata*, *Resupinatus striatulus*, *Skeletocutis papyracea* és *Xylodon spathulatus*. A vizsgált és meghatározott taxonokat a 3. táblázat összegzi, míg a kutatómunka során előállt fajlistát és az egyes minták vonatkozó adatait az M7. melléklet tartalmazza.

3. táblázat. Jelen kutatómunka során meghatározott, bazídiumos gombák törzsébe tartozó nagygombák fajsza ma rendek, családok és nemzetségek szerinti megoszlásuk szerint. A fajszám után zárójelben feltüntetett számok a Magyarország fungájára nézve új taxonok számát jelölik.

Rend	Család	Nemzetség	Fajok száma (db)
Agaricales	<i>Agaricaceae</i>	<i>Agaricus</i>	2
		<i>Lepiota</i>	2
	<i>Amanitaceae</i>	<i>Amanita</i>	1
	<i>Clitocybaceae</i>	<i>Collybia</i>	1
		<i>Singerocybe</i>	1
	<i>Hymenogastraceae</i>	<i>Galerina</i>	1
		<i>Gymnopilus</i>	1
		<i>Hebeloma</i>	1
	<i>Marasmiaceae</i>	<i>Atheniella</i>	1
	<i>Melanoleucaceae</i>	<i>Melanoleuca</i>	1(1)
	<i>Mycenaceae</i>	<i>Mycena</i>	4
	<i>Omphalotaceae</i>	<i>Gymnopus</i>	1
		<i>Rhodocollybia</i>	1
	<i>Pluteaceae</i>	<i>Pluteus</i>	1
	<i>Porotheleaceae</i>	<i>Phloeomana</i>	1(1)
<i>Resupinataceae</i>	<i>Resupinatus</i>	1(1)	
<i>Schizophyllaceae</i>	<i>Schizophyllum</i>	1	
<i>Tricholomataceae</i>	<i>Tricholoma</i>	3	
<i>Tubariaceae</i>	<i>Tubaria</i>	1	
Σ	14	19	26(3)
Amylocorticiales	<i>Amylocorticiaceae</i>	<i>Irpicodon</i>	1(1)
Σ	1	1	1(1)
Boletales	<i>Boletaceae</i>	<i>Chalciporus</i>	1
	<i>Coniophoraceae</i>	<i>Coniophora</i>	2
	<i>Gomphidiaceae</i>	<i>Chroogomphus</i>	4(2)
		<i>Hygrophoropsis</i>	1
	<i>Hygrophoropsidaceae</i>	<i>Leucogyrophana</i>	1
		<i>Paxillaceae</i>	<i>Hydnomerulius</i>
	<i>Serpulaceae</i>	<i>Serpula</i>	1
	<i>Suillaceae</i>	<i>Suillus</i>	2
<i>Tapinellaceae</i>	<i>Tapinella</i>	2	
Σ	8	9	15(2)
Gomphales	<i>Gomphaceae</i>	<i>Phaeoclavulina</i>	1(1)
Σ	1	1	1(1)
Hymenochaetales	<i>Hirschioporaceae</i>	<i>Hirschiporus</i>	1
	<i>Hymenochaetaceae</i>	<i>Fuscoporia</i>	1
		<i>Onnia</i>	1(1)
		<i>Porodaedalea</i>	1
<i>Schizoporaceae</i>	<i>Xylo don</i>	2(1)	
Σ	3	5	6(2)

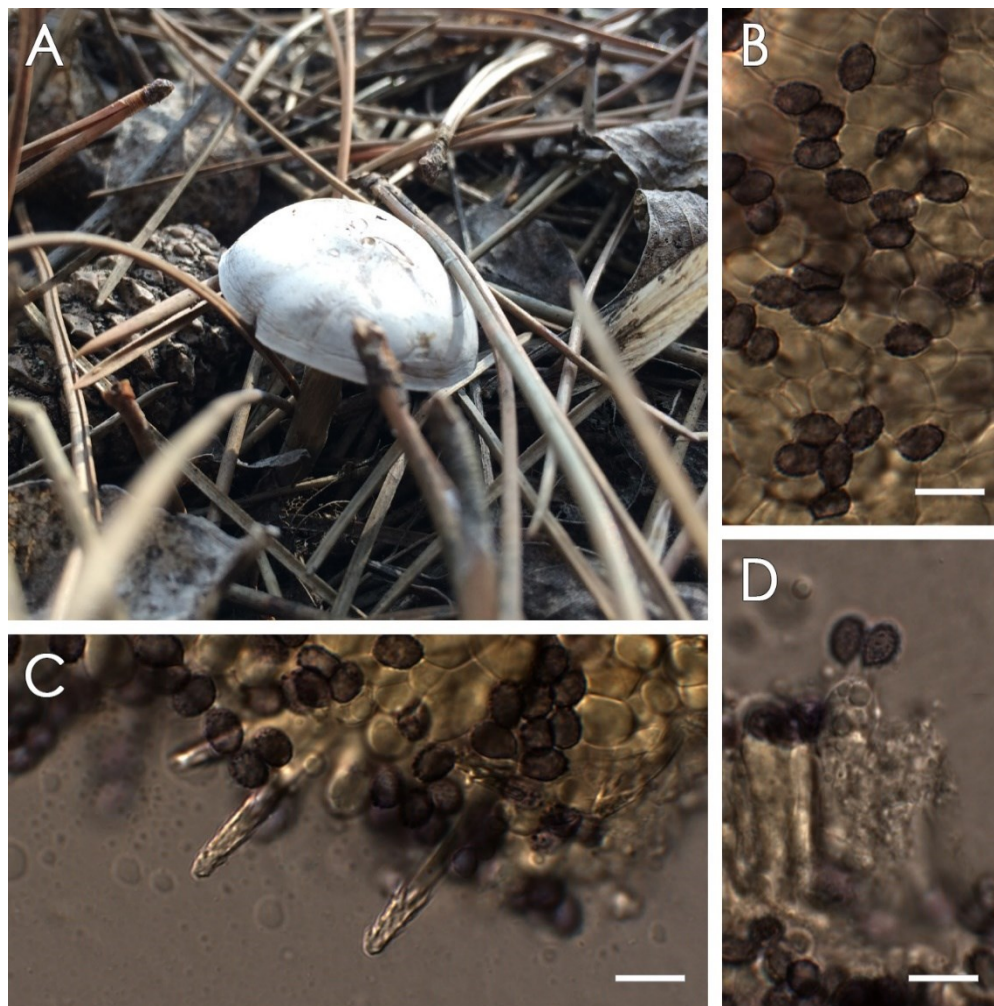
Polyporales	<i>Dacrybolaceae</i>	<i>Dacryobolus</i>	1(1)
	<i>Fibroporiaceae</i>	<i>Fibroporia</i>	1(1)
	<i>Fomitopsidaceae</i>	<i>Fomitopsis</i>	2
	<i>Gelatoporiaceae</i>	<i>Cinereomyces</i>	1
	<i>Incrustoporiaceae</i>	<i>Skeletocutis</i>	2(1)
	<i>Irpicaceae</i>	<i>Leptoporus</i>	1
		<i>Meruliopsis</i>	1
	<i>Laetiporaceae</i>	<i>Phaeolus</i>	1
	<i>Meruliaceae</i>	<i>Phlebia</i>	1
	<i>Phanerochaetaceae</i>	<i>Phanerochaete</i>	1
		<i>Phlebiopsis</i>	1
	<i>Polyporaceae</i>	<i>Daedaleopsis</i>	1
		<i>Dichomitus</i>	1
	<i>Postiaceae</i>	<i>Amaropostia</i>	1
		<i>Fuscopostia</i>	1
<i>Ptychogaster</i>		1	
<i>Pycnoporellaceae</i>	<i>Pycnoporellus</i>	1	
<i>Sparassidaceae</i>	<i>Sparassis</i>	1	
Σ	12	18	20(3)
Russulales	<i>Auriscalpiaceae</i>	<i>Auriscalpium</i>	1
	<i>Bondarzewiaceae</i>	<i>Heterobasidion</i>	1
	<i>Russulaceae</i>	<i>Lactarius</i>	2
		<i>Russula</i>	2
Σ	3	4	6(0)

A továbbiakban (4.2.1.–4.2.7. fejezetek) a különböző *Pinus* állományokból jelen munkában dokumentált azon taxonok alfabetikus sorrendben történő ismertetése következik, amelyek rendszertani helyzete, nevezéktana, morfológiai bélyegei, illetve nemzetközi, hazai elterjedése és ökológiai vonatkozásai tekintetében külön értékelésre adnak okot. Az egyes nemzetségek után szögletes zárójelben feltüntetett dőltbetűs számok azon fajsza­mot jelölik az adott nemzetségen belül, amelyeket az áttekintett hazai szakirodalmak valamilyen *Pinus*-hoz köthető társulástípusból, illetve *Pinus*-hoz kötődően jeleztek (**M5. melléklet**). Az egyes fajok után szögletes zárójelben feltüntetett betűkódok az **M5. mellékletben** feltüntetett gazdanövény-, illetve társuláskódokkal megegyezők, utalva az adott faj eddig Magyarországon ismert gazdanövényeire, illetve olyan társulástípusokra, amelyekben az adott fajt gyűjtötték. Azon taxonokat, amelyeknek eddig Magyarország területéről nem volt publikált előfordulási adata, külön jelöltem (*).

4.2.1. Az *Agaricales* rendbe tartozó bazídiumos nagygombák értékelése

Melanoleucaceae Locq. ex Vizzini, Consiglio & P. Alvarado.

Melanoleuca Pat. [2] – **Melanoleuca luteolosperma* (Britzelm.) Singer [–]



12. ábra. A *Melanoleuca luteolosperma* (BPalla2210145) makro- és mikromorfológiai képletei. A) termőtest; B) bazidiospórák; C) excissa-típusú urticiform keilocisztídiumok; D) bazídium bazidiospórákkal. Mércé: 10 μ m. Fotók: Palla B.

Taxonómia és nomenklátúra: A *Melanoleuca* egy kozmopolita elterjedésű génusz, aminek az Index Fungorum (<https://www.indexfungorum.org>) adatbázis alapján több, mint 440 publikált epithetje ismert; ezekből megközelítőleg jelenleg 60 fajt fogadnak el (He *et al.* 2019, Wijayawardene *et al.* 2020). A nemzetség többgénés filogenetikai rekonstrukció alapján a *Giacomia* génusszal együtt alkot egy monofiletikus csoportot, amelyet együttesen jelenleg a *Melanoleucaceae* családba sorolnak (Vizzini *et al.* 2024). E taxonómiai szempontból bonyolult nemzetséget molekuláris barcoding markerek és a cystídiumok morfológiája alapján két alnemzetségre különítették el: a subg. *Melanoleuca* fajok himéniumában makrocisztídiumok,

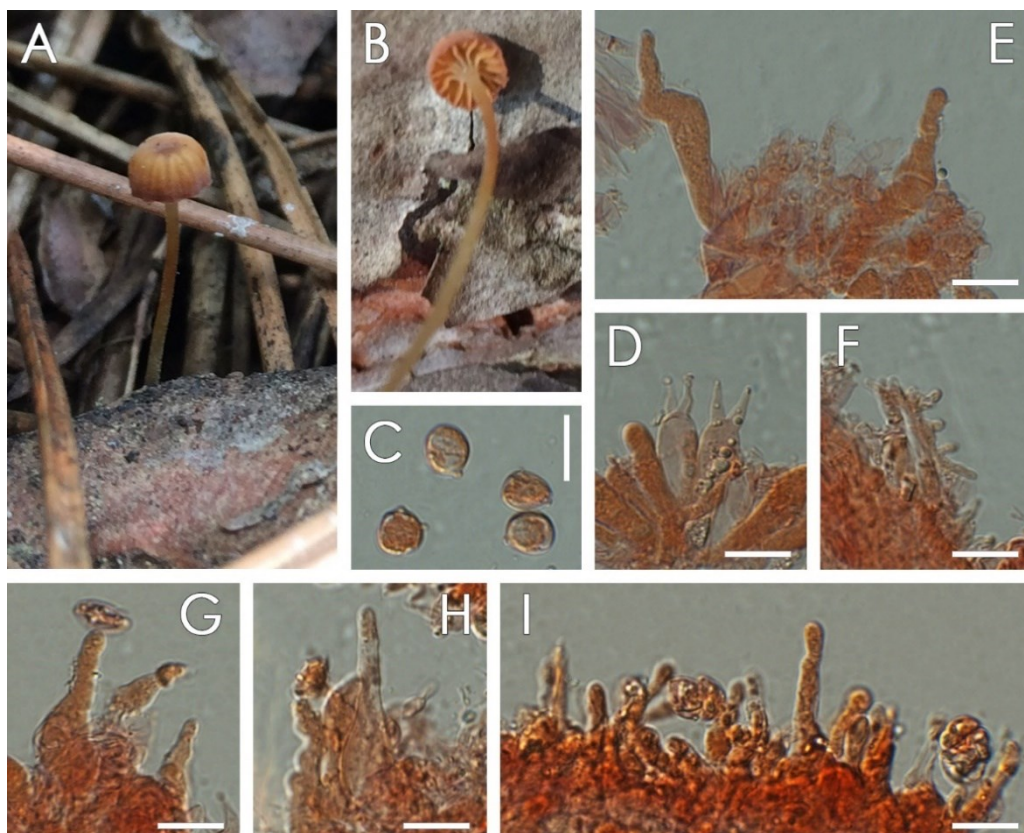
esetleg a cisztídiumok hiánya, míg a subgen. *Urtocystis* fajok esetében urticiform cisztídiumok, makrocisztídiumok, vagy a cisztídiumok hiánya jellemző (Vizzini *et al.* 2011, Antonín *et al.* 2017).

Az általam gyűjtött és szekvenált minta (BPalla2210145) nagyfokú homológiát mutatott (100% nukleotid egyezés) az Antonín *et al.* (2021) által közölt, erősen támogatott *Melanoleuca luteolosperma* klád génbanki szekvenciáival (BRNM 817820, SLO 1632), valamint az *M. luteolosperma* epitípusával (M 0139486). A vizsgált morfológiai bélyegek alapján alátámasztható a minta *M. luteolosperma*-val való azonossága. A *Melanoleuca luteolosperma* az *Urtocystis* alnemzetségbe tartozó faj, amely filogenetikailag azonos a *M. pseudopaedida* holotípusával illetve az *M. pseudohuscina* mintáival, így e két utóbbi taxon a *M. luteolosperma* szinonimja (Antonín *et al.* 2021).

Makro- és mikromorfológia: A *M. luteolosperma* faj termőteste rendkívül változatosak lehetnek, különösen a színezet tekintetében; az alapvetően kis méretű termőtestek kalapja halvány okkersárga-szürkétől a szürkén át (**12. ábra**) a szürkésbarnáig terjedhet. A lemezek halvány krémszínűek; a halvány okkersárga-szürkésbarna tönk az alapjánál enyhén kiszélesedő (Antonín *et al.* 2021). Az általam elvégzett mérések nagy mértékben átfednek a szakirodalomban jelzett (Antonín *et al.* 2021) bazídiospóra méretekkel [(6,88)7,10–7,46–7,64(7,93) × (4,63)4,94–5,20–5,45(5,78) μm; Q=(1,29)1,33–1,43–1,51(1,62); n=30], illetve a jellegzetes excissa-típusú urticiform cisztídiumok is megfigyelhetők a gyűjtött mintában (**12. ábra**).

Ökológia, chorológia: A *M. luteolosperma* egy Európában széleskörűen elterjedt faj; eddigi igazolt előfordulásai Csehország, Németország, Olaszország, Szlovákia és Szlovénia. Talajlakó szaprotróf életmódú, amelyet elég változatos körülmények között (folyópartok mellett, hegyvidéki erdőkben, korhadó fű között, homokos talajon), valamint változatos fás- és lágyszárú növényzet közelében (*Picea*, *Fagus*, *Populus*, *Sambucus*, *Alnus*, *Juglans*, *Rosa*, *Clematis*, *Cistus*, *Dryas*) lehet megtalálni. Németországban *Pinus* közelében is jelezték, félszáraz füves habitatban (Antonín *et al.* 2021), amelyhez hasonló körülmények között került elő a Tétényi-fennsíkról a magyarországi minta is.

Phloeomana Redhead [1] – **Phloeomana clavata* (Peck) Redhead [–]



13. ábra. A *Phloeomana clavata* (BPalla2210149) makro- és mikromorfológiai képletei. A–B) termőtest; C) bazídiospórák; D) bazídiumok; E–F) pileipellis; G–I) keilocisztídiumok. Mércé: 10 μ m. Fotók: Palla B.

Taxonómia és nomenklátúra: A *Phloeomana* nemzetség leírása Redhead (2013) nevéhez köthető, aki az addig a *Mycena* nemzetségbe sorolt *Mycena speirea* fajt (= *Hemimycena speirea*) kombinálta az általa kijelölt új genuszba; azóta összesen 6 fajt tartják számon (Gminder 2016, Redhead 2016a, 2016b, He *et al.* 2019). Vizzini *et al.* (2022) két barcoding génen alapuló filogenetikai tanulmánya alapján a *Phloeomana* nemzetség a *Cyphellaceae* család egy monofiletikus leszármazási vonalának bizonyult, ugyanakkor alacsony támogatottság mellett. Mivel a korábbi munkák (He *et al.* 2019, Wijayawardene *et al.* 2020), illetve a releváns nemzetközi mikológiai adatbázisok (Index Fungorum, MycoBank) jelenleg is a *Porotheleaceae* családban taglalják a nemzetséget, így én ez utóbbi koncepciót tekintem mérvadónak. Ugyanakkor fontos megjegyezni, hogy Redhead (2013) a genuszt morfológiai alapon határozta le; továbbá a közelrokon taxonok viszonylatában elválasztó bélyegeket, azokra vonatkozó információt nem publikált. Holec és Kolařík (2017) a csoportot és rokonságát vizsgáló, ITS alapú filogenetikai rekonstrukciója rámutatott, hogy a *Phloeomana* nemzetség típusfajával (*P. speirea*) közepes

támogatottság mellett bár több, a *Phloeomana* nemzetségbe morfológiai alapon sorolt faj (köztük a *P. clavata* is) is egy kládba csoportosul, de egyéb *Mycena* és *Hemimycena* fajok is a csoport részét képezik. A Vizzini *et al.* (2022) által előállított törzsfá topológiája is ezeket a viszonyokat tükrözi. A *Phloeomana* nemzetség pontos lehatárolásához és a közelrokon csoportokhoz viszonyított helyzetének tisztázásához további többgének, nagyobb mintázású filogenetikai tanulmányok járulhatnak hozzá.

Makro- és mikromorfológia: A Tétényi-fennsíkon gyűjtött minta (BPalla2210149) tönkje és kalapja okkersárgás-barna színezetű, utóbbi félgömb alakú, matt, finoman ezüstösen deres borítású; a lemezek ritkán állók, enyhén lefutók, fényes bézs színűek (**13. ábra**). Az inamiloid-indextrinoid bazídiospórák alakja némileg változó, általában kisméretű, de markáns hilummal, illetve az érett spórák nagyméretű, fényt törő cseppekkel jellemezhetőek, méreteik: $(7,03)7,48-7,82-8,15(8,54) \times (5,67)6,26-6,50-6,82(7,26) \mu\text{m}$; $Q=(1,08)1,14-1,20-1,26(1,33)$ ($n=35$). A két spórát hordozó bazídiumok keskeny bunkósbot alakúak, hosszú, vastag sterigmákkal; a keilocisztídiumok hengeres-orsós (fuziform) alaktól a keskeny lombik (lageniform) alakig terjednek, gyakran egybefüggő sávot alkotva jelennek meg. A pileusz hifái sűrű, elágazások nélküli, gyakran rövidebb, néha hosszabb („pileocisztídium-szerű”) kinövésekkel rendelkeznek (**13. ábra**). Ezen morfológiai bélyegek azonosak a Ronikier és Aronsen (2007), Aronsen és Læssøe (2016), valamint a Holec és Kolařík (2017) munkáiban leírt *Phloeomana clavata* faj alaktani jellegeivel; a *P. speirea*, mint morfológiai szempontból hasonló faj a spórák alakja és mérete, a keilocisztídiumok alakja, valamint a pileipellis hifák elágazódása alapján kizárható (Ronikier és Aronsen 2007, Aronsen és Læssøe 2016).

Ökológia, chorológia: A *P. clavata* faj előfordulását eddig Kanadából, az USA-ból, Spanyolországból, Franciaországból, Olaszországból, Belgiumból, Hollandiából, Németországból, Svájcban, Dániából, Norvégiából, Svédországból, Finnországból, Lengyelországból és Csehországból dokumentálták bizonyítottan; mindezen országokban ritka, csak pár előfordulási helye ismert (Peck 1899, Ronikier és Aronsen 2007, Perez-de-Gregorio 2015, von Bonsdorff *et al.* 2015, Aronsen és Læssøe 2016, Robich 2016, Holec és Kolařík 2017). Alapvetően nyitvatermő fafajok (gyakran mohával benőtt) faanyagán, kérgén, lehullott tűlevelein telepsznek meg többnyire magányosan növekvő termőtestei, és ritka előfordulása ellenére a legkülönbözőbb élőhelyeken figyelték meg jelenlétét. Peck (1899) az általa leírt fajt (*Omphalia clavata*) először holt, kidőlt *Thuja occidentalis* törzsekről gyűjtötte New York államban. Ronikier és Aronsen (2007) észak-amerikai-európai, montán-boreális elterjedésű fajként jelzi, amelynek fő európai gazdanövényeiként a *Pinus*, *Picea*, *Abies* és *Juniperus* nemzetségek ültetvényszerű, valamint természetes és öregerdő állományait is említi. A hegyvidéki elterjedést a Pireneusokból (Perez-de-Gregorio 2015), Kárpátokból, Alpokból (Ronikier és Aronsen 2007), Šumava-ból

(Holec és Kolařík 2017) történt gyűjtések is alátámasztják. Ugyanakkor a Belgiumban történt megfigyelések a boreális és hegyvidéki elterjedésen túlmutatnak (Aronsen és Læssøe 2016). Ezek mellett a *P. clavata* fajt mind természetes öregerdőkben (von Bonsdorff *et al.* 2015, Holec és Kolařík 2017), mind erdőműveléssel érintett állományokban (Ronikier és Aronsen 2007) megfigyelték. Holec és Kolařík (2017) a fentiek alapján e faj magas páratartalmú élőhelyekhez való kötődését feltételezte, amelyet az óceáni éghajlattal rendelkező országokban, a hegyvidéki élőhelyeken, illetve a nagy lombkoronaborítással jellemezhető és nedves, holt faanyagban bővelkedő öregerdőkben történt megfigyelések támasztanak alá. A Tétényi-fennsík fenyves véderdőjében gyűjtött új minta környezete ugyanakkor mérsékelt meleg-száraz éghajlattal, déli-délkeleti kitettséggel jellemezhető, amelynek eredeti sziklagyepes-lejtőszyteppes társulása ellentmond a fenti hipotézisnek (Mészáros *et al.* 2020). Az eddig ismert, valamint a jövőbeni előfordulások éghajlati, edafikus és ökológiai háttérváltozóinak további vizsgálatával lehetne nagyobb felbontásban körvonalazni a *P. clavata* faj élőhelyi preferenciáit.

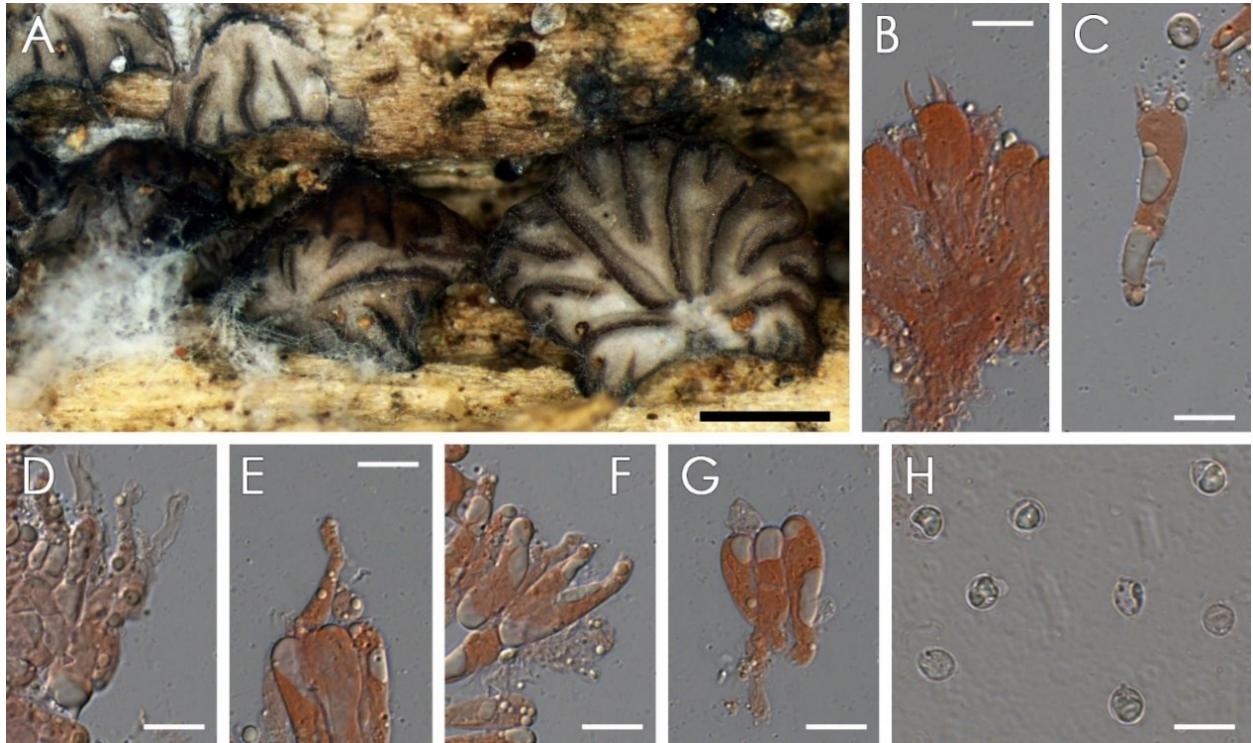
Resupinataceae (Singer) Jülich

Resupinatus Nees ex Gray [1] – ****Resupinatus striatulus*** (Pers.) Murrill [-]

Taxonómia és nomenklátúra: A *Resupinatus* egy több, mint 30 fajt magában foglaló nemzetség (He *et al.* 2019, Wijayawardene *et al.* 2020). E génusz mellett korábban további nemzetségeket (*Hohenbuehelia*, *Aphyllotus*, *Asterotus*, *Stigmatolemma*, *Stromatocyphella*) is a pleurotoid habitusúként leírt *Resupinateae* nemzetségcsoportba soroltak (Singer 1948, 1986), amelyekből molekuláris filogenetikai kutatások alapján az *Asterotus* és *Stigmatolemma* a *Resupinatus* génusz szinonimjának bizonyult (Thorn *et al.* 2005). McDonald (2015), Consiglio és Setti (2018), valamint McDonald és Thorn (2019) későbbi eredményei alapján a további *Resupinateae* nemzetségcsoportba sorolt génuszok (pl. *Stromatocyphella*, *Rhodocyphella*) is a *Resupinatus* nemzetség szinonim taxonjainak bizonyultak. A további korábbi átsorolások (pl. Thorn *et al.* 2000) végett úgy tűnik, hogy a *Resupinateae* nemzetségcsoport egyetlen tagja a *Resupinatus* nemzetség (McDonald 2015). Vizzini *et al.* (2024) filogenetikai rekonstrukciója alapján a *Resupinatus* génusz egy különálló kládba tömörül a *Pleurotineae* alrenden belül; a további elkülönítő morfológiai bélyegek miatt így jelenleg a korábban leírt *Resupinataceae* családba tartozik a nemzetség.

A Fenyőfői Ósfenyvesből gyűjtött és szekvenált minta (BPalla19111511) a BLAST elemzés során nagyfokú homológiát mutatott *Resupinatus striatulus*-ként határozott németországi (Lotz-Winter *et al.* 2021), észak-amerikai, illetve franciaországi (Consiglio és Setti 2018) minták génbanki szekvenciáival (nukleotid egyezőség alapján sorba állítva az első öt illesztett találat:

99,85%, 99,41%, 99,39%, 98,97%, 98,77%), illetve az *R. striatulus* neotípusának (Wilhelm 1504) génbanki szekvenciájával (97,85% nukleotid egyezés). Fontos ugyanakkor megjegyezni, hogy mindezen illesztések során az átfedés mértéke (Query Cover) egy esetben sem haladta meg a 85%-ot.



14. ábra. A *Resupinatus striatulus* (BPalla19111511) makro- és mikromorfológiai képletei. A) termőtest; B–C) bazídiumok; D–G) keilocisztídiumok, H) spórák. Fekete mérce: 1 mm; fehér mérce: 10 µm. Fotók: Palla B.

Makro- és mikromorfológia: A jelenlegi koncepciók alapján definiált *Resupinatus* nemzetség pleurotoid, gyakran csészeszerűen kalaposodó, tönkkel nem (vagy excentrikus elhelyezkedésű tönkkel) rendelkező, kis méretű (<2,5 cm Ø), gyakran tömegesen megjelenő bazidiokarpiumokat fejleszt, ahol legtöbbször lemezes tráma a jellemző (Singer 1986, Thorn és Barron 1986, McDonald 2015), de ugyanakkor meruloid, poroid és ciphelloid trámájú fajokat is azonosítottak a nemzetségben belül (Redhead és Nagasawa 1987, Thorn *et al.* 2005, Gonou-Zagou *et al.* 2011, McDonald és Thorn 2019, Bijeesh *et al.* 2020). A mikroszkopikus bélyegek közül a monomitikus hifarendszer, a hialin, inamiloid, gömb alaktól az ellipszoid alakig terjedő, sima felületű bazidiospórák, a metuloid cisztídiumok hiánya (kivéve *R. niger* esetében; vastagfalú, lándzsa alakú, gyakran kristályos felületű cisztídiumok), a tömlőszerű („diverticulate”) keilocisztídiumok, illetve a nyálkaanyagokkal berakódott kalaphús a jellemzőek (Singer 1986, Thorn és Barron 1986, McDonald 2015, Consiglio és Setti 2018).

A kis méretű (1,5–7 mm Ø), lemezes trámájú *R. striatulus* jellemzője a fehér, hamvas-deres felületű, vékony, gyakran áttetsző, a lemezek illeszkedésénél sávozott kalap, amely a szubsztrátummal határos felületén sűrűn szőrözött (**14. ábra**); a hasonló megjelenésű *R. applicatus* kalapja ezzel szemben sokkal nagyobb méretű (7–15 mm hosszú), szürkén nemezesen gyapjas felületű, nem átlátszó. Ezen felül a két faj szubsztrátuma is eltér: az *R. striatulus* nyitvatermő, míg az *R. applicatus* lombhullató holt faanyagon telepszik meg (Thorn és Barron 1986, McDonald 2015). A Fenyőfő közelében talált minta (BPalla19111511) makromorfológiai jellegzetességei és szubsztrátuma (valamint az ITS homológia) alapján az *R. striatulus* faj fenti leírásával azonos. A fenyőfői minta mikromorfológiai bélyegei közül (**14. ábra**) jellegzetes a kheilocisztídiumokon (és bazídiumokon) megfigyelhető kristályos borítottság, valamint a spóraméret [(5,96)6,39–6,74–7,10(7,51) × (4,66)5,24–5,60–5,88(6,36) µm; Q=(1,06)1,17–1,22–1,27(1,34); n=65], amelyből az előbbit más szerzők is megfigyelték (Thorn és Barron 1986, Lotz-Winter *et al.* 2021), ugyanakkor az általuk vizsgált minták spóraméretei kisebbnek bizonyultak a hazai mintánál megfigyeltékhez képest.

Ökológia, chorológia: Az *R. striatulus* egy fehérkorhasztó, lignikol faj, amely jellemzően erősen korhadt nyitvatermő faanyag alsó, talajhoz közel eső részén képzí termőtesteit (Thorn és Barron 1986, Lotz-Winter *et al.* 2021). Thorn és Barron (1986) széleskörű európai és észak-amerikai elterjedését feltételezte; sok országból – köztük Belgiumból, Franciaországból, Olaszországból, Ausztriából, Svédországból, Spanyolországból, Németországból, Kanadából, az USA-ból, Jamaikából, Japánból, Ausztráliából – jól dokumentált, georeferált adatok állnak rendelkezésre e faj jelenlétéről (Thorn és Barron 1986, McDonald 2015, Consiglio és Setti 2018, Lotz-Winter *et al.* 2021). Ugyanakkor az *R. applicatus*-al, illetve egyéb *Resupinatus* fajjal való összetéveszthetősége miatt nehezen állapítható meg az *R. striatulus* előfordulásainak gyakorisága és mintázata (Thorn és Barron 1986, Lotz-Winter *et al.* 2021).

4.2.2. Az *Amylocorticiales* rendbe tartozó bazídiumos nagygombák értékelése

Amylocorticiaceae Jülich

Irpicon Pouzar [0] – **Irpicon pendulus* (Alb. & Schwein.) Pouzar [–]



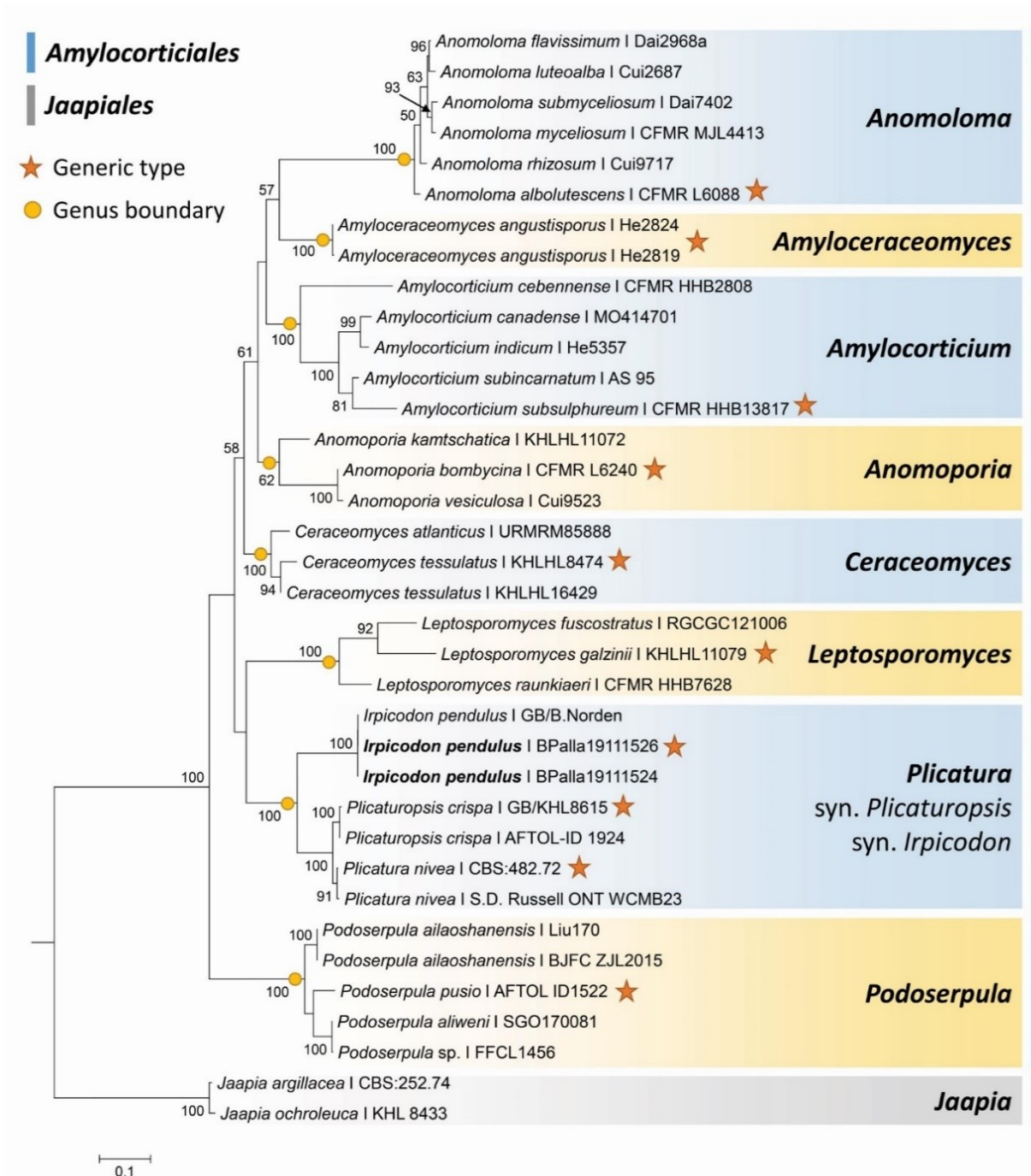
15. ábra. A Fenyőfői Ósfenyves területén gyűjtött *Irpicon pendulus* termőtestek makromorfológiája. Fotók: Papp V.

Taxonómia és nomenklátúra: A monotipikus *Irpicon* nemzetséget Pouzar írta le 1966-ban, amelynek típusfajaként a korábbi *Hydnum pendulum* taxont jelölte meg (Pouzar 1966). Az eredetileg németországi erdeifenyvesből leírt *Sistotrema pendulum* bazionimot (Albertini és Schweinitz 1805) a tráma morfológiai bélyegei alapján Fries először a fenti *Hydnum* nemzetségbe (Fries 1821), majd később további szempontok alapján az *Irpex* génuszba kombinálta át (Fries

1828). Ugyanakkor az *Irpex* nemzetség típusfaja, az *Irpex lacteus* (Clements és Shear 1931) dimitikus hifarendszerrel, a himéniumban megfigyelhető cisztídiumokkal és inamiloid bazidiospórákkal jellemezhető (Maas Geesteranus 1963), míg ezzel szemben Pouzar az *Irpex pendulus* herbáriumi mintáinak vizsgálata során monomitikus hifarendszert, a cisztídiumok hiányát és amiloid spórákat tapasztalt (Pouzar 1966). Ennek alapján Pouzar az általa felállított *Irpicon* nemzetségbe sorolta át a fajt; akkori megfigyelései alapján ezen génusz közeli rokonainak a sima trámájú *Amylocorticium* és a poroid *Anomoporia* nemzetségeket tartotta (Pouzar 1966).

A későbbi molekuláris technikákat alkalmazó filogenetikai tanulmányok alátámasztották ezt a felvetést, ugyanakkor a sejtmagi ITS és LSU régiókra alapozott törzsfákban a legközelebbi rokonnak a *Plicaturopsis crisper* faj bizonyult (Niemelä *et al.* 2007, Binder *et al.* 2010, Zhou *et al.* 2016a). A *Plicaturopsis* nemzetséget Reid különítette el (Reid 1963), mivel a korábban a *Plicatura* nemzetségbe sorolt *Plicatura crisper* fajnak (Rea 1922) egyes morfológiai bélyegei (pl. termőtestek alakja, himénium, bazídiumok) Reid megfigyelései alapján eltértek a típusfaj, a *Plicatura alni* (Peck 1872) homológ képleteitől (a *P. alni* fajt később Karsten kombinálta át a *Plicatura nivea* binomba; Karsten, 1889). Korábban a *Plicaturopsis* nemzetségbe tartozott a *Plicaturopsis scarlatina* faj is, ugyanakkor Cooper e fajt átkombinálta a *Phlebia scarlatina* taxonba (Cooper 2023). Mivel további fajok nem ismertek a három nemzetségben (*Irpicon*, *Plicaturopsis*, *Plicatura*), így mindhárom génusz monotipikus.

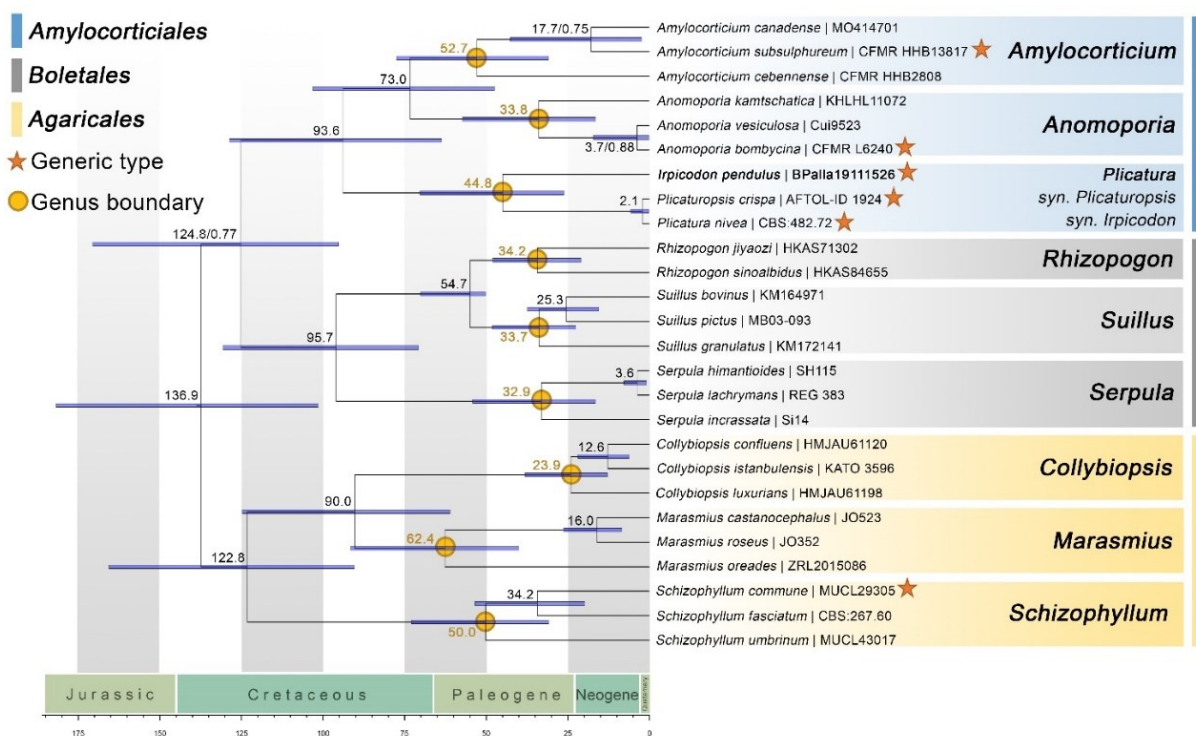
Mínt hogy e három monotipikus nemzetség fajai makro-, és mikromorfológiai bélyegek tekintetében nagyfokú hasonlóságot mutatnak, saját filogenetikai és morfológiai vizsgálatok során is értékeltük az e három taxon között meghúzódo generikus határvonalakat. A három „barcoding” gén (ITS, LSU, *RPB2*) szekvenciáin alapuló vizsgálat során a Fenyőfői Ósfenyvesben gyűjtött minták az *Irpicon pendulus* kládba tömörültek nagyfokú támogatottság mellett (ML=100%), így molekuláris szempontból is alátámasztva e faj magyarországi jelenlétét (**16. ábra**). Mindemellert a monotipikus *Irpicon*, *Plicaturopsis* és *Plicatura* taxonok egy erősen támogatott (ML=100%) monofiletikus csoportot alkotnak, amelyeknek a közös belső csomópontjának a fa gyökeréhez képest vett távolsága összevethető más, az *Amylocorticiales* rendbe tartozó nemzetségek elágazásainak helyzetével (**16. ábra**).



16. ábra. Az *Irpicodon pendulus* és rokonsági körébe tartozó taxonok három génen alapuló (ITS, LSU, *RPB2*) Maximum Likelihood (ML) filogenetikai törzsfája. Az új magyarországi szekvenciák félkövérrel szedettek. Az ágaknál szereplő számok az 50%-nál magasabb ML bootstrap értékeket jelölik. A mérce 0,1 várható szubsztitúció/nukleotid pozíciónak megfelelő ághosszat jelöl. Az ábrán szereplő sárga kör szimbólumok az egyes kládok által reprezentált nemzetséghatárokat, míg a csillagok a nemzetségtípust jelölik.

Hasonló következtetések vonhatók le a molekuláris óra vizsgálat alapján előállt törzsfatopológiája alapján is (**17. ábra**); az MCMC analízis során az összes paraméter poszterior effektív minta mérete (ESS) meghaladta a kritikus 200-as értéket. A három génen alapuló időkalibrált filogenetikai törzsfában az újonnan szekvenált magyarországi minta az *Irpicodon* kládba

csoportosult nagyfokú támogatottság mellett (PP=1,0); ugyanakkor az *Irpicodon*, a *Plicaturopsis* és a *Plicatura* nemzetségek is egy monofiletikus csoportot alkotnak (PP=1,0), amelynek a becült átlagos divergencia ideje 44,8 Mya (HPD 95%: 26,1–70,1 Mya; **17. ábra**). Jelen vizsgálat alapján az *Amylocorticiales* rendben a közelrokon *Amylocorticium* és *Anomoporia* nemzetségek kialakulása sorban 52,7 (HPD 95%: 30,8–77,2 Mya) és 33,8 (HPD 95%: 16,4–57,2 Mya) millió évvel ezelőttre becsülhető a paleogén földtörténeti időszakban, amelyekhez képest az *Irpicodon*-*Plicaturopsis*-*Plicatura* klád elválási ideje egy köztes becült kialakulási idővel jellemezhető. Így az általunk generált törzsfák topológiája, illetve az így kirajzolódó nemzetséghatárok alapján az *Irpicodon*, *Plicaturopsis* és *Plicatura* génuszok összevonását tartjuk indokoltnak (**16. ábra**, **17. ábra**).

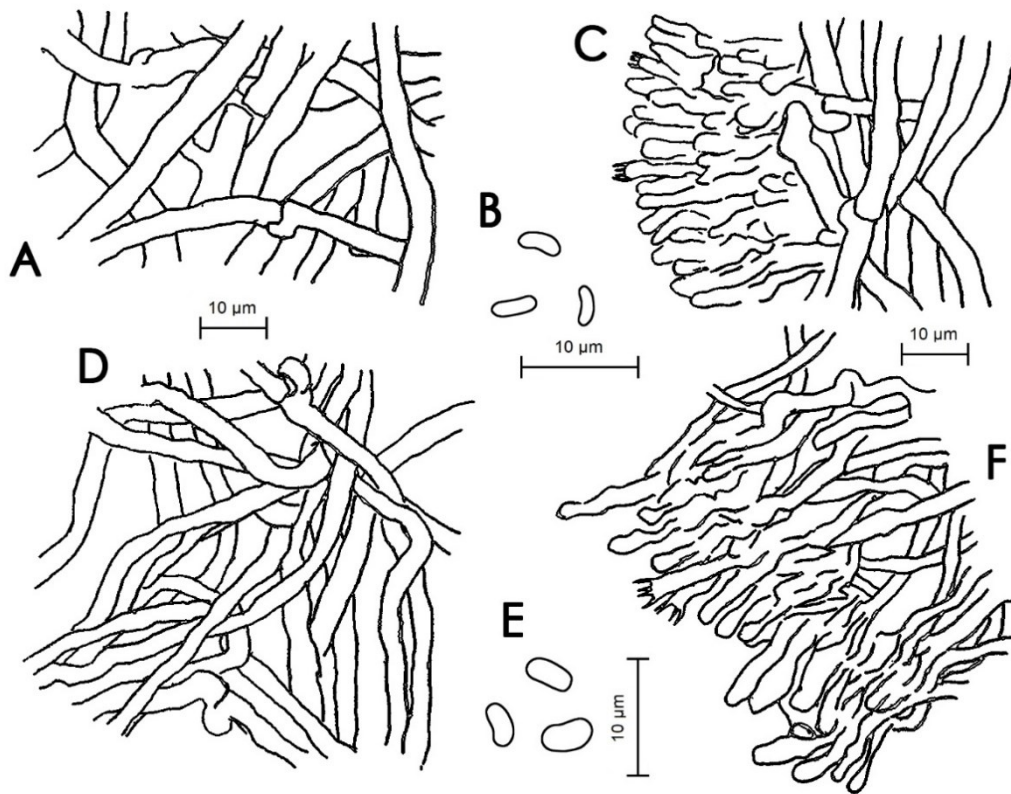


17. ábra. Az *Irpicodon pendulus* és rokonsági körébe, valamint a *Boletales* és *Agaricales* rendekbe tartozó taxonok elválási idejét bemutató, három génen alapuló (ITS, LSU, *RPB2*) kronogram. Az új magyarországi szekvenciák félkövérrel szedettek. Az egyes elágazások feletti és alatti értékek a becült elválási időt (Mya), az elválási idők mellett szereplő értékek az 1,0 alatti poszterior valószínűségeket, a kék sávok a csomópontok korának 95%-os poszterior sűrűség eloszlását (HPD 95%) jelölik. Az ábra alapján a földtörténeti időskála látható (Mya). Az elágazásoknál feltüntetett sárga körök az egyes kládok által reprezentált nemzetséghatárokat, míg a csillagok a nemzetségtípust jelölik.

Makro- és mikromorfológia: Az eddigi koncepciók szerint definiált, fehérkorhasztó *Irpicondon*, *Plicaturopsis* és *Plicatura* nemzetségek egyik közös makromorfológiai bélyege a csoportosan növvő, kalaposodó, félköríves–legyező alakú (*Irpicondon*, *Plicaturopsis*), esetlegesen elterülő–visszahajló vagy reszupinátus (*Irpicondon*, *Plicatura*) termőtest (**15. ábra**). A *Plicaturopsis* és a *Plicatura* génuszokra jellemző szabálytalanul (*P. nivea*) vagy sugárirányban, legyezőszerűen gyűrött (*P. crispa*), villásan elágazó, meruloid tréma megalakulása is bizonyos mértékben hasonló az *I. pendulus* hidnoid-lemezes, karélyos szélű, szabálytalanul fogazott trémájához (Reid 1963, Pouzar 1966, Eriksson és Ryvarden 1976, Eriksson *et al.* 1981, Gorjón 2020).

A közös mikromorfológiai bélyegek közül a legfontosabbak a következők: 1) monomitikus, csatos hifarendszer, 2) a cisztídiumok hiánya, 3) a négy szterigmás, többé-kevésbé hengeres, keskeny, buzogány alakú bazídiumok és 4) a szuballantoid-vese alakú (*Irpicondon*), illetve allantoid (*Plicaturopsis*, *Plicatura*), sima felületű, vékonyfalú, amiloid spórák (Pouzar 1966, Eriksson és Ryvarden 1976, Eriksson *et al.* 1981, Gorjón 2020; **18. ábra**). Az amiloid színreakció a *P. crispa* és *P. nivea* fajoknál bizonyos esetekben nehezen (Eriksson *et al.* 1981, Gorjón 2020) vagy nem figyelhető meg (Reid 1963, Ginns 1970), részben a spórák kis mérete miatt. A magyarországi minták vizsgálata során az *I. pendulus* (BPalla19111526) esetében $(3,73)_{4,12-4,44-4,72(5,27)} \times (1,99)_{2,11-2,3-2,40(3,01)} \mu\text{m}$ [$Q=(1,53)_{1,71-1,89-2,11(2,39)}$] ($n=50$), míg a *P. crispa* (ARadnoti2011081) esetében $(3,43)_{3,64-3,85-4,00(4,19)} \times (0,99)_{1,17-1,2-1,33(1,53)} \mu\text{m}$ [$Q=(2,41)_{2,82-3,06-3,37(3,97)}$] ($n=50$) spóraméreteket tapasztaltam, amely az Eriksson és Ryvarden (1976) valamint Reid (1963) által rögzített értékekkel fed át. A *P. nivea* mikromorfológiai képleteit nem volt lehetőségem vizsgálni; Eriksson *et al.* (1981) saját mérések alapján $4-4,5 \times 1,0 \mu\text{m}$ méretű spórákat, Ginns (1970) $4-5,5(-6,5) \times 1-1,5(-2) \mu\text{m}$ méretű spórákat említ.

A fentiek (és a 2.4.2. fejezetben leírtak, valamint az ott hivatkozott szakirodalmak) alapján a generikus bélyegeken felül a faji szintű elkülönítésre alkalmas főbb jellegek a következők: 1) a termőtest alakja; 2) a kalaposodó rész felső részének színe, felszíni képletei 3) a tréma lemezszerű képleteinek alakja, elrendeződése; 3) a spórák alakja; 4) a spóraméret; illetve 5) a gazdanövény.



18. ábra. A Magyarországról gyűjtött *Plicaturopsis crisper* (ARadnoti2011081; A-C) és *Irpicondon pendulus* (BPalla19111526; D-F) mikromorfológiai képletei. A) kontextuális hifák; B) bazidiospórák; C) himénium; D) kontextuális hifák; E) bazidiospórák; F) himénium. Mércse: 10 µm. Rajz: Palla B.

Ökológia, chorológia: Mint természetes állapotú, fenyves öregerdőket indikáló faj, a Fenyőfői Ősfenyvesben gyűjtött *I. pendulus* termőtestek alátámasztják ezen élőhely reliktum, öregerdő jellegét (Halonen és Hyvärinen 2006, Savola 2016). Elterjedését tekintve az észak-európai országokban relatíve ritkának minősül, míg Közép-Európában gyakoribb előfordulásait feltételezték (Eriksson és Ryvarde 1976). Eddigi ismert előfordulásai: Svédország, Norvégia, Finnország, Németország, a volt Csehszlovákia, Ausztria, Nagy-Britannia, Franciaország, Oroszország, Kazahsztán (Kotiranta és Saarenoksa 1993), Északnyugat-Olaszország (Ambrosio *et al.* 2014), Lengyelország (Wojewoda 2003), Bulgária (Stoichev és Gyosheva 2005, Lacheva 2012), Ukrajna (Akulov *et al.* 2002), Grúzia (Ghobad-Nejhad 2011), Kína (Dai *et al.* 2004). Ezen eurázsiai elterjedési területen felül kizárólagosan Brazíliából említik még (Hjortstam és Ryvarde 2007, Baltazar és Gibertoni 2009). Szubsztrátum tekintetében a *Pinus* nemzetség fajaira, különösen a *Pinus sylvestris* holt faanyagára szorítkozik, ugyanakkor egy esetben lombos szubsztrátumról is említik (Ambrosio *et al.* 2014). Az északi országokban szokványos hidegebb teleken is át tud telelni, ugyanakkor a nagyon száraz nyarakon kiszáradnak a termőtestei; ennek ellenére az elterjedési mintázatai alapján a kontinentális klímát favorizáló fajnak tartják (Eriksson és Ryvarde 1976).

A *P. crisper* és *P. nivea* fajok alapvetően lombhullató gazdanövények holt faanyagán fejlesztik termőtesteiket. Az előbbi főleg *Corylus* és *Fagus*, valamint *Betula*, *Alnus*, *Tilia*, *Prunus* és *Aesculus*-on, míg utóbbi alapvetően *Alnus*-on, ritkán *Prunus*-on, *Salix*-on, *Betula*-n, *Populus*-on, *Tilia*-n fordul elő. A *P. crisper* mind Észak-Amerikában, mind Európában széleskörűen elterjedt, illetve Ázsiában is ismert előfordulása, míg a *P. nivea* egy boreo-cirkumpoláris faj, amely alapvetően a 40.-ik szélességi körtől északra található meg, a fő gazdanövényének (*Alnus*) habitatai mentén (Reid 1963, Ginns 1970, Eriksson *et al.* 1981).

4.2.3. A *Boletales* rendbe tartozó bazídiumos nagygombák értékelése

Gomphidiaceae Maire ex Jülich

Chroogomphus (Singer) O.K. Mill. [2] – *Chroogomphus helveticus* (Singer) M.M. Moser [S, Pp], **Chroogomphus mediterraneus* (Finschow) Vila, Pérez-De-Greg. & G. Mir [–], *Chroogomphus rutilus* (Schaeff.) O.K. Mill. [E, Ei, Fi, Pk, El, Fl, Pl, Pkl, V], **Chroogomphus subfulmineus* Niskanen, Loizides, Scambler & Liimat. [–]

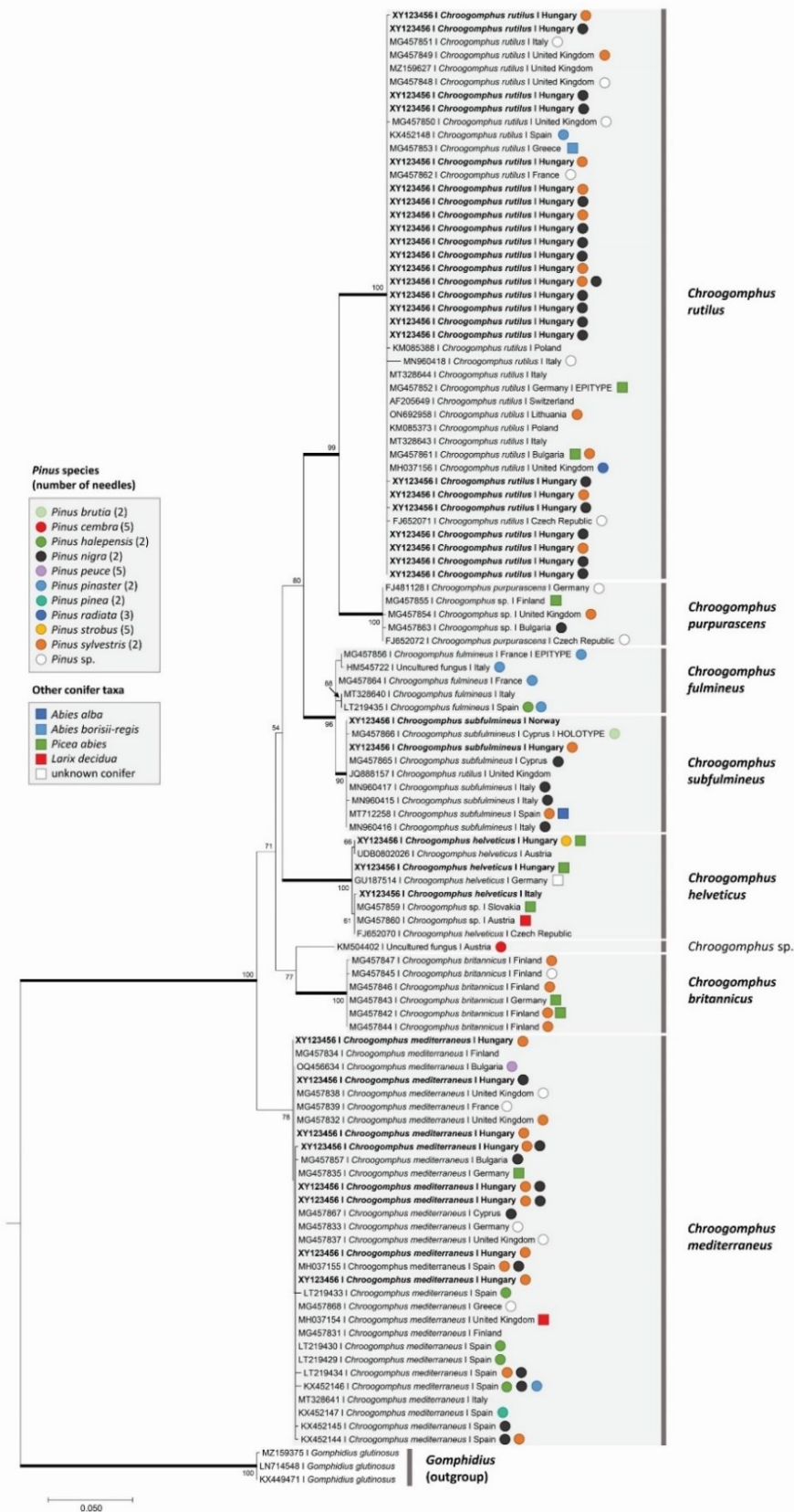


19. ábra. A Magyarországon gyűjtött *Chroogomphus* minták termőteste. A) *Chroogomphus helveticus* (DB2451); B) *C. helveticus* (AL06-11); C) *C. helveticus* (DB-2018-07-31-2); D) *C. mediterraneus* (DB-2022-10-08-1); E) *C. mediterraneus* (DB-2021-11-07-1); F) *C. rutilus* (DBPVPB2210175); G) *C. rutilus* (AL 19/144); H) *C. rutilus* (AL 19/172); I) *C. subfulmineus* (DB-2020-09-25). Forrás: Palla et al. (2024).

Taxonómia és nomenklátúra: A korábban a *Gomphidius* alnemzetségeként tekintett *Chroogomphus* csoportot Miller (1964) emelte génusz szintre morfológiai bélyegekre alapozva. A későbbi barcoding régiókat vizsgáló filogenetikai munkák is igazolták a *Chroogomphus*

nemzetségnek a *Gomphidiaceae* családon belüli monofiletikus leszármazását (Li *et al.* 2009, Scambler *et al.* 2018). Scambler *et al.* (2018) 3 alnemzetséget különítettek el a génuszon belül (*Chroogomphus*, *Floccigomphus*, *Siccigomphus*); az e három csoportba tartozó taxonok száma meghaladja a 35-öt, és az utóbbi években további fajokat is azonosítottak (Kiran *et al.* 2020, Das *et al.* 2021, Pérez-Moreno *et al.* 2023). Európában jelenleg 8 faj jelenlétét igazolták (Scambler *et al.* 2018).

A korábbi magyarországi szakirodalom a *C. rutilus* széleskörű hazai elterjedését támasztotta alá morfológiai alapon (lásd az **M5. mellékletben** feltüntetett hivatkozásokat); e fajon kívül eddig kizárólag a *C. helveticus* hazai lelőhelye volt ismert a Mátrában (Albert és Dima 2007). A molekuláris azonosítási technikákat is alkalmazó új nemzetközi szakirodalmi eredmények fényében ugyanakkor felmerült annak a lehetősége, hogy további *Chroogomphus* fajok is jelen lehetnek Magyarországon. Így saját gyűjtések, illetve további, Magyarország területéről gyűjtött fungáriumok anyagának más Európai országokból származó *Chroogomphus* szekvenciákkal való összevetésével ITS alapú molekuláris vizsgálatokat végeztünk (**20. ábra**). Az általunk vizsgált 111 ITS szekvenciából a 34 hazai minta többsége (24 db) a *C. rutilus* kládba csoportosult, nagyfokú támogatottság mellett (ML=100%), ugyanakkor 7 hazai minta a *C. mediterraneus* (ML=78%), két hazai minta a *C. helveticus* (ML=100%), valamint egy hazai minta a *C. subfulmineus* (ML=90%) kládokkal alkotott monofiletikus csoportot. A vizsgált ITS szekvenciák a *C. rutilus* epitípusának (MG457852), továbbá a *C. subfulmineus* holotípusának (MG457866) génbanki szekvenciáját is magában foglalták. A fentiekből következően a *C. rutilus* és a *C. helveticus* fajokon kívül igazoltta vált a *C. mediterraneus* és a *C. subfulmineus* fajok magyarországi jelenléte is (**20. ábra**).



20. ábra. Magyarországról és más európai országokból gyűjtött *Chroogomphus* minták ITS-alapú Maximum Likelihood (ML) filogenetikai törzsfája. Az új magyarországi szekvenciák félkövérrel szedettek. Az ágaknál szereplő számok az 50%-nál magasabb ML bootstrap értékeket jelölik. A mércé 0,05 várható szubsztitúció/nukleotid pozíciónak megfelelő ághosszat jelöl. A jelmagyarázatban és az egyes minták mögött szereplő szimbólumok a gazdanövényt jelzik. Forrás: Palla et al. (2024).

Makro- és mikromorfológia: A molekuláris evidencia mellett az újabb kutatások az egyes *Chroogomphus* fajok makro-és mikromorfológiai határozóbélyegeit is rögzítették (Martín *et al.* 2016, Scambler *et al.* 2018). A legfontosabb elkülönítő morfológiai bélyegeknél a következők bizonyultak: 1) a kalap, a tráma és a tönk bázisának a színe, 2) a lemeztráma amiloiditása, 3) a cisztídiumok falvastagsága, 4) a kalapbőr, pileipellisz nyálkásságának mértéke, 5) a pileipellisz hifák átmérője és 6) a spóraméret.

Bár a kalap-, tráma- és tönkalap színe valóban jellegzetes egyes *Chroogomphus* taxonok esetében, az egyes fajok között meghúzódó hasonlóságok nagyon megnehezítik a makromorfológiai szintű határozást. A *C. rutilus* esetében egy esetlegesen felvetett bélyeg a már fiatal termőtestek lemezein is tapasztalható szürke szín, míg a *C. mediterraneus* esetében jellegzetes bélyegként a tönk alapjának okkersárgás árnyalatú, illetve a lemezek idősen is narancssárgás színét említik. A *C. subfulmineus* esetében a bazidiokarpium tompa vörös színei, míg a *C. helveticus* esetében a szálal-nemezes felületű kalap és a nyálkaanyagoktól mentes pileipellisz lehet jellegzetes bélyeg (Albert és Dima 2007, Scambler *et al.* 2018). Mindezen bélyegek gyakran átfednek, átfedhetnek, és valószínűsíthetően sokéves gyakorlattal lehet elkülöníteni ezek alapján az egyes magyarországi *Chroogomphus* taxonokat (**19. ábra**).

A cisztídiumok esetében az oldalfalak vastagságának maximuma bizonyult alkalmasnak egyes *Chroogomphus* fajok elkülönítésére a szakirodalom alapján (Martín *et al.* 2016, Scambler *et al.* 2018). Ugyanakkor a mintaszámától, és a mérések számától függően nagyarányú átfedések tapasztalhatóak e tekintetben akár egy fajon belül is. Az általam elvégzett mikromorfológiai vizsgálatok során megállapítottam, hogy 10 keilocisztídium mindkét falának (termőtestenként min. 20 elemszám) legvastagabb szegmensén végzett mérésekből vett átlag is alkalmas egyes *Chroogomphus* fajok elkülönítésére (**M11. melléklet, 22. ábra**). Ezek alapján a *C. rutilus* faj esetében a keilocisztídiumok átlagos falvastagsága mindig meghaladja az 1,4 µm-t, míg a *C. mediterraneus* és a *C. helveticus* esetében ez az érték termőtestenként 1,4 µm alatti. Amennyiben ezen fajok esetében ezek a megfigyelések további termőtesteknél is igazolhatók, akkor ennek a mikromorfológiai paraméternek az átlaga javasolható az egyes taxonok közötti élesebb elhatárolásra. Továbbá a *C. helveticus* esetében korábbi szakirodalmak jelezték, hogy az e faj termőtestein található cisztídiumok gyakran sárgás, gyantaszerű, kérges, akár az egész cisztídiumot beborító bevonattal rendelkeznek, amely Melzer-reagensben oldva viszkózus olajcseppeket is képezhet (Singer 1950, Kuthan 1973, Singer és Kuthan 1976). E bélyeget Scambler *et al.* (2018) összefoglaló munkájukban érintőlegesen említik („*Pleuro- and cheilocystidia... sometimes with encrustations*”), ugyanakkor a hazai mintákon is megfigyelhetőek voltak a korábbi munkákban leírt, sajátos felületi képletekkel rendelkező cisztídiumok (**21. ábra**),

amelyek további mikromorfológiai szintű elkülönítő bélyegként is alkalmasak lehetnek e faj esetében.

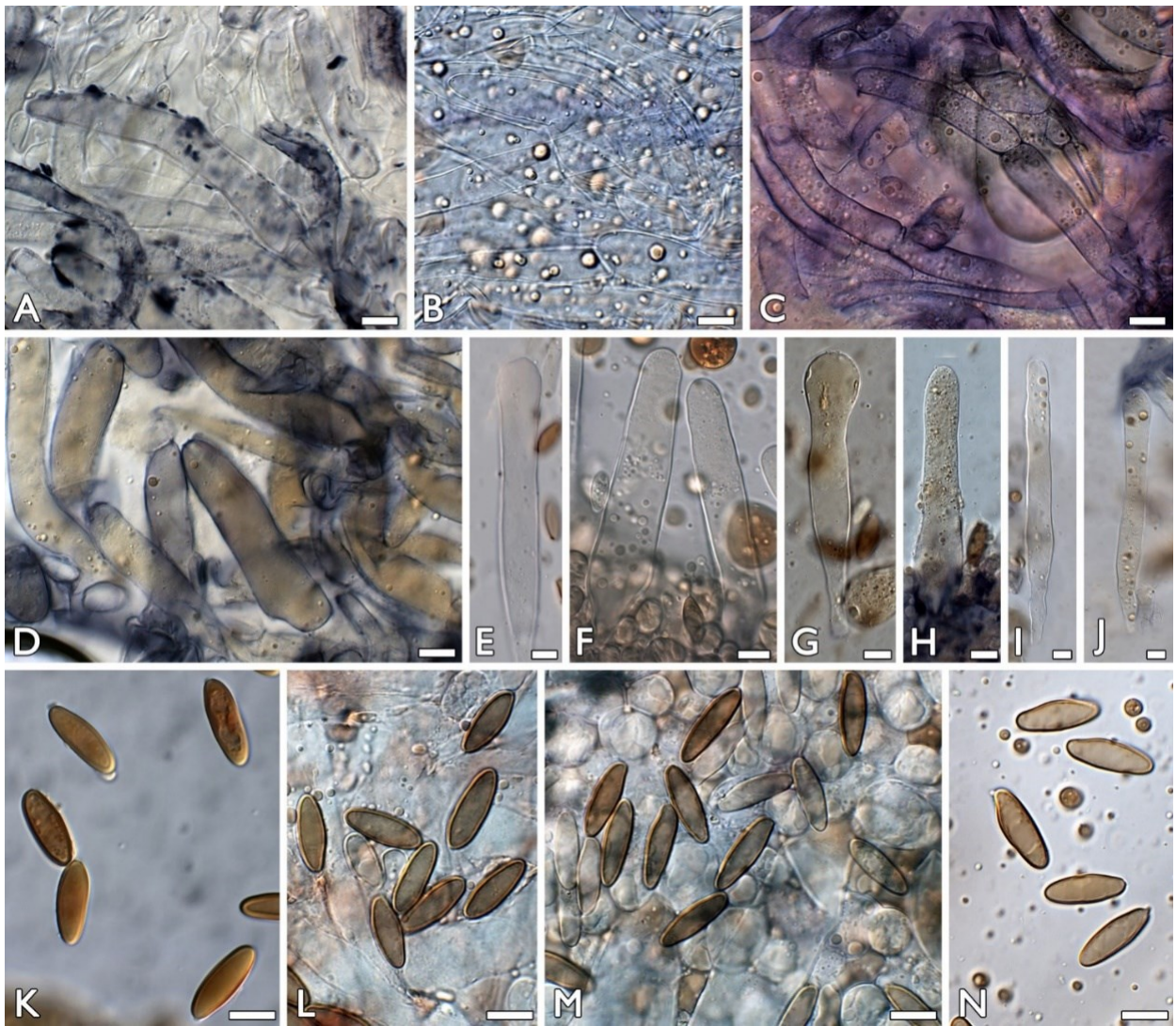


21. ábra. Magyarországról gyűjtött *Chroogomphus helveticus* termőtestek keilocisztídiumainak felületi képletei. A) AL 06/11; B) DB2451; C) AL 15/166. Mércse: 10 μ m. Fotók: Palla B.

A további mikromorfológiai képletek közül a spóramérettek tekintetében bár az általam mért, egyes *Chroogomphus* fajokra vonatkozó Q értékek megközelítőleg megegyezők voltak a Scambler és munkársai (2018) által közölt értékekkel (**M11. melléklet**), azonban a hazai fajok közül csupán a *C. subfulmineus* esetében mért spórahosszúság- és -szélesség értékek összevethetőek a fenti forrásban szereplő adatokkal. A további három faj hazai termőteste által képzett spórák általánosságban nagyobbak bizonyultak; különösen a spóraszélesség paraméter esetében egyértelműen elkülöníthető határvonal rajzolódott ki a *C. rutilus* és a további három Magyarországról dokumentált faj között (**M11. melléklet, 22. ábra**). Ezek alapján a *C. rutilus* esetében az átlagos spóraszélesség (n=30) nem haladja meg a 7 μ m-t, míg a másik három faj mindegyikénél ez az érték 7 fölötti. Ugyanakkor Scambler *et al.* (2018) is rámutattak *C. rutilus* vékonyabb morfológiájú spóráira (ahogy azt a Q értékek is jelzik), viszont az általam mért átlagos spóramérettekhez képest -0,5 μ m általános eltolódással. Ehhez hasonló esetekben, az azonos fajok egyedei között megfigyelhető intraspecifikus variabilitást befolyásolhatja a gazdavegetáció típusa (Crandall *et al.* 2020), az elérhető erőforrások bősége/szűkösége (Halbwachs *et al.* 2017), a lokális klimatikus viszonyok és a termőtestképzés ideje (Kausrud *et al.* 2011), valamint a termőtestméret, a gazdanövény, illetve a funkcionális életmód (Kausrud *et al.* 2008). Mindezek mellett fontos megjegyezni, hogy a jelen tanulmányban Magyarországról azonosított összes *Chroogomphus* faj spóraméreteit átlagolva a saját mérésekhez képest -0,85 μ m eltolódás

tapasztalható a Scambler *et al.* (2018) által közölt, ugyanezekre a fajokra vonatkozó adatoknál. Ebben az esetben felvetődik a módszertanok közötti különbségekből fakadó adattorzulás lehetősége, amelynek okai lehetnek 1) az eltérő szárítási hőmérsékletek a bazidiokarpiumok feldolgozása során (Dramani *et al.* 2020, Hu *et al.* 2022), illetve 2) az eltérő érettségben gyűjtött termőtestek (Togashi és Oda 1934, Clémençon 1979). Mind az intraspecifikus variációt, mind az artefakt módszertani eltérésekből fakadó különbségeket fontos figyelembe venni azokban az esetekben, amikor gombafajok közötti fenotipikus határozóbélyegeket vizsgálunk.

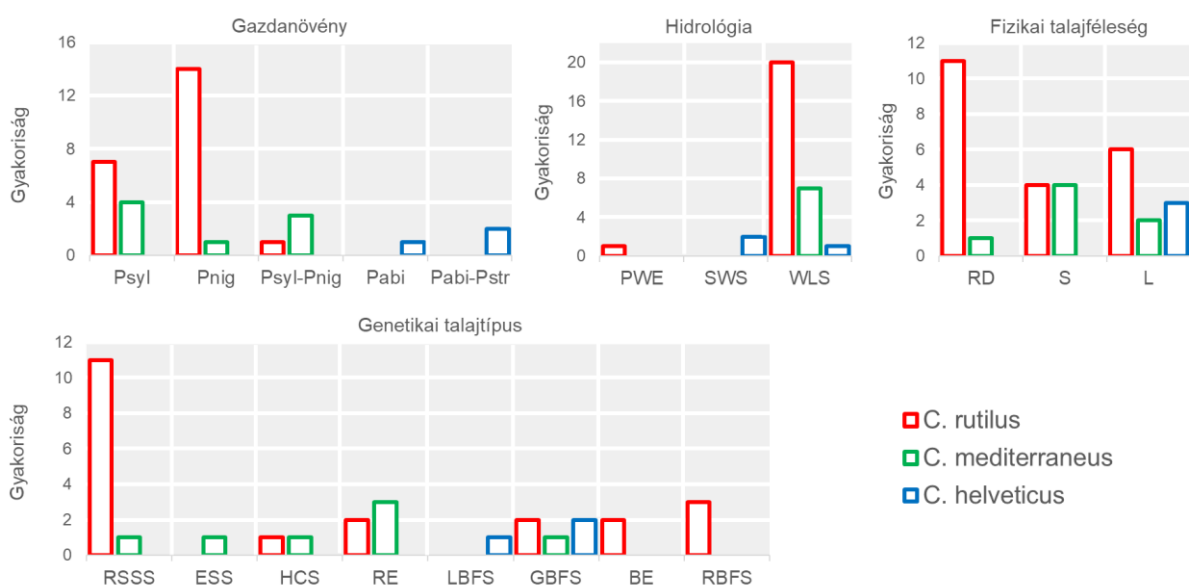
A fentiekén túl az egyik legjellegzetesebb nómum mikromorfológiai határozóbélyegnek a pileipellis végsejtek és hifák amiloiditása bizonyult (**M12. melléklet – APE, 22. ábra**). A korábbi munkák a pileipelliszt a *C. rutilus* faj esetében inamiloidként jellemezték, Melzer-reagensben színreakciót nem tapasztaltak (Miller 1964, Villarreal és Heykoop 1996, Li *et al.* 2009, Kiran *et al.* 2020). Egyedül Scambler *et al.* (2018) említették, hogy az alapvetően inamiloid pileipellis hifák között elszórtan előforduló amiloid pileipellis végsejtek találhatóak, azonban ugyanígy jellemezték a *C. mediterraneus*, a *C. subfulmineus* és a *C. helveticus* kalapbőrének színreakcióját is. A magyarországi minták vizsgálata során ugyanakkor ennél árnyaltabb kép rajzolódik ki: míg a *C. mediterraneus* esetében valóban nem tapasztalható színreakció a pileipellisben, addig a *C. rutilus* és a *C. subfulmineus* végsejtek egyértelműen amiloidak. A *C. helveticus* pileipellis összetevői egy sajátos átmenetet képviselnek: bár alapvetően inamiloidak a végsejtek falai, ugyanakkor a végsejteken található kristályos borítás egyértelműen amiloid színreakciót mutat (**M12. melléklet, 22. ábra**). Ez utóbbi jelenséget mindkét eddig leírt *C. helveticus* alfaj esetében a korábbi szakirodalmak jelezték (Kuthan 1973, Singer és Kuthan 1976), így ezen bélyeg jelen munka révén ismét megerősítést nyert. Mind a pileipellis színreakciója, mind a fent ismertetett spóramorfológiát, illetve a keilocisztídiumok alaktanát érintő faji bélyegek csak együttesen, az eddig ismert mikro- és makromorfológiai jellegekkel összevetve használhatóak megbízhatóan a *Chroogomphus* fajok határozásánál.



22. ábra. A magyarországi *Chroogomphus* fajok pileipellis (A-D), keilocisztídium (E-J) és bazidiospóra (K-N) morfológiája. A) *Chroogomphus helveticus* (AL 15/166); B) *C. mediterraneus* (VGy2022_11_19_1); C) *C. rutilus* (BPalla2210185); D) *C. subfulmineus* (DB-2020-09-25-5); E) *C. helveticus* (AL 15/166); F) *C. rutilus* (BPalla2210211); G) *C. mediterraneus* (BPalla22102116); H) *C. mediterraneus* (BPalla2210214); I) *C. subfulmineus* (DB-2020-09-25-5); J) *C. subfulmineus* (DB-2020-09-25-5); K) *C. helveticus* (AL 06/11); L) *C. mediterraneus* (BPalla2210214); M) *C. rutilus* (DBPVPB2210175); N) *C. subfulmineus* (DB-2020-09-25-5). Mércé: 10 µm. Forrás: Palla et al. (2024).

Ökológia, chorológia: A Magyarországról e munka során dokumentált *Chroogomphus rutilus* termőtestek többsége feketefenyő egyes, illetve tisztán feketefenyves állományokból került elő; erdeifenyő közelében megvalósult gyűjtések e faj esetében általában lombelegyes, vagy feketefenyővel egyes erdőrészekben történtek (**23. ábra, M10. melléklet, M7. melléklet**). Mind az őrségi Kétvölgy és Szalafő, mind a Bakonyalja térségében fekvő Fenyőfő közelében található, őshonosnak tekintett lombelegyes erdeifenyves társulásokból is azonosítva lettek a *C. rutilus* bazidiokarpiumai. Ugyanakkor a dokumentált minták többsége a *Pinus sylvestris* természetes magyarországi areáján kívüli, legtöbbször kultúrerdő besorolású erdőrészekből

kerültek elő (**M7. melléklet**). Mind 1) bükkös, 2) gyertyános-tölgyes, 3) kocsánytalan tölgyes és 4) erdősztyepp klímabesorolású lelőhelyeken sikerült e faj termőtesteit azonosítani, alapvetően többletvízhatástól független (WLS), sokszor törmelékes (RD), ugyanakkor homok (S) és vályog (L) frakcióval is jellemezhető talajokról, ahol leggyakrabban sziklás, köves vázталaj (RSSS) genetikai talajtípus volt jellemző; ugyanakkor egyéb vázталajtípusokon (HCS) és erdőtalajokon (RE, GBFS, BE, RBFS) is előkerültek e faj termőteste (**23. ábra**). Mivel sok *C. rutilus* termőtest sziklagyepes, sztyeppréti élőhelyekre telepített erdei- és feketefenyvesből került elő (pl. Tétényi-fennsík, Érdi-fennsík, Tési-fennsík – Várpalota), ezért az ezen élőhelyekre jellemző vázталaj típusok és a hozzájuk kapcsolódó hidrológiai, szemcseméretbeli jellegzetességek érhetők tetten (**23. ábra**; Borhidi 2003, Mészáros *et al.* 2020, Csorba 2021).



23. ábra. Gazdanövény-preferencia és kategorikus edafikus tényezők hatása a különböző, Magyarországról gyűjtött *Chroogomphus* fajok elterjedésére. A különböző színű oszlopok az egyes *Chroogomphus* fajok gyakoriságait jelölik '3x' kontingencia táblázatokból, ahol '3' az első faktor szintjeinek száma (a vizsgált *Chroogomphus* fajok száma), míg 'x' a második faktor (gazdanövény, hidrológia, fizikai talajféleség, genetikai talajtípus) szintjeinek száma. Psyl: *Pinus sylvestris*; Pnig: *Pinus nigra*; Psyl-Pnig: *Pinus sylvestris* és *Pinus nigra*; Pabi: *Picea abies*; Pabi-Pstr: *Picea abies* és *Pinus strobus*, PWE: állandó vízhatású; SWS: szivárgó vízű; WLS: többletvízhatástól független; RD: törmelék; S: homok; L: vályog; RSSS: sziklás, köves vázталaj; ESS: földes vázталaj; HCS: humuszos homoktalaj; RE: rendzina; LBFS: agyagbemosódásos barna erdőtalaj; GBFS: pseudoglejes barna erdőtalaj; BE: barnaföld; RBFS: típusos barnaföld.

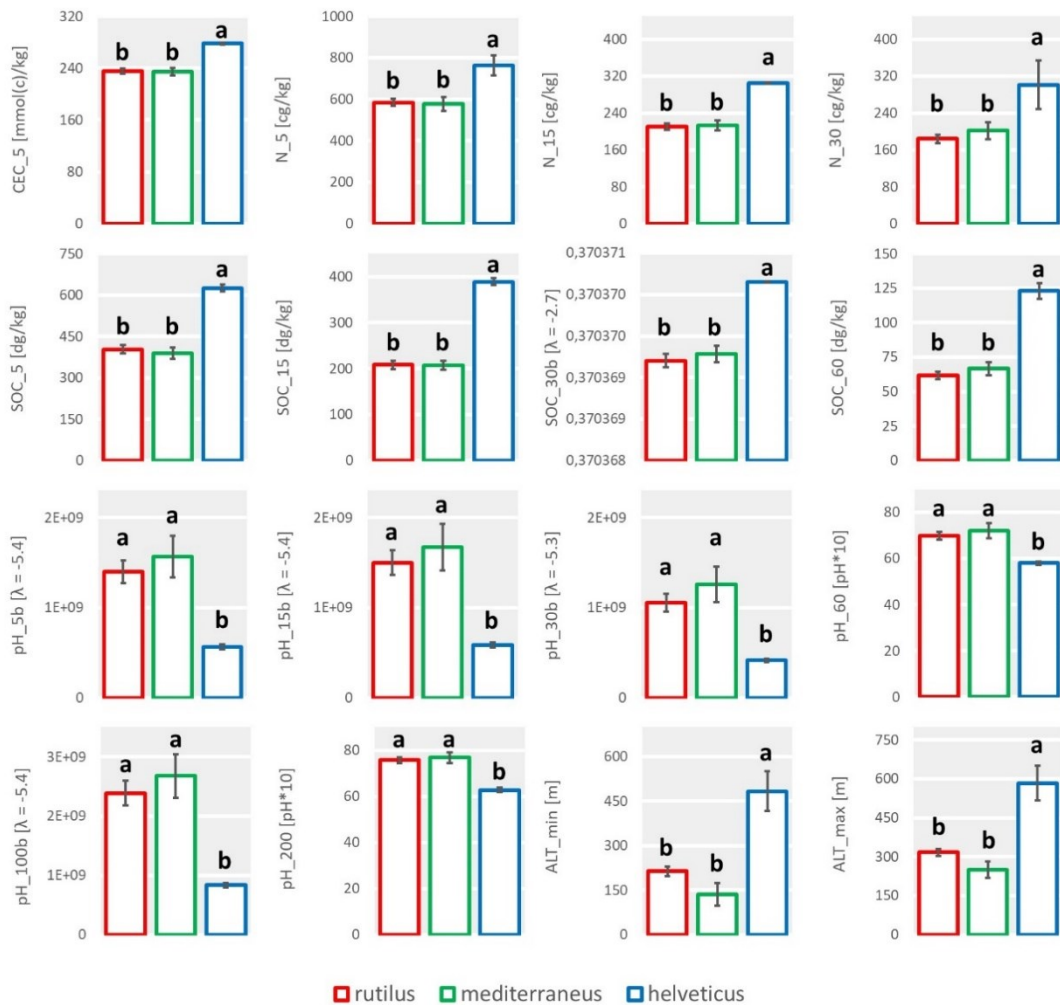
A *Chroogomphus mediterraneus* termőteste főleg olyan *Pinus sylvestris* és vegyes *P. sylvestris*-*P. nigra* erdőrészekben fordultak elő, ahol a lombos fafajok aránya alacsony volt. Azonban lombos erdőkben foltszerűen megjelenő *Pinus* egyedek között dokumentált bazidiokarpiumokra is van példa (**23. ábra**, **M10. melléklet**, **M7. melléklet**). Két *C.*

mediterraneus mintát a *P. sylvestris* természetes hazai elterjedési területén belül az Őrségben sikerült azonosítani, ezen kívül a további hat termőtest kultúr- és származékerdőkből származik (M7. melléklet). E fajt 1) gyertyános-tölgyes, 2) kocsánytalan tölgyes és 3) erdősztyepp klímabesorolású lelőhelyeken sikerült azonosítani, többletvízhatástól független (WLS), sokszor homokos (S), de esetenként vályog (L), vagy törmelék (RD) frakciójú, főleg rendzina (RE), de egyéb váztaajtípusokról (RSSS, ESS, HCS) is (23. ábra).

A vizsgált adatbázisokban rögzített, modellezett értékek összevetései alapján a talaj pH, illetve a talaj ásványianyag- (CEC, N, SOC) és szerveszén tartalma (SOC) tekintetében a *C. rutilus* és a *C. mediterraneus* lelőhelyek nagyfokú hasonlóságot mutatnak, az egyes paraméterek között a különböző talajmélységekben nincs szignifikáns különbség (24. ábra). Az e lelőhelyek közötti nagyfokú hasonlóság egyik oka lehet, hogy a gazdanövények (*P. sylvestris* és *P. nigra*) jellegzetesen hasonló típusú élőhelyeken előforduló és hasonló életközösségek helyére ültetett állományai hasonló edafikus paraméterekkel jellemezhetőek. Ugyanakkor mivel a *C. mediterraneus* termőtesteit sokkal kisebb mennyiségben sikerült azonosítani és e faj ritkább előfordulásának bizonyult a hazai fenyesekben, így egyéb változók közrejátszása feltételezhető a *C. rutilus* és *C. mediterraneus* fajok közötti interspecifikus kompetíció tekintetében. Az egyik ilyen lehetséges változó a kolonizációs idő; ennek kontextusában egy adott közös erőforrást korábban hasznosító (ebben az esetben a gazdanövényvel korábban és gyorsabban mikorrhizás kapcsolatot kialakító) szervezet feléli, elfoglalja a közös erőforrást a később érkező, illetve lassabban megtelepedő konkurens elől (Kennedy és Bruns 2005, Kennedy *et al.* 2007, 2020). Ez az úgynevezett „elsőbbségi hatás” („priority effect”) gombák esetében hangsúlyosabb lehet, ha közel rokon fajok között merül fel (akárcsak a *C. rutilus* és a *C. mediterraneus* esetében), különösen akkor, ha a gazdanövények a funkcionális szempontból hasonló ektomikorrhizás fajoknak fejlődését megegyező mértékben segítik elő (Kennedy 2010). Továbbá lehetséges az is, hogy a vizsgált ektomikorrhizás fajok talajfelszín feletti abundanciája (a termőtestek mennyisége), illetve a talajfelszín alatti abundanciája (hifák, mikorrhizás kapcsolatok képletei) jelentősen eltérnek (Gardes és Bruns 1996). A termőtest-, és spóráképzésre hangsúlyosabban erőforrásokat fordító fajokkal szemben a gyökércsúcsok kolonizálását priorizáló mikorrhizás fajok sokkal kisebb talajfelszín feletti egyedsűrűsége tapasztalható (Peay *et al.* 2007, Kennedy 2010). További, ektomikorrhizás fajok kompetícióját meghatározó faktorok lehetnek még a micéliumok növekedésének gyorsasága (Wu *et al.* 1999), a sporofágia (Fries és Swedjemark 1985), a talajfauna által történő elfogyasztás (Setälä *et al.* 1997), az intraspecifikus kompetíció, a hőmérséklet és sok további tényező (lásd Kennedy (2010) munkáját, valamint a benne hivatkozott szakirodalmakat). Az ektomikorrhizás fajok egyik sajátos kompetíciós stratégiája lehet még a mikoparazitizmus, amelyet *C. rutilus* és *C. helveticus* esetében a szakirodalom jelzett is (Agerer 1990); erre utaló

jelenséget saját felvételezések során is tapasztaltam *C. rutilus* esetében, amelynek egy termőteste közvetlenül egy *Suillus* termőtest mellett fejlődött. Scambler *et al.* (2018) felhívták arra a figyelmet, hogy érdemes lehet e tekintetben további megfigyeléseket tenni, mivel a *Chroogomphus* fajok ezen jelenségen alapuló ökológiai potenciálja még nem feltárt.

Eddig Magyarországon a *C. helveticus* fajnak egy dokumentált lelőhelye volt ismert: egy telepített fenyőelegyes állomány (*Picea abies*, *Pinus strobus*, *Larix decidua*) Mátraháza közelében, a Csór-réti-víztározó mellett (AL 06/11, DB2451). Jelen munkában Albert László egy *Picea abies* alól gyűjtött későbbi mintája (AL 15/166) is feldolgozásra került (**3. ábra, M7. melléklet**). Korábban az európai elterjedésű *C. helveticus* két feltételezett alfajának, a *C. helveticus* subsp. *helveticus*-nak és a *C. helveticus* subsp. *tatrensis*-nek lehetséges mikorrhizas partnereiként öttűs fenyőket (*Pinus cembra*, *P. peuce*, *P. strobus*), illetve egyéb nem öttűs fenyőket (*Picea abies*, *Abies alba*, kéttűs *Pinus*-ok) tartottak számon, amely gazdanövény köröket a feltételezések szerint a két alfaj sorban külön-külön kolonizál (Singer és Kuthan 1976, Breitenbach és Kränzlin 1991). Ugyanakkor Singer és Kuthan (1976) a subsp. *helveticus* alfaj esetében 17–23 × (6,8)7–8 μm, a subsp. *tatrensis* alfaj esetében 14.5–21(23) × 6.8(7.2) μm spóraméreteket említ egyik elkülönítő bélyegként, amelyek közül alapvetően az előbbi fedti a magyarországi minták esetén tapasztalt spóraméreteket, különösen a spóraszélességek tekintetében (**M11. melléklet**). Ennek ellentmond, hogy a magyarországi mintákat *Picea abies*-*Pinus strobus*, illetve *Picea abies* alól gyűjtötték, így a két leírt alfaj gazdanövény preferencia és/vagy morfológiai bélyegein alapuló elkülönítése bizonytalan. Dörfelt (1977) saját munkája során elvetette a két alfaj koncepcióját, mivel a két taxon morfológiai paraméterei oly mértékben fedtek át a saját megfigyelései szerint, amelyek következtében az egyetlen valódi elkülönítő bélyeg a gazdanövény lenne. A Mátraháza közelében, *Pinus strobus*-al elegyes állományból gyűjtött *C. helveticus* minták (**M11. melléklet**), illetve Assyov és Slavova (2023) bizonyítottan *Pinus peuce* alól gyűjtött termőestei ugyanakkor abba az irányba mutatnak, hogy – az egyébként az utóbbi időkben megkérdőjelezett (Li *et al.* 2009, Scambler *et al.* 2018) – *Pinus strobus*-al (mint potenciális öttűs gazdanövénnel) alkotott partnerségi viszonyt alátámaszsa. A *C. helveticus* két magyarországi lelőhelye bükkös (Mátraháza) és gyertyános tölgyes (Szuha-völgy) klímával rendelkezik, amelyek sorban szivárgó vizű (SWS), illetve többletvízhatástól független (WLS) hidrológiai viszonyokkal; pszeudoglejes barna erdőtalaj (GBFS), illetve agyagbemosódásos barna erdőtalaj (LBFS) genetikai talajtípusokkal, illetve vályog (L) fizikai talajféleséggel jellemezhetőek (**23. ábra**). Ezen termőhelyek a *C. rutilus* és *C. mediterraneus* lelőhelyeihez képest szignifikánsan magasabb ásványi anyag, illetve tápanyagtartalommal (CEC, N, SOC), illetve savanyúbb kémhatású (pH) talajokkal jellemezhetőek (**24. ábra**).



24. ábra. A Magyarországon gyűjtött *Chroogomphus* fajok termőhelyeinek talajtani és topográfiai paraméterei. A különböző színű oszlopok az egyes *Chroogomphus* fajok termőhelyeinek összesített átlagait, a hibasávok a standard hibát jelölik. CEC: kationcsere-kapacitás; N: nitrogéntartalom; SOC: szerves széntartalom; ALT: tengerszint feletti magasság. Az egyes paraméterek után következő számok a SoilGrids adatbázisban szereplő talajmélység-intervallumok alsó határát jelzik; a számok után következő „b” jelölés Box-Cox transzformált adatokat jelölnék. Az oszlopok fölötti betűk ugyanazon paraméternek adott mélységben vizsgált, a három *Chroogomphus* faj termőhelyi értékei közötti szignifikáns különbségeket jelzik (Tukey HSD, $p < 0,05$ esetén).

A *Chroogomphus subfulmineus* fajnak egy termőteste került elő a zalai Nemesnép közeléből, *Pinus sylvestris* alól. Mivel pontos GPS koordináták nem kerültek felvételezésre a gyűjtés során, így a lelőhely talajtani, erdészeti adatai nem állnak rendelkezésre (**M7. melléklet**). A Kerka-vidék központi részén elhelyezkedő gyűjtési területre a mérsékelt hűvös-mérsékelt nedves éghajlat, megközelítőleg évi 760–780 mm évi csapadékösszeg, és alapvetően pszeudoglejes barna erdőtalaj jellemző (Dövényi 2010). Mivel az eddig Európából azonosított *C. subfulmineus* minták meglehetősen vegyes ökológiai és földrajzi körülmények közül származnak, e faj ökológiai preferenciái, tűrése relatíve tágnak tűnik. A *C. subfulmineus* Közép-Kelet-Európában való előfordulása alátámasztja azt a korábbi feltételezést, miszerint az eddig csak észak- és dél-európai

lelőhelyek által ismert elterjedési terület között is valószínűsíthető a faj jelenléte (Scambler *et al.* 2018, Saitta *et al.* 2020).

Serpulaceae Jarosch & Bresinsky

Serpula (Pers.) Gray [I] – *Serpula himantioides* (Fr.) P. Karst. [E]

Taxonómia és nomenklátúra: A rezupinátus, meruloid trámával rendelkező *Serpula himantioides* Cooke (1957) szerint az alapvetően beépített faanyagot bontó *S. lacrymans* vadon termő változata (*S. lacrymans* var. *himantioides*). Harmsen koncepciója szerint a két taxon külön fajnak minősül (Harmsen 1960), amelyet a későbbi molekuláris filogenetikai eredmények is alátámasztanak (Skrede *et al.* 2011). A *S. himantioides* fajon belül további leszármazási vonalakat is elkülönítettek, amelyből következően valószínűsíthető, hogy a *S. himantioides* s. lato egy fajkomplexet alkot (Kausrud *et al.* 2006, Carlsen *et al.* 2011).

Makro- és mikromorfológia: A *Serpula* nemzetség általános morfológiai jellemzését lásd a 2.4.3. fejezetben. A *S. himantioides* a hozzá hasonló *S. lacrymans*-tól alapvetően a vékonyabb termőteste alapján különíthető el; az alaplemez, illetve a szubhiménium hifáinak szélessége, valamint a spóraméreték nagy mértékben átfedőek (Moesz 1934, Cooke 1957). Az egyik általunk gyűjtött és vizsgált *S. himantioides* minta (VPapp1810141) spóraméretei [(9,41)9,94–10,25–10,60(11,52) × (5,23)5,72–6,00–6,22(6,50) μm; Q=(1,57)1,67–1,73–1,81(1,93); n=40] is megegyeznek a szakirodalomban az *S. himantioides* és *S. lacrymans* fajoknál feltüntetett tartományokkal (Moesz 1934, Cooke 1957).

Ökológia, chorológia: A *S. himantioides* fajt a korábbi szakirodalomban is már mint alapvetően természetes környezetben, ritkán beépített nyitvatermő (esetenként lombos) faanyagon előforduló gombaként jellemezték (Moesz 1934, Cooke 1957), amely a másik alapvető elkülönítő bélyege e fajnak a *S. lacrymans*-hoz képest Európában (Kausrud *et al.* 2007, Carlsen *et al.* 2011). Az öt ismert *S. himantioides* sensu lato kriptikus filogenetikai fajból kettő esetében vannak épületekből dokumentált előfordulások (Carlsen *et al.* 2011).

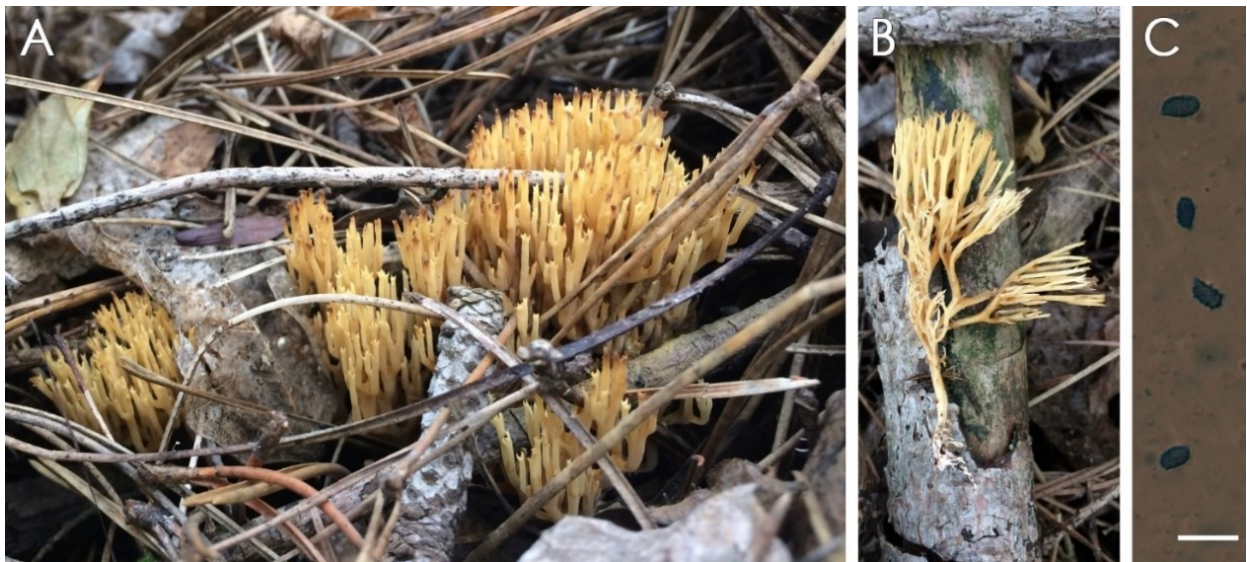
A korábbi szakirodalomban nem áll rendelkezésre a *S. himantioides* faj Magyarországról gyűjtött és vizsgált mintáira, azok környezetére vonatkozó részletes információk (Moesz 1934, Bánhegyi *et al.* 1953, Cooke 1957). Szemere (1965) a *S. lacrymans*-t gyakori előfordulású fajként említi a Bakonyban; ugyanakkor a fenti szubsztrátum-preferenciák alapján valószínűsíthető, hogy a gyűjtései során részben (vagy teljes egészében) a *S. himantioides* termőtesteit figyelte meg. Moesz (1934) pontosabb gyűjtési helyek megjelölése nélkül említi erdeifenyőről a *S. himantioides* fajt. Az első jól dokumentált hazai gyűjtések a Lakitelek melletti Tőserdőből, valamint a Juhdöglő-völgy Erdőrezervátumból származnak (Nagy és Gorliczai 2007, Papp 2015). A Fenyőfői

Ősfenyvesből jelen munkában bemutatott minták (M7. melléklet) az elsők, amelyeket erdeifenyőről jeleztek dokumentáltan Magyarországról.

4.2.4. A Gomphales rendbe tartozó bazídiumos nagygombák értékelése

Gomphaceae Donk

Phaeoclavulina Brinkmann [2] – **Phaeoclavulina carovinacea* Franchi & M. Marchetti [–]



25. ábra. A *Phaeoclavulina carovinacea* (BPalla2210148) makro- és mikromorfológiai képletei. A–B) termőtest; C) spórák. Mércé: 10 μ m. Fotók: Palla B.

Taxonómia és nomenklátúra: A *Phaeoclavulina carovinacea* fajt néhány évvel ezelőtt Franchi és Marchetti (2020) írta le morfológiai alapon, az izotípus (141019/02; holotípus: AMB 18533) génbanki szekvenciáját is megadva (MT055917). A leírók későbbi monográfiájában is előkerül a faj (Franchi és Marchetti 2022), amihez jelen munka irodalmi feldolgozása során nem fértem hozzá. Saitta (2021) elektronikusan publikált, ITS alapú filogenetikai fája alapján a *P. carovinacea* egy jól támogatott kládba tömörül a közelrokon *Phaeoclavulina* fajok mellett, amelybe a makroszkopikus bélyegeiben eltérő *P. nigricans* holotípusa is beletartozik. E két faj molekuláris szintű elkülönítéséhez valószínűsíthetően több megszekvenált minta több barcoding régióján (LSU, fehérjekódoló gének) alapuló filogenetikai elemzések alkalmasak.

Az általam a Tétényi-fennsíkon gyűjtött és megszekvenált minta (BPalla2210148) ITS régiója nagyfokú homológiát mutatott *P. carovinacea*-ként azonosított génbanki szekvenciákkal (nukleotid egyezés alapján sorba állítva a BLAST elemzés első 4 találat: 99,05%, 98,46%, 98,21%, 98,15%). A holotípussal (AMB 18533) a nukleotid egyezés 97,29%, egy *P. nigricans*-ként feltöltött szekvenciával pedig 98,15%-nak bizonyult.

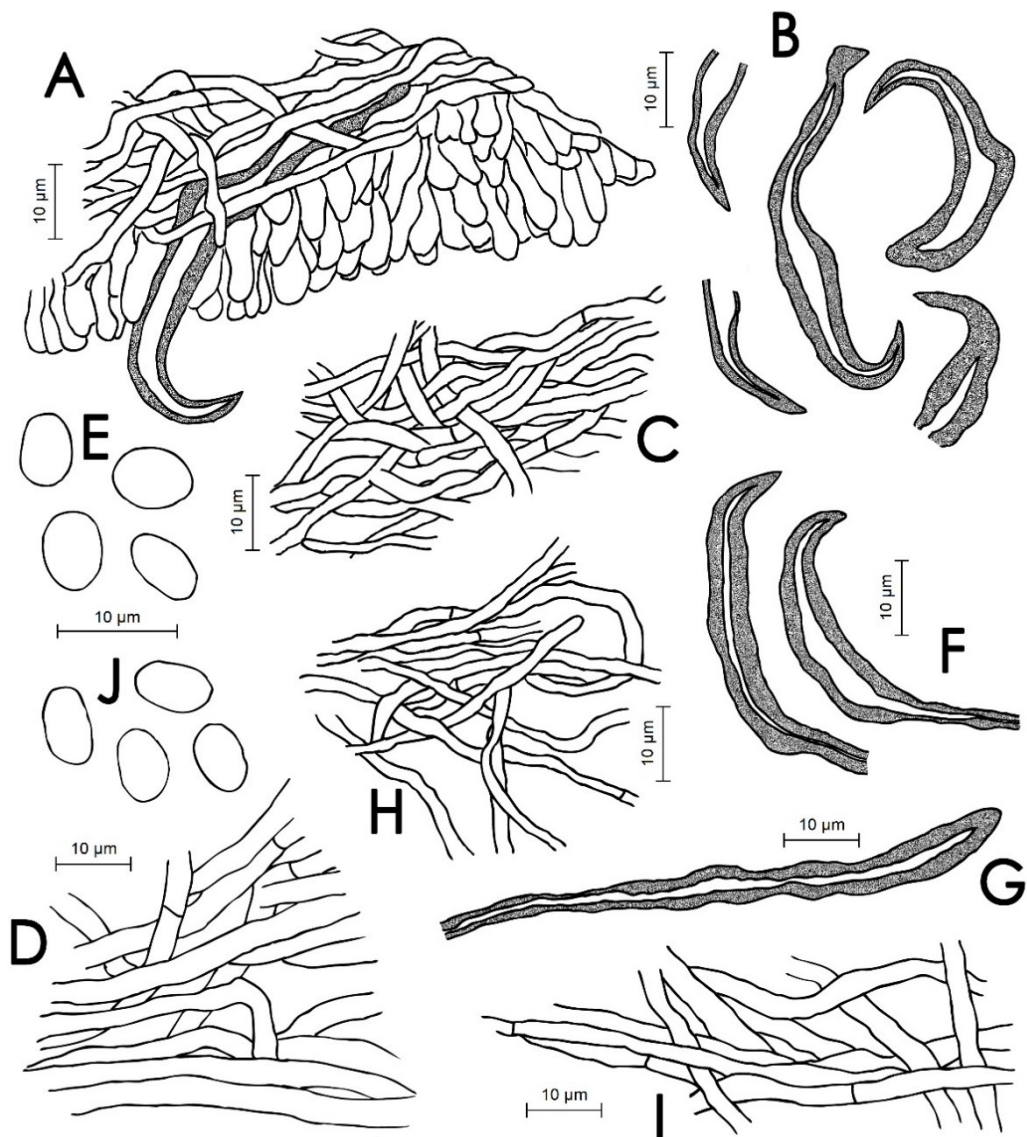
Makro- és mikromorfológia: A *Phaeoclavulina* nemzetség általános morfológiai jellemzését lásd a 2.4.5. fejezetben. A filogenetikai és morfológiai szempontokból hasonló, koralloid *P. carovinacea* és *P. nigricans* alapvető elkülönítő bélyege a termőtest színe, illetve az érintésre, sérülésre bekövetkező elszíneződés. A *P. carovinacea* koralloid holotéciuma világossárga-krémsárga-okkerbarna színnel jellemezhető, ahol az ágvégek élénksárga színűek; a termőtest érintésre nem változik meg (**25. ábra**). A *P. nigricans* krémszínű-piszkos okker termőteste ezzel szemben gyakran olív árnyalatú, a holotécium ágvégek a termőtest többi részével azonos színűek és a termőtest érintésre borvörösré változik (Franchi és Marchetti 2020). Az általam gyűjtött és vizsgált mintákon a szemölcsös felületű spórák méretei a következők voltak (**25. ábra**): (4,98)5,57–5,96–6,23(6,57) × (3,03)3,28–3,50–3,62(4,08) μm; Q=(1,44)1,56–1,73–1,81(1,92); n=30 (BPalla2210148); (5,00)5,46–5,63–5,83(6,14) × (3,06)3,27–3,50–3,59(3,81) μm; Q=(1,44)1,56–1,60–1,67(1,87); n=20 (BPalla22101319). A hivatkozott szerzők koncepcióját elfogadva a Tétényi-fennsíkon gyűjtött minták a *P. carovinacea* fajjal azonosak.

Ökológia, chorológia: A *P. carovinacea* elterjedéséről kevés elérhető információ áll rendelkezésre; eddig kizárólag Olaszország partvidéki területeiről (Toszkána és ÉK-Szicília) vannak publikált adatai, ahol *Quercus ilex*, *Pinus pinea*, *P. pinaster*, *Cupressus lusitanica*, *Robinia pseudoacacia*, *Pistacia lentiscus*, *Phyllirea variabilis*, *Fraxinus oxycarpa* és *Eucalyptus* alkotta elegyes állományokból gyűjtötték a termőtesteit (Franchi és Marchetti 2020, 2022, Clericuzio *et al.* 2022, Saitta 2022). Egyes esetekben talajról jelezték az olasz termőtest mintákat (AMB 18533; TUR-A 209584). A GlobalFungi (Větrovský *et al.* 2020), illetve a GBIF által referált „Global soil organisms” PlutoF adatbázisokban (PlutoF 2024) továbbá környezeti minták révén (talaj, levegő) Olaszországból, Franciaországból, Horvátországból (*P. cf. carovinacea*) és Észtországból vannak adatai. A Tétényi-fennsíkon gyűjtött termőtestminták (**M7. melléklet**) az első Olaszországon kívüli dokumentált előfordulásai a fajnak, amelyek a talajlakó szaprotróf életformát, illetve a száraz, mérsékelten meleg-meleg éghajlatú (Mészáros *et al.* 2020), lombelegyes *Pinus* állományokhoz való kötődést igazolják.

4.2.5. A *Hymenochaetales* rendbe tartozó bazídiumos nagygombák értékelése

Hymenochaetaceae Donk

Onnia P. Karst. [0] – **Onnia triquetra* (Pers.) Imazeki [–]



26. ábra. Erdeifenyőről (Z. Igmándy 1131; A–E) és feketefenyőről (Borsicki 100916; F–J) gyűjtött *Onnia triquetra* mikromorfológiai képletei. A) tréma és himénium keresztmetszet; B, F, G) szetak; C, H) hifák a trémában; D, I) hifák a húsban; E, J) bazidiospórák. Mércse: 10 μm. Fotók és ábra: Palla B., Papp V.

Taxonómia és nomenklatura: A Hymenochaetaceae családba tartozó *Onnia* nemzetséget Karsten (1889) írta le a *Polyporus circinatus* (= *O. tomentosa*) átkombinálásával és típusfajként való kijelölésével; összesen 8 faj ismert a génuszban (He *et al.* 2019, Wijayawardene *et al.* 2020, Wu *et al.* 2022). Filogenetikai szempontból az *Onnia* nemzetség egy jól elkülönülő kládot alkot a

Phellinus sensu lato csoporton belül, amelynek legközelebbi rokon nemzetsége a *Porodaedalea* (Wagner és Fischer 2002, Larsson *et al.* 2006). Az *O. triquetra* faj több publikált filogenetikai rekonstrukcióban is nagy támogatottsággal elkülönül a többi *Onnia* fajtól (pl. Ji *et al.* 2017, Zhou és Wu 2018).

Makro- és mikromorfológia: A *Hymenochaetaceae* család általános morfológiai ismérvein felül (2.4.2. fejezet) az *Onnia* nemzetségre jellemző az egyéves, kalaposodó (esetleg tönkös) bazidiokarpium; a sárgásbarna-rozsdabarna, finoman gyapjas, vagy sprőd felületű kalap; a barnás, poroid tráma; a kétrétegű hús (felső rész puha-bolyhos, alsó keményebb, parás); a monomitikus hifarendszer; a himeniális szeták jelenléte; valamint a hialin, vékonyfalú, sima felületű, inamiloid, indextrinoid spórák (Igmándy 1991, Wu *et al.* 2022). Az *O. triquetra* jellegzetessége a cisztidiolumok hiánya, a 2–4 db/mm pórussűrűség, az 5–7 µm hosszú bazidiospórák [(5,84)6,15–6,38–6,61(7,03) × (4,13)4,25–4,50–4,67(5,02) µm; Q=(1,25)1,35–1,43–1,50(1,65); n=50 (Z. Igmándy 1131)], valamint a himéniumon maximum 50 µm-ig túlnyúló himeniális szeták (**26. ábra**; Ji *et al.* 2017, Wu *et al.* 2022).

Ökológia, chorológia: Az *Onnia* fajok többsége nyitvatermőkön növvő fehérkorhasztó; egyes fajok élő *Picea* és *Pinus* gazdanövényeken jelennek meg, patogén életformájúak (Dai *et al.* 2007, Ryvarden és Melo 2017). A jellegzetesen *Pinus*-on növvő, élő gazdanövényt is kolonizálni képes *O. triquetra* egy másik fontos ismérve a morfológiailag nagyon hasonló *O. subtriquetra*-hoz képest a faj európai elterjedése (Ji *et al.* 2017, Wu *et al.* 2022).

Az *O. triquetra* első Magyarországról dokumentált, eddig nem azonosított példánya Igmándy fungáriumban lelhető fel, amelynek fungáriumi példányát a jelen munka során is vizsgáltuk (Igmándy 1131). Az 1959-ben, Szilvág közeliében, erdeifenyőről gyűjtött minta az Erdőtérkép adatbázisa alapján valószínűsíthetően a régióra jellemző lombelegyes erdeifenyvesek természet szerű, illetve származékérdő természetességű állományaiából származik. E faj másik példányát Borsicki Imre bocsátotta a rendelkezésünkre (Borsicki 100916), amelyet a Komárom-Esztergom megyében található Búbánat-völgyben gyűjtött a Magyarországon tájidegen feketefenyőről, 2016-ban. A két minta gyűjtési körülményeiből következik, hogy a telepített, tájidegen fafajok alkotta életközösségek bár számos negatív ökológiai hatással jellemezhetőek (lásd 2.1.1., 2.1.2. fejezeteket), ugyanakkor alkalmasak lehetnek egyes kevésbé elterjedt, specialista gombataxonok befogadására.

Schizoporaceae Jülich

Xylodon (Pers.) Gray [1] – **Xylodon spathulatus* (Schrad.) Kuntze [–]

Taxonómia és nomenklátúra: Az újradefiniált *Xylodon* nemzetségen belül (lásd 2.4.2. fejezet) a *X. spathulatus* egy erősen támogatott filogenetikai kládot alkot, amely közös leszármazási ágról ered a *X. rhododendricola* és *X. niemalei* fajokkal; a *X. asperus* az előbbi három faj alkotta leszármazási vonalhoz képest bazális helyzetűnek bizonyult, a *X. brevisetus* pedig ez utóbbi taxonhoz képest is nagyobb filogenetikai távolsággal jellemezhető a *X. spathulatus*-hoz képest (Riebesehl és Langer 2017, Wang *et al.* 2021). Mivel több próbálkozás ellenére sem sikerült tiszta szekvenciát nyerni a Tétényi-fennsíkon gyűjtött *Xylodon* mintából (BPalla22101312), így annak faji azonosságát molekuláris genetikai módszerekkel nem tudtam igazolni; ugyanakkor a morfológiai jelek alapján a fenti két csoport tagjaira szűkíthető le a potenciális fajok köre.

Makro- és mikromorfológia: A *Xylodon* nemzetség általános makro-és mikromorfológiai bélyegein felül (lásd 2.4.2. fejezet) az egyes morfo csoportokon belüli határozóbélyegek rendkívüli mértékben átfedhetnek, így sok esetben megnehezítve a határozást (Yurchenko és Wu 2016, Riebesehl és Langer 2017, Wang *et al.* 2021). A Tétényi-fennsíkon gyűjtött minta (BPalla22101312) jellegzetességei a következők: krémfehér-piszkosfehér színű, fogas (odontoid) tráma; a tráma fogai kb. 1 mm hosszúak, vegyesen hosszan hengeresek, vagy lapítottak; két típusú cisztídium: 1) moniliform – fejes ('capitate') – tekebábu ('lecythiform') – alakú, illetve 2) fokozatosan elvékonyodó ('tapering') cisztídiumok; spóraméret: (4,84)5,07–5,29–5,50(5,73) × (3,84)4,05–4,30–4,54(4,77) μm; Q=(1,13)1,18–1,23–1,28(1,38); n=50. Riebesehl és Langer (2017), valamint Wang *et al.* (2021) határozókulcsai alapján a *X. spathulatus*, illetve a *X. brevisetus* fajokra illeszkednek a legjobban a fenti bélyegek. Az Eriksson és Ryvardeen (1976) korábbi monográfiájában közölt mikromorfológiai jelek mentén a *X. spathulatus* és *X. aspera* fajokra szűkíthető a potenciális fajok köre, ugyanakkor az utóbbira jellemző ritkán álló fogak alapján a *X. aspera* kizárhatónak tűnik. A fenti fajok átfedő bélyegei ellenére a minta *X. spathulatus*-al való azonosságát több további bélyeg támasztja alá (lapított fogak jelenléte; a termőtest határozott szegélye; csak a szubhiméniumban megfigyelt moniliform cisztídiumok), amely faj így Magyarországra új adatnak minősül (Eriksson és Ryvardeen 1976, Riebesehl és Langer 2017, Wang *et al.* 2021).

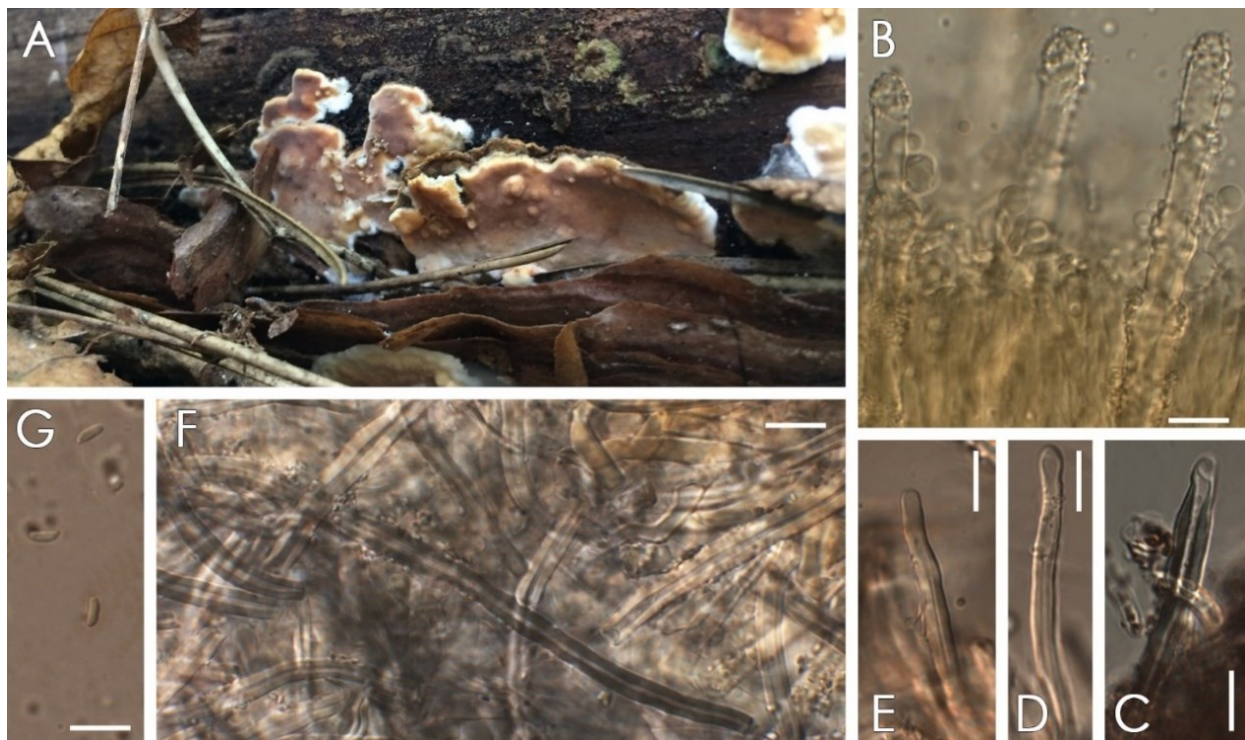
Ökológia, chorológia: A *X. spathulatus* egy kozmopolita elterjedésű faj (Yurchenko és Wu 2016, Riebesehl és Langer 2017). Európa északi részén elég ritkának minősül, míg délebbre előfordulása gyakoribb (Eriksson és Ryvardeen 1976, Lizoň és Kautmanová 2004). A környező országokban Ausztriából, Szlovákiából, Ukrajnából, Romániából, Horvátországból és Szlovéniából ismertek előfordulásai (Akulov *et al.* 2002, Lizoň és Kautmanová 2004, Cojocariu

és Tănase 2006, Tortić 2024); Magyarországról eddig nem jelezték. Alapvetően holt nyitvatermők faanyagán telepszik meg (*Abies*, *Pinus*, *Picea*), de egyes esetekben lombhullató fafajokat (*Quercus*, *Fagus*, *Salix*, *Acer*, *Carpinus*) is kolonizál (Eriksson és Ryvarden 1976, Lizoň és Kautmanová 2004).

4.2.6. A *Polyporales* rendbe tartozó bazídiumos nagygombák értékelése

Dacrybolaceae Jülich

Dacryobolus Fr. [0] – **Dacryobolus karstenii* (Bres.) Oberw. ex Parmasto [-]



27. ábra. A *Dacryobolus karstenii* (A, C–E: BPalla2210142; B, F, G: BPalla2210143) makro- és mikromorfológiai képletei. A) termőtest; B–E) cisztídiumok; F) szubikuláris hifák; G) bazidiospórák. Mércé: 10 µm. Fotók: Palla B.

Taxonómia és nomenklatúra: A *Stereum karstenii* bazionim *Dacryobolus* nemzetségbe való átsorolását Oberwinkler (1965) vetette fel az általa részletesen megadott morfológiai bélyegeket, illetve Weresub (1957) megfigyelései alapján; a *nomen novum* validáló leírását Parmasto (1968) egészítette ki. A morfológiai alapon definiált *Dacryobolus* nemzetség (Fries 1849) különállóságát a molekuláris filogenetikai eredmények is alátámasztották (Binder *et al.* 2005, Justo *et al.* 2017); a monogenerikus *Dacrybolaceae* családban a *Dacryobolus karstenii* egy jól elkülönült, erősen támogatott faj (Liu *et al.* 2023b). A *D. karstenii* érdekessége, hogy a fajt több gyűjtött termőtestre támaszkodva Bresadola közölte (*Stereum karstenii*) a „Hymenomycetes Hungarici Kmetiani” című művében, a történelmi Magyarország területéről (Bresadola 1897); az

így szüntípusnak tekinthető egyenrangú egyedek Svéd Természettudományi Múzeumban tárolt mintáinak (regisztrációs számok: F243138, F243139) potenciális lektotipizálása indokolt lehet.

Makro- és mikromorfológia: A barnakorhasztó *Dacryobolus* génusz általános morfológiai ismérvein felül (lásd 2.4.3. fejezet) a *D. karstenii* jellegzetessége az éles határvonalú termőtest; a sima, esetenként szemölcsös, kezdetben halványsárga-krémszínű, idősebben sötétebb tráma; a közvetlenül a sterigmák alatt befűződéssel jellemezhető bazídiumok; és a két típusú cisztídium: 1) nagyon hosszú (akár 250 μm), inamiloid, a tövük felé vastagodó falú, gyakran kristályos borítású pszeudocisztídiumok, valamint 2) a vékony-, esetleg vastagfalú, kristályos borítású, a himéniumon 20–30 μm -rel túlnyúló himeniális cisztídiumok (27. ábra; Eriksson és Ryvarde 1975). Az általam gyűjtött minták egyikének (BPalla2210143) bazidiospóra méretei [(4,81)5,27–5,47–5,82(6,07) \times (1,41)1,61–1,70–1,79(1,92) μm ; Q=(2,79)3,06–3,26–3,41(3,95); n=55] alapvetően megegyezik a szakirodalomban jelzettekkel (Bourdot és Galzin 1927, Oberwinkler 1965, Eriksson és Ryvarde 1975, Liu *et al.* 2023b).

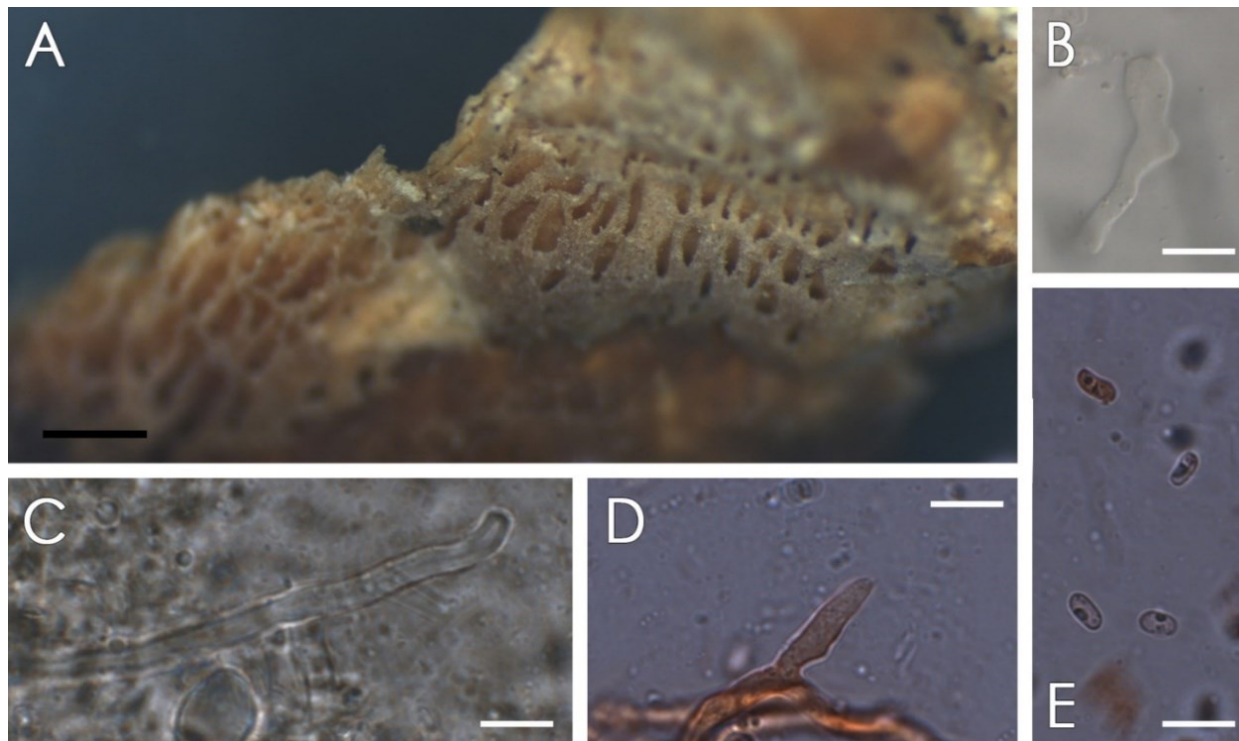
Ökológia, chorológia: Leggyakrabban kidőlt, holt, kérgétől megfosztott *Pinus* törzseken, ritkán lehullott ágakon, illetve *Picea*-n, *Abies*-en, elég ritkán lombhullató szubsztrátumon jelenik meg; az északi féltekén széleskörűen elterjedt faj (Bourdot és Galzin 1927, Oberwinkler 1965, Gilbertson *et al.* 1974, Eriksson és Ryvarde 1975, Volk *et al.* 1994, Zervakis *et al.* 1998, 2002, Ortega és Lorite 2000, Akulov *et al.* 2002, Dai *et al.* 2004, Hjortstam és Ryvarde 2007, Ghobad-Nejhad 2011, Prasher és Ashok 2013, Ezhov és Zmitrovich 2015, Maekawa 2021, Liu *et al.* 2023b).

A típusanyag a történelmi Magyarországról származik (Bresadola 1897, p. 108); Bresadola leírásában a Selmeci-hegység Szitnya-hegyét jelöli meg a gyűjtések helyeként és *Abies alba*-t (= *A. pectinata*) szubsztrátumaként („...*ab truncos Abietis pectinatae in Monte Sytno.*”). Mivel a gyűjtési helyszín jelenleg Szlovákia besztercebányai kerületének közigazgatási területén helyezkedik el, illetve mivel egyéb hazai szakirodalmi anyagban nem említik a faj előfordulását, így egyes szerzők eddig tévesen tüntették fel Magyarországot, mint típuslelőhelyet, illetve mint az elterjedési terület részét (Hjortstam és Ryvarde 2007, Liu *et al.* 2023b). A saját gyűjtések (BPalla2210142, BPalla2210143), illetve a Koszka Attila (Vértes) és Papp Viktor által is megfigyelt és vizsgált további termőtestek (személyes kommunikáció) így az első publikált hazai adatoknak minősülnek.

Fibroporiaceae Audet

Fibroporia Parmasto [1] – **Fibroporia pseudorennyi* (Spirin) Spirin [–]

Taxonómia és nomenklátúra: A korábban az *Oligoporus* nemzetségbe sorolt (Spirin 2004) *Fibroporia pseudorennyi* fajt Spirin (2007) kombinálta a *Fibroporia* nemzetségbe morfológiai bélyegekre alapozva. A megfigyelt mikromorfológiai jellegek alapján Spirin a *F. pseudorennyi* rokonsági körében a *F. norrlandica* és *F. gossypium* fajokat jelezte. Molekuláris filogenetikai kutatások alátámasztották ezt a megfigyelést (Ortiz-Santana *et al.* 2013, Chen *et al.* 2017, Justo *et al.* 2017), ahol Liu *et al.* (2023b) átfogó munkájukban igazolták a *F. pseudorennyi* különállóságát az e fajhoz sok bélyegében hasonlító *F. gossypium*-tól. A jelen kutatás során gyűjtött minta (VPapp1810142) ITS-szekvenciája nagyfokú homológiát mutat a *F. pseudorennyi* holotípusából (LE 211363) kivont DNS ITS régiójával (99,09%), illetve egy másik *F. pseudorennyi* minta (Bernard Rivoire 3914 (H)) génbanki ITS szekvenciájával (99,22%); ugyanakkor több *F. gossypium* minta is (pl. HUBO 7725, FG2011, LY BR 3914) szintén 99% feletti nukleotid azonosságot mutat a fenyőfői mintával, azonban kisebb átfedés mellett (Query Cover <90%). A két faj molekuláris szintű elkülönítéséhez több gén által alátámasztott filogenetikai rekonstrukció szükséges (Liu *et al.* 2023b).



28. ábra. A *Fibroporia pseudorennyi* (VPapp1810142) makro- és mikromorfológiai képletei. A) pórusfelület; B) bazídium; C) szkeletális hifa; D) cisztídium; E) bazídiospórák. Fekete mérce: 1 mm; fehér mérce: 10 μ m. Fotók: Palla B.

Makro- és mikromorfológia: A barnakorhasztó *Fibroporia* nemzetség általános bélyegein felül (lásd 2.4.3. fejezet) a *F. pseudorennyi* jellegzetességei az egyéves, törékeny, puha termőtest; a halványbarna csöves termőrétegtartó; az 1–2(3) db/mm pórusűrűség; a (kevés vastagfalú szkeletális hifát hordozó) dimitikus hifarendszer; a hengeres-orsó alakú (fuziform) cisztídiumok; a dextrinoid, húsban megfigyelhető, vastagfalú klamidospórák; illetve az ellipszoid–babszem alakú bazídiospórák (Spirin 2004, 2007). A gyűjtések során előkerült minta (VPapp1810142) bazídiospóra-méretei [(4,63)4,93–5,13–5,41(5,96) × (2,42)2,54–2,70–2,77(3,01) μm; Q=(1,67)1,85–1,98–2,05(2,20); n=30] a *F. norrlandica*, bazídium méretei (10,45–27,9 × 3,35–6,98 μm) az *Oligoporus rennyi* fajnál tapasztalhatókkal mutat átfedést. Ugyanakkor a gyűjtött mintában a szkeletális hifák, valamint a fuziform cisztídiumok jelenléte (**28. ábra**) miatt morfológiai alapon kizárható e két faj (Spirin 2004, 2007). A *Fibroporia gossypium* jellemzően némileg rövidebb bazídiospórákkal és a cisztídiumok hiányával jellemezhető (Spirin 2007). Az ITS régió *F. gossypium* mintákkal mutatott homológiája mellett Spirin (2007) morfológiai koncepciójára alapozva a gyűjtött fenyőfői minta *F. pseudorennyi*-ként azonosítható.

Ökológia, chorológia: A *Fibroporia pseudorennyi* fajról eddig kevés információ áll rendelkezésre; az eddig publikált előfordulásai Oroszországból, illetve Franciaországból származnak, amelyek közül csupán a holotípus esetében említik a *Pinus sylvestris* gazdanövényt (Spirin 2004, Ortiz-Santana *et al.* 2013, Chen *et al.* 2017, Justo *et al.* 2017, Liu *et al.* 2023c). Az oroszországi Nyizsnyij Novgorod-i területen található védett, lombelegyes-fenyves öregerdőben megfigyelt holotípus, valamint a Fenyőfői Ósfenyves területéről, erdeifenyőről gyűjtött minta e faj bolygatatlan *Pinus* állományokhoz kapcsolódó preferenciáit jelezheti.

Gelatoporiaceae Miettinen, Justo & Hibbett

Cinereomyces Jülich [0] – *Cinereomyces lindbladii* (Berk.) Jülich [–]

Taxonómia és nomenklatura: A *Cinereomyces* nemzetséget Jülich (1981) írta le a *Polyporus lindbladii* bazionim átkombinálásával. A sokáig monotipikusnak tekintett nemzetség fő morfológiai jellemzői (amiloid vegetatív hifák, KOH-oldatban feloldódó szkeletális hifák, enyhén görbült hengeres, vékonyfalú spórák) alapján Miettinen (2013) a *Diplomitoporus dilutabilis* fajt a *Cinereomyces* nemzetségbe kombinálta át. Az így két faj alkotta nemzetség a közelrokon taxonok viszonylatában a *Cinereomyces* kládba tömörült molekuláris vizsgálatok alapján (Miettinen és Rajchenberg 2012), amelynek megközelítő ekvivalensét később a *Gelatoporiaceae* családként definiálták (Justo *et al.* 2017).

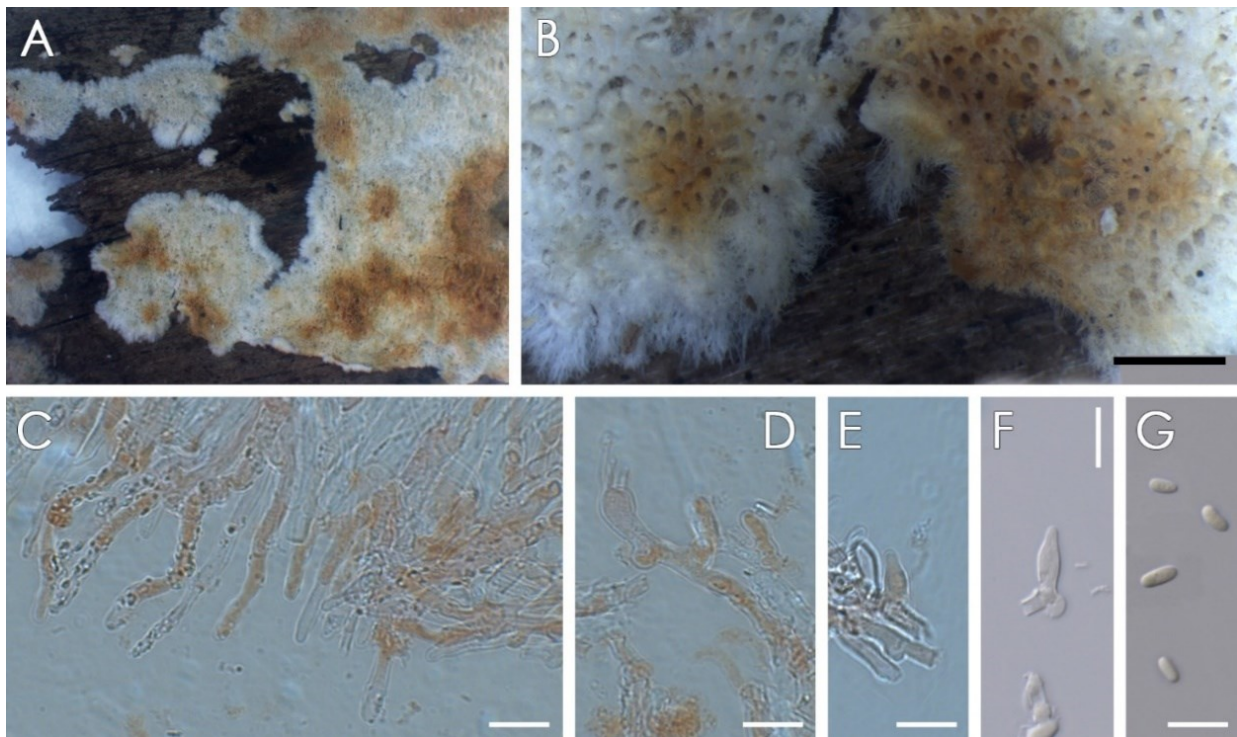
A Fenyőfőről gyűjtött egyik mintából (BPalla1911159) kinyert sejtmagi ITS szekvencia nagyfokú homológiát mutat a génbankban *Cinereomyces lindbladii*-ként felvezetett

szekvenciákkal (nukleotidegyezés alapján sorba állítva a BLAST elemzés első 5 találat: 99,48%, 99,30%, 97,83%, 97,83%, 97,83%). Koszka Attila továbbá egy általa Pusztavám közelében, láprétről gyűjtött mintát is a rendelkezésünkre bocsátott (KoszkaA220315), amelynek ITS régióját szintén nagyfokú homológia jellemzi a génbanki *C. lindbladii* feltöltésekkel (az első 5 találat mind 100% nukleotid egyezőséggel). A jellegzetes makro-és mikromorfológiai bélyegek alapján a minták *C. lindbladii* fajjal való azonossága igazolható.

Makro- és mikromorfológia: A nemzetségre általánosan érvényes morfológiai jellegeken felül (lásd 2.4.2. fejezet) a *Cinereomyces lindbladii* fajra jellemző a kisebb pórusűrűség (3–5 db/mm) és a kisebb szélességű spórák (maximum 2,4 μm), amely az amúgy dél-amerikai *C. dilutabilis*-től megkülönbözteti (Miettinen 2013). A jelenlegi munka során vizsgált mintákon (VPapp18110312, BPalla1911159, AKoszka2203151) megfigyelt morfológiai bélyegek azonosak a vonatkozó szakirodalomban *C. lindbladii* esetén jelzett jellegekkel (Ryvarden és Melo 2017).

Ökológia, chorológia: A fehérkorhasztó, cirkumpoláris elterjedésű *C. lindbladii* gyakori gazdanövényei nyitvatermők (*Abies*, *Larix*, *Picea*, *Pinus*), de lombhullató fajokon (pl. *Alnus*, *Betula*, *Corylus*, *Quercus*) is megfigyelték termőtesteit; gyakran *Trichaptum*-ok (*Hirschioporus*-ok) termőtestein is megjelenhet. Európában a fenyvesövben előforduló faj, a Mediterráneumban ritkának minősül (Ryvarden és Melo 2017). Ryvarden és Gilbertson (1993) monográfiájában bár térképes ábrán jelzik e faj Magyarországon való jelenlétét, az általuk referált és az általam áttekintett hazai szakirodalmakban (**M5. melléklet**) alátámasztó adatot nem találtam.

Skeletocutis Kotl. & Pouzar [2] – **Skeletocutis papyracea* A. David [–]



29. ábra. A *Skeletocutis papyracea* (VPapp1811035) makro- és mikromorfológiai képletei. A) termőtest; B) pórusfelület; C) pórustráma keresztmetszet; D) bazídium és bazídiólumok; E–F) cisztidiólumok; G) spórák. Fekete mérce: 1 mm; fehér mérce: 10 µm. Fotók: Palla B.

Taxonómia és nomenklatura: A leírása óta a *Skeletocutis* nemzetségen belüli taxonómiai munkák már a molekuláris technikák elterjedése előtt is nagyfokú kriptikus taxondiverzitásról tanúskodtak. Korábban az addig ismert morfológiai bélyegek nagyfokú variabilitása miatt a tág körben értelmezett *Skeletocutis subincarnata* taxonon belül Niemelä (1998) morfológiai alapon különített el és kombinált át fajokat, revideált egyes már leírt taxonokat, illetve közölt új fajokat az új koncepciók mentén (*Skeletocutis subincarnata* komplex). Azóta több, a *Skeletocutis subincarnata* fajkomplexhez kapcsolódó, tudományra új taxon került leírásra (Vlasák *et al.* 2012, Bian *et al.* 2016, Fan *et al.* 2017, Miettinen és Niemelä 2018, Jayawardena *et al.* 2022); a kapcsolódó filogenetikai fák alapján még jelenleg is vannak bizonytalan helyzetű, vagy még nem revideált taxonok a fajkomplexen belül (pl. *Tyromyces chioneus*, *T. kmetii*). A korábbi morfológiai alapú fajkonceptiók alapján polifiletikusnak minősülő *Skeletocutis nivea* és *S. ochroalba* taxonokon belül elkülönített kriptikus fajok együttesen pedig a *Skeletocutis nivea* fajkomplexet képezik (Korhonen *et al.* 2018). A *Skeletocutis papyracea* faj *S. subincarnata* sensu stricto-hoz való nagyfokú morfológiai hasonlóságát bár Niemelä (1998) is kiemelte, illetve a *Skeletocutis subincarnata* komplex egyéb tagjaival való morfológiai összevetését Miettinen és Niemelä (2018)

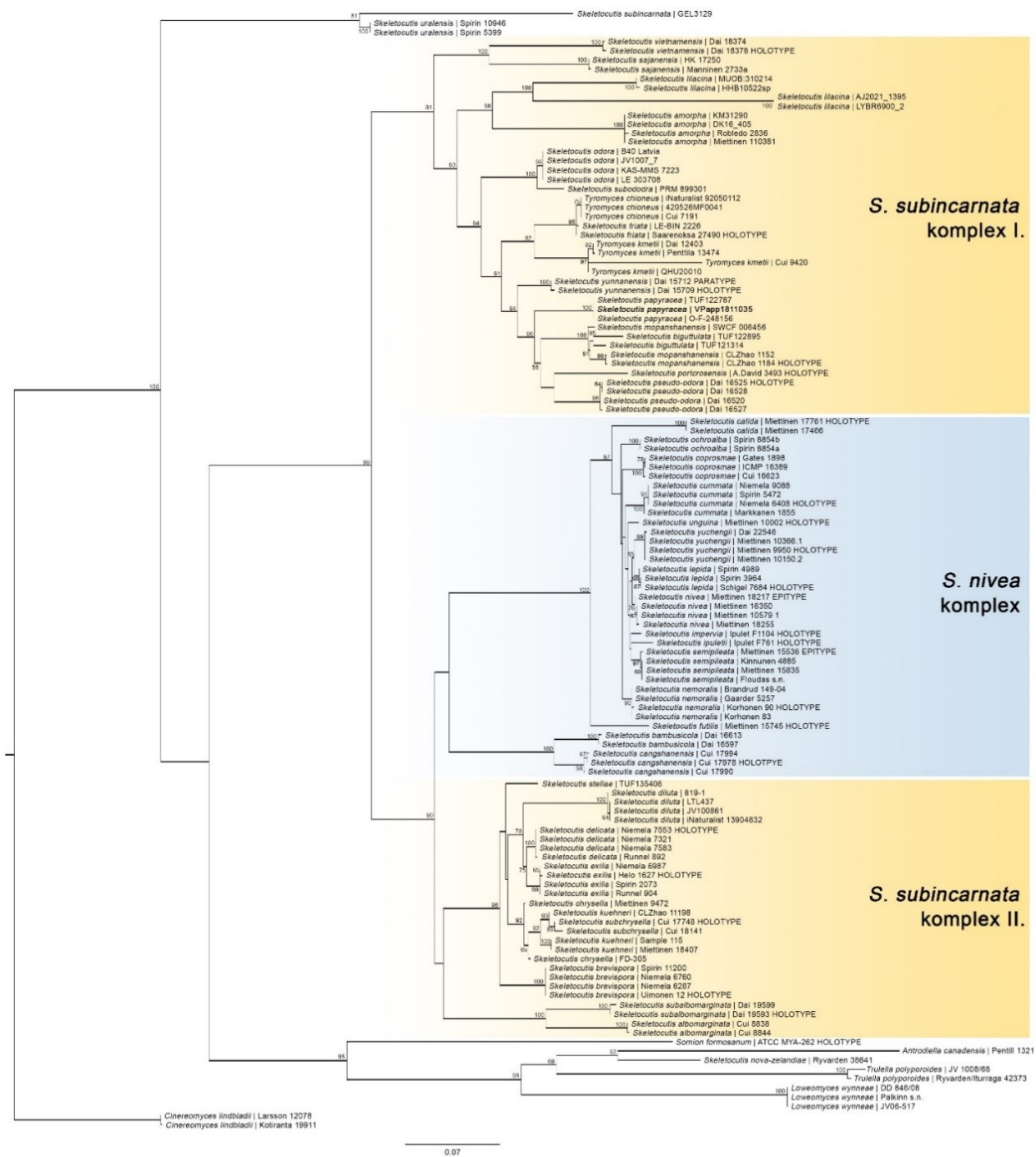
is tárgyalta, molekuláris alapú technikákkal eddig nem igazolták a *S. papyracea* faj rokonsági körbe való tartozását.

A Fenyőfői Ősfenyvesben gyűjtött *Skeletocotis* minta (VPapp1811035) pontos taxonómiai helyzetének meghatározásához, illetve a *Skeletocutis* génusz két nagy fajkomplexének és rokonsági körének megközelítő feltérképezéséhez kétgénes (sejtmagi ITS és LSU), részletes taxonmintázású filogenetikai törzsfát készítettem (**30. ábra**). A hazai, *Pinus sylvestris*-ről gyűjtött minta, illetve további, génbanki adatbázisokban (GenBank, UNITE) fellelhető szekvenciákból készített törzsfá alapján a következők jelenthetők ki: 1) A fenyőfői minta (VPapp1811035) két, UNITE adatbázisban fellelhető észt és norvég *S. papyracea* mintával (TUF122787, O-F-248156) együtt nagy támogatottság mellett (ML=100%) egy közös kládot alkot, igazolva a *S. papyracea* faj magyarországi jelenlétét, illetve a törzsfá topológiája alapján az *S. subincarnata* komplex fajjaihoz való közeli rokonságát. 2) A *S. nivea* fajkomplexbe sorolt taxonok mindegyike (Korhonen *et al.* 2018) nagyfokú támogatottság mellett (ML=100%) egy monofiletikus részfába tömörül; a Korhonen *et al.* (2018) által publikált kombinált ITS-LSU törzsfá topológiája azonban némileg eltérő, valószínűsíthetően a mintázás sajátosságai végett. 3) A Jayawardena *et al.* (2022) által publikált ITS-LSU törzsfá struktúrájához hasonlóan a *S. cangshanensis* és *S. bambusicola* fajok egy testvércsoportját képezik a *S. nivea* fajkomplexnek. 4) A korábban a *S. subincarnata* fajkomplexbe morfológiai alapon sorolt taxonok (Niemelä 1998) és a további, molekuláris evidencián is alapuló, rokonsági körben publikált fajok (Vlasák *et al.* 2012, Bian *et al.* 2016, Fan *et al.* 2017, Miettinen és Niemelä 2018, Du és Dai 2020, Jayawardena *et al.* 2022) két nagy monofiletikus leszármazási vonalat képeznek (ML=99%): a) a „*Skeletocutis subincarnata* komplex I.”, mint különálló monofiletikus leszármazási vonal, illetve b) a „*Skeletocutis subincarnata* komplex II.”, amelynek testvércsoportja a *S. nivea* fajkomplex és a *S. cangshanensis*–*S. bambusicola* fajok alkotta klád (**30. ábra**). 5) Az előző pontban feltüntetett csoportok topológiája a Bian *et al.* (2016) által publikált ITS-LSU törzsfá /*Tyromyces* kládjához hasonló elrendezést mutat, ahol az *S. nivea* fajkomplex szintén testvércsoportja az *S. incarnata* komplexbe tartozó egyes fajoknak. Jayawardena *et al.* (2022) munkájában a *S. nivea* fajkomplex egy belső csoportja a (morfológiai alapon definiált *S. incarnata* komplex-el rokon) *S. odora* és a közeli fajok alkotta kládnak. 6) A Du és Dai (2020) által publikált kétgénes törzsfában az *S. subalbomarginata*–*S. albomarginata* csoport polifiletikus, míg a jelen munka során készült törzsfában monofiletikus és a „*Skeletocutis subincarnata* komplex II”-nek a testvércsoportja. Jayawardena és munkatársai (2022) is igazolták a *S. subalbomarginata*–*S. albomarginata* csoport monofiletikus jellegét, ugyanakkor az általuk készült törzsfában egy külön leszármazási vonalat alkot, erős támogatottsággal. 7) A jelenlegi elemzésben érdekes módon a fajkomplexnek nevet adó *S. subincarnata* faj egyetlen, a GenBank-ban fellelhető szekvenciája (LSU) két *S. uralensis*

szekvenciával együtt a három nagy *Skeletocutis* klád testvércsoportját alkotja. Az *S. subincarnata* pontos filogenetikai pozícióját a Langer (2001) habilitációs munkája során feltöltött minta LSU szekvenciáján kívüli egyéb, a mintából származó barcoding régiók és további *S. subincarnata* mintákból származó szekvenciák tisztázhatják. 8) A jelen munkában készült törzsfába négy *S. lilacina*-ként határozott minta szekvenciája került be, amelyek a további *Skeletocutis* fajok fajhatárainak tükrében valószínűsíthetően két fajt reprezentálnak (MUOB 310214 és HHB10522, valamint AJ2021_1395 és LYBR6900 2). 9) A jelenlegi legitim nevükön *Tyromyces chioneus*, illetve a *T. kmetii* fajok is az *S. subincarnata* komplex rokonsági körébe tartoznak. Mivel a *Tyromyces* nemzetségnevet Karsten az általa átkombinált *Tyromyces chioneus* (bazionim: *Polyporus chioneus*) típusfajra alapozva korábban publikálta (Karsten 1881), mint Kotlába és Pouzar (1958) a *Skeletocutis* génuszt, ezért amennyiben azt az esetleges későbbi típusvizsgálatok, illetve molekuláris genetikai vizsgálatok igazolják, a több kládba tömörülő *Skeletocutis* nemzetség nomenklatúrájának revíziója válhat szükségessé.

Makro- és mikromorfológia: A nemzetségbélyegeken felül (lásd 2.4.2. fejezet) az *S. papyracea* főbb határozóbélyegei a következők: a holt nyitvatermő faanyagban (legtöbbször *Pinus*-on) megfigyelhető reszupinátus, esetenként narancssárga foltos termőtest; a 4–7 db/mm pórusűrűség; a hús és a termőréteg csövei közötti homogén átmenet (nincs porcszerű réteg a kettő között); a dimitikus hifarendszer; a KOH-oldat hatására megduzzadó és feloldódó szkeletális hifák és az 1,3–1,8 µm szélességű, gyakran két cseppel rendelkező bazidiospórák (**29. ábra**; Niemelä 1998, Ryvardeen és Melo 2017, Miettinen és Niemelä 2018).

Ökológia, chorológia: A fehérkorhasztó *S. papyracea* nyitvatermők holt faanyagán jelenik meg; fő gazdanövénye a *Pinus*-ok, ugyanakkor a *Picea* és *Abies* nemzetségek fajain is megtelepedhet. A megfigyelések alapján ezen alapvetően európai elterjedésű faj elég ritkának minősül; egyaránt előfordulhat öregerdőkben és erdőgazdálkodással érintett állományokban (Ryvardeen és Melo 2017, Miettinen és Niemelä 2018).



30. ábra. A *Skeletocutis* nemzetség kombinált, ITS és LSU alapú Maximum Likelihood (ML) filogenetikai törzsfája. Az új magyarországi szekvencia félkövérrel szedett. Az ágaknál szereplő számok az 50%-nál magasabb ML bootstrap értékeket jelölik. A mércé 0,07 várható szubsztitúció/nukleotid pozíciónak megfelelő ághosszat jelöl.

4.3. Megjegyzések a magyarországi *Pinus* állományok bazídiomos gombadiverzitására vonatkozóan

A mai erdőhasznosítási célok egyik legjelentősebb ütközőpontja a faanyag-kitermelés és a biológiai sokféleség megőrzése között húzódik, amelynek feloldására az erdőgazdálkodási módszerek speciális, mindkét szempontot figyelembe vevő, a folyamatos erdőborítás fenntartását

megcélzó módszerei nyújthatnak segítséget (Gustafsson *et al.* 2012, Asztalos *et al.* 2013). A különböző erdőkezelési és kitermelési módszerek, valamint a következképp átalakuló erdőstruktúra a gombaközösségek összetételére is hatást gyakorolhatnak (Chaudhary *et al.* 2016), az ektomikorrhizas (Goldmann *et al.* 2015), a lignikol (Stokland és Larsson 2011), az avarbontó és talajlakó (Lynikienė *et al.* 2020) csoportoknál egyaránt. A biológiai- és gombadiverzitás a vágásos üzemmódú erdőgazdaságokban jellemzően alacsony; míg a szálaló üzemmódban, vágásterület és felújítási terület keletkezése nélkül művelt erdőkben változatosabb életközösségek figyelhetők meg (Asztalos *et al.* 2013, Chaudhary *et al.* 2016). Az üzemmódon felül az erdők sokféleségét meghatározó másik fontos körülmény az erdőt alkotó fafajok őshonosságának kérdése, amelynek a nagygombákra vonatkozó szempontjait a 2.1.2. fejezet taglalja.

A *Pinus* nemzetség különböző módon művelt, illetve erdőgazdálkodás által nem érintett állományihoz kötődő fungája, annak közösségi szerkezete egyes esetekben – sajátságos módon – nem válik el élesen. A *Pinus sylvestris* természetes eurázsiai elterjedési területén megfigyeltek alapján a tűleveleket kolonizáló és a talajlakó (Lynikienė *et al.* 2020), valamint a lignikol (Stokland és Larsson 2011) gombafajok összetétele és diverzitása a művelt és műveletlen állományokban gyakran nem tér el, hasonló fajgazdagságot és szerkezetességet mutatnak. A jelen munka során végzett, hazai szakirodalmi alapokon nyugvó áttekintés (4.1.2. fejezet) alapján elmondható, hogy az ország teljes területére vetítve a természet szerű *Pinus* állományokban a fenyves kultúrerdővel összevethető számú bazídiumos nagygombafaj jelenik meg, megközelítőleg hasonló gombarendek szerinti eloszlással (**9. ábra**). Ugyanakkor mivel a hazai természet szerű *Pinus* állományok egy relatíve kis területre koncentrálódnak (Bakony, Nyugat-Magyarország) a telepített fenyves állományokhoz képest (az ország teljes területe), illetve mivel az összehasonlítás alapját különböző módszertanok alapján készült, gyakran elegendő állományok fajlistái és előfordulási adatai szolgáltatják, a fajsám összevethető mértékén felül további következtetés nem vonható le.

Fontos továbbá megjegyezni, hogy magyarországi (elegendő) *Pinus* kultúrállományokból (*Entoloma porphyrophaeum*, *Squamanita schreieri*), *Pinus sylvestris* kultúrállományokból (*Infundibulicybe glareosa*, *Chroogomphus mediterraneus*), valamint *Pinus nigra* állományokból (*Chroogomphus mediterraneus*) olyan IUCN vörös listás fajokat (IUCN 2024a, IUCN 2024b) jeleztek a hazai szakirodalmak (**M5. melléklet**), illetve a jelen tanulmány (*C. mediterraneus*), amelyek javasolt, vagy közölt veszélyeztetettségi kategóriája veszélyeztetett (EN), vagy sérülékeny (VU). Ezzel szemben természetközeli erdőfenyvesből egyetlen, az Őrségben gyűjtött IUCN listás bazídiumos faj került elő (*Tricholoma joachimii*), amely így tovább árnyalja a telepített, tájidegen, valamint a természet szerű *Pinus* fenyvesek fungája közötti eltéréseket (**M5. melléklet**, IUCN 2024a, IUCN 2024b).

Fontos hangsúlyozni azt is, hogy a magyarországi erdőtörvényben definiált erdőtermészetességi kategóriákban nem csak szerkezetességet és az üzemmódot, hanem az erdőállományokat alkotó fafajok őshonossági kérdéseit is szempontként tekintik. E tekintetben a hazai szakirodalmi adatok alapján egyértelműen látszik, hogy a Magyarország természetföldrajzi területére nézve idegenhonos *Pinus nigra* kultúrasszociációi jelentősen csekélyebb bazídiumos fajszámmal jellemezhetők, mint a *Pinus sylvestris* természetes és telepített állományai (4.1.1. fejezet; **5.–8. ábra**). Az őshonossági kérdések 2.1.2. fejezetben taglalt szempontjai alapján kijelenthető, hogy az ország egész területére érvényes az a következtetés, miszerint az ültetett, tájidegen fenyvesek (és különösen a feketefenyvesek) fajgazdagsága elmarad a különböző természetes magyarországi társulástípusok bazídiumos nagyomba-diverzitásától.

Egyes, a jelen munkában közölt, hazai fungára nézve új taxonok is részben vagy kizárólag telepített feketefenyves állományokból kerültek elő (**M7. melléklet**): *Chroogomphus mediterraneus*, *Dacryobolus karstenii*, *Melanoleuca luteolosperma*, *Onnia triquetra*, *Phaeoclavulina carovinacea*, *Phloeomana clavata*, *Xylodon spathulatus*. Ezen fajok egy része gyakran nehezen határozható, morfológiailag nagyon hasonló, kriptikus csoportok képviselői, amelyek diverzitásának feltárásához molekuláris genetikai módszerek járultak hozzá és faji szintű azonosíthatóságukat is gyakran molekuláris szintű vizsgálatokkal lehet elősegíteni (pl. *Chroogomphus mediterraneus*, *Phaeoclavulina carovinacea*, *Xylodon spathulatus*). Ezen taxonok esetében hasznosak lehetnek az olyan új morfológiai bélyegek, amelyek hozzávetőleges egyértelműséggel alkalmasak a faji szintű elkülönítésre a csoportokon belül (lásd 4.2.3. fejezet, *Chroogomphus*). Egyes feketefenyvesekből gyűjtött taxonok ritkaságuk végett (*Phloeomana clavata*) vagy a kevés rendelkezésre álló nemzetközi adatok hiányában (*Phaeoclavulina carovinacea*) kerülhettek elő új hazai adatként. Ugyanakkor fontos kiemelni általánosságban egyes, a magyarországi fenyvesekben fellelhető bazídiumos morfo csoportok és nagyombarendek alulkutatottságát is, amely nemcsak a vizsgált telepített fenyvesekben (pl. *Dacryobolus karstenii*, *Onnia triquetra*), hanem a Fenyőfői Ősfenyvesben és a nyugat-magyarországi lombelegyes erdeifenyves társulásokban is megfigyelt új gombataxonokban érhető tetten (pl. *Chroogomphus mediterraneus*, *C. subfulmineus*, *Cinereomyces lindbladii*, *Fibroporia pseudorennyi*, *Irpicondon pendulus*, *Resupinatus striatulus*, *Skeletocutis papyracea*). Ezen új adatok ökológiai vonatkozásai (4.2. fejezet) a további előfordulásokkal együtt (**M7. melléklet**) jelzik annak a tényét, hogy az eddig Magyarországon ismert, fenyvesekhez kötődő bazídiumos gombadiverzitás (4.1. fejezet, **M5. melléklet**) még számos feltáratlan szegmenssel bővíthető ki.

5. ÚJ TUDOMÁNYOS EREDMÉNYEK

1. A hazai szakirodalmi források adatai alapján összeállítottam a magyarországi *Pinus* erdőkben eddig megfigyelt és dokumentált bazídiumos gombataxonok fajlistáját, valamint elvégeztem az adatok ökológiai szempontú kategorizálását, értékelését. Az összesen 14 bazídiumos gombarendet, 93 családot, 249 nemzetséget és 811 fajt számláló lista egyes bejegyzéseihez (fajaihoz) egy egységesített rendszerben összesen 1582 esetben rendeltem hozzá gazdanövény- és társulástípust az egyes gombafajok megfigyelési adatai alapján, valamint ezekhez 1448 esetben erdőtermészetességi kategóriát is hozzárendeltem.
2. Saját terepi mintavételezések és további gyűjtések feldolgozásával 75 bazídiumos nagygombafaj hazai előfordulását igazoltam, amelyekből 12 újnak bizonyult Magyarország fungájára nézve. Jellemeztem az újonnan előkerült taxonok aktuális taxonómiai helyzetét, morfológiai jellegeit és az előfordulások ökológiai kontextusát.
3. Először alkalmaztam molekuláris genetikai, mikroszkopikus és statisztikai módszereket a kriptikus *Chroogomphus* nemzetség Magyarországon jelenlévő fajainak és ökológiai preferenciáinak részletes feltárásához, valamint egyes eddig ismert morfológiai bélyegeinek revideálásához. Az eredmények alapján összesen négy *Chroogomphus* faj magyarországi jelenlétét igazoltam.
4. Először készítettem az *Irpicodon pendulus* faj és a vele közelrokon *Plicaturopsis* és *Plicatura* taxonok filogenetikai pozícióját vizsgáló, a fehérjekódoló *RPB2* lókuszra, valamint az ITS és LSU régiókra alapuló filogenetikai elemzést, illetve molekuláris óra vizsgálatot. Az eredmények alapján az *Irpicodon*, *Plicaturopsis* és *Plicatura* génuszok összevonására, valamint az *I. pendulus* *Plicatura* nemzetségbe való átkombinálására tettem javaslatot.

6. ÖSSZEFOGLALÁS

A magyarországi erdőket nagyrészt alkotó lombhullató fafajok mellett a tobozos fenyőfélék erdőterülete is jelentős, amelyek közül a két legnagyobb mértékben elterjedt kéttűs fafaj az erdeifenyő (*Pinus sylvestris*) és a feketefenyő (*Pinus nigra*). E két faj közül az erdeifenyő esetében Magyarországon őshonosnak tekintett reliktum és spontán állományok, illetve naturalizált előfordulások ismertek. Ugyanakkor ezen erdők csak a töredékét képezik a hazai kéttűsfenyő-állományoknak; Magyarország legnagyobb részén az erdeifenyő és a feketefenyő ültetvényként van jelen, amelyeket valamilyen erdészeti, tájalakítási, illetve egyéb antropogén célból ültettek a természetes areájukon kívüli termőhelyekre.

Mind a természetes fenyőtársulásokban, mind a telepített fenyőültetvényekben fellelhető életközösségek mérvadó csoportját képezik a lebontó (szaprotróf), a fán élő (lignikol) és a gyökérkapcsolt (mikorrhizás) bazídiumos nagygombák. Bár az eddigi nemzetközi és magyar szakirodalomban vannak olyan eredmények, amelyek szélesebb körben érintették a hazai *Pinus*-okhoz kötődő gombaközösségek feltárását, az e nemzetséghez kapcsolódó, Magyarországon előforduló gombákat célzottan, kizárólagosan és az ország egész területére kiterjedően vizsgáló tanulmányok nem jelentek meg. A jelenlegi munka célkitűzései így az alábbiak voltak: 1) a magyarországi természetes és telepített *Pinus* fenyvesek szaprotróf és mikorrhizás bazídiumos fungájának célzott feltárása, ökológiai alapvetéseinek jellemzése és a Magyarországról eddig nem publikált, illetve ritka taxonok célzott felmérése morfológiai és molekuláris genetikai módszerek segítségével; 2) egyes gyűjtött gombataxonok esetében az előfordulási adatok további ökológiai kontextusba helyezése; 3) az étkezési céllal gyűjtött közelrokon, kriptikus, alapvetően genetikai markerekkel elkülöníthető fajokat magába foglaló csoportoknál új morfológiai bélyegek prezentálása; 4) egyes vizsgált fajoknál felmerülő taxonómiai, nevezéktani kérdések tisztázása molekuláris markerezési és morfológiai vizsgálatok alapján.

A magyarországi természetes és telepített fenyvesek fungájának körülhatárolásához a hazai *Pinus* erdőkben eddig megfigyelt és dokumentált bazídiumos gombataxonok fajlistájának összeállítását és ökológiai kategorizálását végeztem el a hazai szakirodalmi források adataira támaszkodva. Az összesen 14 bazídiumos gombarendet, 93 családot, 249 nemzetséget és 811 fajt számláló lista elemzése során igazolódott az erdeifenyő állományok jelentősen nagyobb bazídiumos gomba diverzitása a feketefenyő állományokéhoz képest. Az erdeifenyvesekben és feketefenyvesekben jelenlévő gombaközösségek egyes rendszertani szintjeinek (rend, család, nemzetség) arányosított összetétele is eltérőnek bizonyult. Az erdőtermészetességi mintázatok alapján továbbá kijelenthető, hogy a magyarországi természet szerű *Pinus* állományokban megfigyelhető bazídiumos gombafajok száma nagyságrendileg megegyezik a kultúrerdőkben

megfigyelhető fajszámokkal. Ezt a tényt árnyalja a természetszerű erdeifenyvesek területének országon belül koncentráltsága, illetve az összevett szakirodalmi adatok különböző területi léptékei.

A saját terepi mintavételezések és további gyűjtések feldolgozásával a Fenyőfői Ősfenyvesnek, az Őrség–Vendvidék fenyveseinek, valamint az ország többi részén telepített erdei- és feketefenyveseinek fungisztikai vizsgálata során összesen 216 vizsgált termőtestből 75 bazídiumos nagygombafajnak előfordulását igazoltuk, amelyekből 12 faj újnak bizonyult Magyarországon fungájára nézve. Az újonnan jelzett fajok, illetve az első jól dokumentált hazai előfordulások taxonómiai, morfológiai, és ökológiai vonatkozásait igyekeztem kontextusba helyezni országos, regionális és nemzetközi szinten. A *Chroogomphus* nemzetség esetében a Magyarországon jelenlévő kriptikus fajoknak és azok ökológiai preferenciáinak feltárásához nagy elemszámú, célzott mintavételezés, a gyűjtött minták molekuláris genetikai vizsgálata, valamint az egyes fajok elterjedési mintázatainak ökológiai háttérváltozókkal történő összevetése valósult meg.

A magyarországi *Chroogomphus* minták morfológiai vizsgálatai során továbbá sikerült az eddigi szakirodalmakban közölt morfológiai bélyegekhez kiegészítő információkat, illetve újabb mikromorfológiai bélyegeket meghatározni, amelyek segíthetik a továbbiakban az étkezési céllal is gyűjtött, kriptikus *Chroogomphus* fajok morfológiai szintű azonosítását.

A taxonómiai és filogenetikai vizsgálatok alapján a Magyarországon fungájára nézve új *Irpicodon pendulus* fajnak és a közelrokon *Plicaturopsis crispa* fajnak *Plicatura* nemzetségbe való átkombinálása tűnik indokoltnak. Továbbá a honos fungára szintén új *Skeletocutis papyracea* faj rokonsági körének vizsgálata rámutatott a *Skeletocutis* nemzetségen belüli taxonok egy részére, vagy akár egészére kiterjedő taxonómiai revízió szükségességére.

7. SUMMARY

In addition to the deciduous forests that make up the majority of Hungarian woodlands, the forest area of conifers in the country is also significant, of which the two most common two-needle pine species are Scots pine (*Pinus sylvestris*) and Black pine (*Pinus nigra*). In case of Scots pine, relict and naturalized occurrences are known in Hungary. However, in the largest part of Hungary, Scots pine and Black pine are present as plantations outside their natural range, established with the aim of forestry, landscaping and other anthropogenic purposes.

Saprotrophic, lignicolous and mycorrhizal basidiomycetous fungi represent major communities associated with natural pine forests and established pine plantations. Although there were several surveys dealing with the fungal communities related to Hungarian *Pinus* stands, studies which specifically, extensively and exclusively examine the fungi occurring in Hungarian pine forests have not been published. The objectives of the current work were thus the following: 1) the exclusive examination of the saprotrophic and mycorrhizal basidiomycetous fungi of natural and planted pine stands in Hungary with emphasis on hitherto unpublished or rare taxa, along with the characterization of their ecological state; 2) in the case of some specific fungal taxa, putting the occurrence data into an additional ecological context; 3) the introduction of new morphological characters in taxa that include edible, closely related cryptic species; 4) taxonomic and nomenclatural evaluation of some of the studied species based on molecular and morphological data.

In order to outline the funga of natural and planted pine forests in Hungary, a species list and a corresponding database of ecological data were compiled based on the basidiomycetous taxa documented within the Hungarian mycological literature. As a result, a total of 14 orders, 93 families, 249 genera and 811 species of basidiomycetous fungi are reported as being present in the *Pinus* forests of Hungary. The results showed significantly greater diversity of basidiomycetous fungi in Scots pine forests compared to Black pine stands. The composition of the taxonomic levels (order, family, genus) of the fungal communities present in Scots pine and Black pine forests was also found to be different. Based on the patterns of forest naturalness, the number of basidiomycetous fungal species observed in natural Hungarian *Pinus* associations turned out to be the same in its magnitude as the number of species observed in cultivated stands. As the collated occurrence data are characterized by different spatial scales, as well as the area of natural pine forests are constricted to and are constituting of more or less disjunct localities within the country, no other conclusions could be drawn than the similar number of species in the natural and cultivated stands.

According to our own collections and those provided by other mycologists, we confirmed the presence of 75 basidiomycetous fungal species from a total of 216 examined fruiting bodies

through mycological surveys of the relic *Pinus* forest of Fenyőfő, the pine forests of Órség–Vendvidék, as well as the planted Scots pine and Black pine forests present in the rest of the country. Among the collected and identified fungi, 12 species proved to be new to Hungary. The taxonomic, morphological, and ecological aspects of the newly identified species and the first well-documented occurrences were discussed on a national, regional, and international level. In order to reveal the cryptic diversity and ecological preferences of *Chroogomphus* species in Hungary, large-scale selective sampling was carried out with the molecular identification and ecological analysis of the collected samples, with the aid of phylogenetic reconstruction, *in situ* documentation and the analysis of forestry-related and edaphic data based on respective open-source and government-owned databases.

During the morphological examinations of Hungarian *Chroogomphus* samples, complementary information was gathered and new morphological characters were determined as an addition to the hitherto known morphological features published in the literature, which can further assist in the morphological identification of edible, cryptic *Chroogomphus* species.

Based on taxonomic and phylogenetic analyses of some species identified during the current work, the old-growth forest species *Irpicodon pendulus* and the closely related *Plicaturopsis crispa* seem to be congeneric with *Plicatura*. Therefore, the taxonomic re-evaluation and re-assignment of *I. pendulus* and *P. crispa* is proposed. Furthermore, the examination of the closely related lineages of the species *Skeletocutis papyracea* pointed out the need for the taxonomic revision of some (i.e., *Skeletocutis lilacina*, *Tyromyces chioneus*, *T. kmetii*) or even all of the taxa within the genus *Skeletocutis*.

8. MELLÉKLETEK

M1. IRODALOMJEGYZÉK

M2. ÁBRÁK JEGYZÉKE

M3. TÁBLÁZATOK JEGYZÉKE

M4. HAZAI SZAKIRODALMI FORRÁSOK JEGYZÉKE, AMELYEK *PINUS* FENYVESEK FUNGÁJÁT ÉRINTIK, VAGY VIZSGÁLJÁK

M5. A MAGYARORSZÁGI FENYVESEK EDDIG ISMERT BAZÍDIUMOS GOMBA FAJLISTÁJA

M6. A VIZSGÁLATBA VONT ERDŐRÉSZLETEK ORSZÁGOS ERDŐÁLLOMÁNY ADATTÁRBAN NYILVÁNTARTOTT ADATAI ÉS AZ ADOTT TERÜLETEKEN VIZSGÁLT GOMBACSOPORTOK

M7. A VIZSGÁLT ÉS MEGHATÁROZOTT BAZÍDIUMOS GOMBÁK LISTÁJA

M8. A FILOGENETIKAI VIZSGÁLATOKBA BEVONT MINTÁK SZEKVENCIÁI

M9. A *CHROOGOMPHUS* NEMZETSÉG ÖKOLÓGIAI VIZSGÁLATAINAK PARAMÉTEREI

M10. A *CHROOGOMPHUS* NEMZETSÉG VIZSGÁLATÁHOZ KÖTŐDŐ ERDŐRÉSZLETEK ÁLLOMÁNYLEÍRÁSAI AZ ORSZÁGOS ERDŐÁLLOMÁNY ADATTÁR NYILVÁNTARTÁSA SZERINT

M11. MAGYARORSZÁGRÓL GYŰJTÖTT *CHROOGOMPHUS* FAJOK BAZIDIOSPÓRA ÉS KEILOCISZTÍDIUM PARAMÉTEREI

M12. MAGYARORSZÁGRÓL GYŰJTÖTT *CHROOGOMPHUS* FAJOK PILEIPELLISZ HIFÁINAK ÉS VÉGSEJTJEINEK MORFOLÓGIAI PARAMÉTEREI

M13. A FOLYTONOS TALAJTANI PARAMÉTEREK ELEMZÉSE SORÁN KÉSZÜLT VARIANCIAANALÍZIS VIZSGÁLATOK (ANOVA) EREDMÉNYEI

M14. A KATEGORIKUS ÖKOLÓGIAI ÉS TALAJTANI PARAMÉTEREK ELEMZÉSE SORÁN KÉSZÜLT FISCHER-FÉLE EGZAKT PRÓBÁK EREDMÉNYEI

MI. IRODALOMJEGYZÉK

1. Agerer, R., 2001. Exploration types of ectomycorrhizae. *Mycorrhiza* 11(2), 107–114. <https://doi.org/10.1007/s005720100108>
2. Agerer, R., 1995. Anatomical characteristics of identified ectomycorrhizas: an attempt towards a natural classification. In: Varma, A., Hock, B. (Szerk.): *Mycorrhiza*. Springer-Verlag, Heidelberg, pp. 685–734.
3. Agerer, R., 1991. Characterization of Ectomycorrhiza. In: Norris, J.R., Read, D.J., Varma, A.K. (Szerk.): *Methods in Microbiology*. Academic Press, London, pp. 25–73. [https://doi.org/10.1016/S0580-9517\(08\)70172-7](https://doi.org/10.1016/S0580-9517(08)70172-7)
4. Agerer, R., 1990. Studies on Ectomycorrhizae XXIV. Ectomycorrhizae of *Chroogomphus helveticus* and *C. rutilus* (Gomphidiaceae, Basidiomycetes) and their relationship to those of *Suillus* and *Rhizopogon*. *Nova Hedwigia* 50(1-2), 1–63. <https://doi.org/10.1127/nova.hedwigia/50/1990/1>
5. Akamatsu, Y., Ma, D.B., Higuchi, T., Shimada, M., 1990. A novel enzymatic decarboxylation of oxalic acid by the lignin peroxidase system of white-rot fungus *Phanerochaete chrysosporium*. *FEBS Letters* 269(1), 261–263. [https://doi.org/10.1016/0014-5793\(90\)81169-O](https://doi.org/10.1016/0014-5793(90)81169-O)
6. Akulov, O.Y., Usichenko, A.S., Leontyev, D. V., Yurchenko, E.O., Prydiuk, M.P., 2002. Annotated checklist of aphylophoroid fungi of Ukraine. *Mycena* 2(2), 5–73.
7. Albert, L., Dima, B., 2007. Színes oldalak. *Mikológiai Közlemények, Clusiana* 46, 281–306.
8. Albert, L., Dima, B., Finy, P., Koszka, A., Benedek, L., Pál-Fám, F., 2020. Képes gombakalauz. Magyar Mikológiai Társaság, Budapest.
9. Albert, L., Zöld-Balogh, Á., Babos, M., Bratek, Z., 2004. A Kárpát-medence úszólápjainak jellemző kalapos gombái. *Mikológiai Közlemények, Clusiana* 43(1-3), 61–74.
10. Albertini, J.B., Schweinitz, L.D., 1805. *Conspectus fungorum in Lusatiae Superioris agro Niskiensi crescentium, e methodo Persooniana. Sumtibus Kummerianis, Lipsiae.* <https://doi.org/10.5962/bhl.title.3601>
11. Ambrosio, E., Cecchi, G., Di Piazza, S., Mariotti, M.G., Zotti, M., 2014. Corticioid Fungi (*Agaricomycetes, Basidiomycota*) of Liguria (Nw Italy): First Contribution. *Bollettino dei Musei e degli Istituti biologici dell'Università di Genova* 76, 1–28.
12. Ambrus, A., Bánáti, L., Bidló, A., Bircher, E., Csapody, I., Csóka, G., Dankovics, R., Estók, P., Fersch, A., Folcz, Á., Folcz, T., Frank, N., Gálos, B., Gömöri, J., Hárs, O., Hársné, , Unger, K., Horváth, B., Jánoska, F., Kalmár, Sándor, F., Kárpáti, G., Kárpáti, L., Kenyeres, Z., Király, Botond, G., Kiss, M., Kovács, P., Kovács, T., Köveskúti, Z., Kugler, P., Kulcsárné, Roth, M., Lakatos, F., Madas, K., Mogyorósi, S., Mrenka, A., Náhlik, A., Román, J., Rónai, F., Sarkady, S., Sáfíán, S., Sándor, G., Sárándi, Kovács, J., Schlögl, G., Szeverényi, B., Szinetár, C., Szita, R., Szmorad, F., Szűcs, P., Takács, G., Tari, T., Taschner, T., Winkler, D., 2019. Soproni Tájvédelmi Körzet. Monografikus tanulmányok a Soproni-hegység természeti és kulturális értékeiről. Szaktudás Kiadó Ház, Budapest.

13. Antal, J., Barhta, D., Bálint, S., Bidló, A., Bodoncz, L., Bölöni, J., Csapody, I., Király, G., Kovács, G., Kovács, J.A., Majer, A., Markovics, T., Purger, Z., Szmorad, F., Tóth, Z., 1994. A Kőszegi-hegység vegetációja. Saját kiadás, Kőszeg - Sopron.
14. Anthony, M.A., Crowther, T.W., van der Linde, S., Suz, L.M., Bidartondo, M.I., Cox, F., Schaub, M., Rautio, P., Ferretti, M., Vesterdal, L., De Vos, B., Dettwiler, M., Eickenscheidt, N., Schmitz, A., Meesenburg, H., Andreae, H., Jacob, F., Dietrich, H.-P., Waldner, P., Gessler, A., Frey, B., Schramm, O., van den Bulk, P., Hensen, A., Averill, C., 2022. Forest tree growth is linked to mycorrhizal fungal composition and function across Europe. *The ISME Journal* 16(5), 1327–1336. <https://doi.org/10.1038/s41396-021-01159-7>
15. Anton, A., Bózsing, E., Cseresnyés, I., Csontos, P., Halbritter, A., Tamás, J., 2007. Feketefenyvesek ökológiai kutatása. Scientia, Budapest.
16. Antonín, V., Ďuriška, O., Gafforov, Y., Jančovičová, S., Para, R., Tomšovský, M., 2017. Molecular phylogenetics and taxonomy in *Melanoleuca excissa* group, (*Tricholomataceae*, *Basidiomycota*) and the description of *M. griseobrunnea* sp. nov. *Plant Systematics and Evolution* 303(9), 1181–1198. <https://doi.org/10.1007/s00606-017-1430-y>
17. Antonín, V., Ševčíková, H., Para, R., Ďuriška, O., Kudláček, T., Tomšovský, M., 2021. *Melanoleuca galbuserae*, *M. fontenlae* and *M. acystidiata*—Three New Species in Subgenus *Urticocystis* (*Pluteaceae*, *Basidiomycota*) with Comments on *M. castaneofusca* and Related Species. *Journal of Fungi* 7(3), 191. <https://doi.org/10.3390/jof7030191>
18. Ariyawansa, H.A., Hyde, K.D., Jayasiri, S.C., Buyck, B., Chethana, K.W.T., Dai, D.Q., Dai, Y.C., Daranagama, D.A., Jayawardena, R.S., Lücking, R., Ghobad-Nejhad, M., Niskanen, T., Thambugala, K.M., Voigt, K., Zhao, R.L., Li, G.-J., Doilom, M., Boonmee, S., Yang, Z.L., Cai, Q., Cui, Y.-Y., Bahkali, A.H., Chen, J., Cui, B.K., Chen, J.J., Dayarathne, M.C., Dissanayake, A.J., Ekanayaka, A.H., Hashimoto, A., Hongsanan, S., Jones, E.B.G., Larsson, E., Li, W.J., Li, Q.-R., Liu, J.K., Luo, Z.L., Maharachchikumbura, S.S.N., Mapook, A., McKenzie, E.H.C., Norphanphoun, C., Konta, S., Pang, K.L., Perera, R.H., Phookamsak, R., Phukhamsakda, C., Pinruan, U., Randrianjohany, E., Singtripop, C., Tanaka, K., Tian, C.M., Tibpromma, S., Abdel-Wahab, M.A., Wanasinghe, D.N., Wijayawardene, N.N., Zhang, J.-F., Zhang, H., Abdel-Aziz, F.A., Wedin, M., Westberg, M., Ammirati, J.F., Bulgakov, T.S., Lima, D.X., Callaghan, T.M., Callac, P., Chang, C.-H., Coca, L.F., Dal-Forno, M., Dollhofer, V., Fliegerová, K., Greiner, K., Griffith, G.W., Ho, H.-M., Hofstetter, V., Jeewon, R., Kang, J.C., Wen, T.-C., Kirk, P.M., Kytövuori, I., Lawrey, J.D., Xing, J., Li, H., Liu, Z.Y., Liu, X.Z., Liimatainen, K., Lumbsch, H.T., Matsumura, M., Moncada, B., Nuankaew, S., Parnmen, S., de Azevedo Santiago, A.L.C.M., Sommai, S., Song, Y., de Souza, C.A.F., de Souza-Motta, C.M., Su, H.Y., Suetrong, S., Wang, Y., Wei, S.-F., Wen, T.C., Yuan, H.S., Zhou, L.W., Réblová, M., Fournier, J., Camporesi, E., Luangsa-ard, J.J., Tسانathai, K., Khonsanit, A., Thanakitpipattana, D., Somrithipol, S., Diederich, P., Millanes, A.M., Common, R.S., Stadler, M., Yan, J.Y., Li, X., Lee, H.W., Nguyen, T.T.T., Lee, H.B., Battistin, E., Marsico, O., Vizzini, A., Vila, J., Ercole, E., Eberhardt, U., Simonini, G., Wen, H.-A.,

- Chen, X.-H., 2015. Fungal diversity notes 111–252—taxonomic and phylogenetic contributions to fungal taxa. *Fungal Diversity* 75(1), 27–274. <https://doi.org/10.1007/s13225-015-0346-5>
19. Armenise, L., Simeone, M.C., Piredda, R., Schirone, B., 2012. Validation of DNA barcoding as an efficient tool for taxon identification and detection of species diversity in Italian conifers. *European Journal of Forest Research* 131(5), 1337–1353. <https://doi.org/10.1007/s10342-012-0602-0>
 20. Aronsen, A., Læssøe, T., 2016. The genus *Mycena* s.l. in The Fungi of Northern Europe, vol. 5. The Danish Mycological Society, Copenhagen.
 21. Assyov, B., Slavova, M., 2023. Macrofungi in Stands of the Endemic Pine *Pinus peuce* as Inferred from Morphological and Molecular Data. *Proceedings of the Bulgarian Academy of Sciences* 76(5), 707–715. <https://doi.org/10.7546/CRABS.2023.05.06>
 22. Asztalos, I., Bakó, C., Bartha, D., Barton, Z., Csépanyi, P., Csóka, G., Czirik, I., Frank, T., Horváth, I., Kiss, J., Kondor, I., Markovich, T., Siffer, S., Standovár, T., 2013. *Silva naturalis* Vol. 1. Nyugat-magyarországi Egyetem Kiadó, Sopron.
 23. Aust, S.D., 1995. Mechanisms of Degradation by White Rot Fungi. *Environmental Health Perspectives* 103, 59. <https://doi.org/10.2307/3432481>
 24. Babos, M., 1989. Magyarország kalaposgombáinak jegyzéke - I. *Mikológiai Közlemények, Clusiana* 28(1–3), 3–234.
 25. Babos, M., 1982. Higher fungi of the Hortobágy. In: Szujkó-Lacza, J. (Szerk.): *The Flora of the Hortobágy National Park*. Akadémiai Kiadó, Budapest, pp. 63–90.
 26. Badotti, F., de Oliveira, F.S., Garcia, C.F., Vaz, A.B.M., Fonseca, P.L.C., Nahum, L.A., Oliveira, G., Góes-Neto, A., 2017. Effectiveness of ITS and sub-regions as DNA barcode markers for the identification of Basidiomycota (Fungi). *BMC Microbiology* 17(1), 42. <https://doi.org/10.1186/s12866-017-0958-x>
 27. Bailey, J.M., Whelan, W.J., 1961. Physical Properties of Starch. I. Relationship Between Iodine Stain and Chain Length. *Journal of Biological Chemistry* 236(4), 969–973. [https://doi.org/10.1016/S0021-9258\(18\)64226-7](https://doi.org/10.1016/S0021-9258(18)64226-7)
 28. Balázs, P., Barbácsy, Z., Bartha, D., Dima, B., Faragó, S., Guba, E., Horváth, F., Horváth, J., Király, G., Konkoly-Gyuró, É., Lakatos, F., Mázsa, K., Náhlik, A., Ódor, P., Pataki, B., Pócza, G., Sándor, G., Siller, I., Sivák, K., Szépligeti, M., Tinya, F., Turcsányi, G., Vörös, M., 2014. *Silva naturalis* Vol. 3. Nyugat-magyarországi Egyetem Kiadó, Sopron.
 29. Baldrian, P., 2016. Forest microbiome: diversity, complexity and dynamics. *FEMS Microbiology Reviews* 41(2), fuw040. <https://doi.org/10.1093/femsre/fuw040>
 30. Baldrian, P., Valášková, V., 2008. Degradation of cellulose by basidiomycetous fungi. *FEMS Microbiology Reviews* 32(3), 501–521. <https://doi.org/10.1111/j.1574-6976.2008.00106.x>
 31. Baltazar, J.M., Gibertoni, T.B., 2009. A checklist of the aphyllorphoroid fungi (*Basidiomycota*) recorded from the Brazilian Atlantic Forest. *Mycotaxon* 109(1), 439–442. <https://doi.org/10.5248/109.439>

32. Bánhegyi, J., Bohus, G., Kalmár, Z., Ubrizsy, G., 1953. Magyarország nagygombái a kalaposgombák kivételével. Akadémiai Kiadó, Budapest.
33. Baranyi, K., 1986. Tapasztalatok szeméttelpek fásításával. *Az Erdő* 35(6), 276–279.
34. Barčić, D., Hršak, V., Španjol, Ž., 2006. The ameliorative effects of pine cultures on forest sites on the island of Rab in Southwest Croatia. *Forest Ecology and Management* 237(1–3), 39–46. <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2006.09.065>
35. Bartha, D., 1999. Tree and shrub species of Hungary (in Hungarian). Mezőgazda Kiadó, Budapest.
36. Bartha, D., Kevey, B., Morschhauser, T., Pócs, T., 1995. Hazai erdőtársulásaink. In: Szmorad, F., Tímár, G. (Szerk.): *Tilia I.* Erdészeti és Faipari Egyetem, Sopron, pp. 8–63.
37. Bartha, D., Mátyás, C., 1995. Erdei fa- és cserjefajok előfordulása Magyarországon. Sopron.
38. Benedek, L., 2011. A Központi-Börzsöny nagygombái. Budapesti Corvinus Egyetem.
39. Benedek, L., 2002. Nagygombák a Pilis- és a Visegrádi-hegységből. *Mikológiai Közlemények, Clusiana* 41(2–3), 3–34.
40. Bennett, K., Provan, J., 2008. What do we mean by ‘refugia’? *Quaternary Science Reviews* 27(27–28), 2449–2455. <https://doi.org/10.1016/j.quascirev.2008.08.019>
41. Bernicchia, A., Gorjón, S.P., 2010. *Corticiciae* s.l. Fungi Europaei, Vol. 12. Edizioni Candusso, Alassio.
42. Bian, L.-S., Zhao, C.-L., Wu, F., 2016. A new species of *Skeletocutis* (Polyporales, Basidiomycota) from Yunnan of China. *Phytotaxa* 270(4), 267–276. <https://doi.org/10.11646/phytotaxa.270.4.3>
43. Bijeesh, C., Kumar, A.M., Pradeep, C.K., 2020. A new species of *Resupinatus* (Agaricomycetes) with meruloid hymenophore from India. *Phytotaxa* 464(2), 167–174. <https://doi.org/10.11646/phytotaxa.464.2.3>
44. Binder, M., Hibbett, D.S., 2006. Molecular systematics and biological diversification of *Boletales*. *Mycologia* 98(6), 971–981. <https://doi.org/10.3852/mycologia.98.6.971>
45. Binder, M., Hibbett, D.S., Larsson, K., Larsson, E., Langer, E., Langer, G., 2005. The phylogenetic distribution of resupinate forms across the major clades of mushroom-forming fungi (*Homobasidiomycetes*). *Systematics and Biodiversity* 3(2), 113–157. <https://doi.org/10.1017/S1477200005001623>
46. Binder, M., Justo, A., Riley, R., Salamov, A., Lopez-Giraldez, F., Sjökvist, E., Copeland, A., Foster, B., Sun, H., Larsson, E., Larsson, K.-H., Townsend, J., Grigoriev, I. V., Hibbett, D.S., 2013. Phylogenetic and phylogenomic overview of the *Polyporales*. *Mycologia* 105(6), 1350–1373. <https://doi.org/10.3852/13-003>
47. Binder, M., Larsson, K.-H., Matheny, P.B., Hibbett, D.S., 2010. *Amylocorticiales* ord. nov. and *Jaapiales* ord. nov.: Early diverging clades of *Agaricomycetidae* dominated by corticioid forms. *Mycologia* 102(4), 865–880. <https://doi.org/10.3852/09-288>
48. Bíró, M., 2008. A Duna-Tisza köze fásszárú vegetációjának átalakulása a 18. század óta, különös tekintettel a száraz homokterületekre. In: *Talaj-Vegetáció-Klíma Kölcsönhatások. Köszöntjük a 70 Éves Láng Editet.* MTA Ökológiai és Botanikai Kutatóintézete, Vácrátót, pp. 23–38.

49. Blackwell, M., David, C., Barker, S.A., 2001. The presence of glycine betaine and the dextrinid reaction in basidiomata. *Harvard Papers in Botany* 6(1), 35–41.
50. Blanz, P.A., Unseld, M., 1987. Ribosomal RNA as a taxonomic tool in mycology. In: de Hoog, G.S., Smith, M.T., Weijman, A.C.M. (Szerk.): *The Expanding Realm of Yeastlike Fungi*. Elsevier Science Publishers, Amsterdam, pp. 247–258.
51. Boddy, L., 1999. Saprotrophic Cord-Forming Fungi: Meeting the Challenge of Heterogeneous Environments. *Mycologia* 91(1), 13–32. <https://doi.org/10.2307/3761190>
52. Boddy, L., Hiscox, J., 2016. Fungal Ecology: Principles and Mechanisms of Colonization and Competition by Saprotrophic Fungi. *Microbiology Spectrum* 4(6), FUNK-0019-2016. <https://doi.org/10.1128/microbiolspec.FUNK-0019-2016>
53. Bódis, J., 1993. A feketefenyő hatása nyílt dolomit sziklagyepre. *Botanikai Közlemények* 80(2), 129–139.
54. Boekhout, T., 1988. Notulae ad floram agaricinam neerlandicam, XVI – New taxa, new combinations in *Melanoleuca* Pat. and notes on rare species in the Netherlands. *Persoonia* 13(4), 397–431.
55. Bölöni, J., Molnár, Z., Biró, M., Horváth, F., 2008. Distribution of the (semi-)natural habitats in Hungary II. Woodlands and shrublands. *Acta Botanica Hungarica* 50(Supplement 1), 107–148. <https://doi.org/10.1556/ABot.50.2008.Suppl.6>
56. Bölöni, J., Molnár, Z., Kun, A., 2011. Magyarország élőhelyei. A hazai vegetációtípusok leírása és határozója. ÁNÉR 2011. MTA Ökológiai és Botanikai Kutatóintézete, Vácrátót.
57. Bölöni, J., Molnár, Z., Kun, A., Biró, M., 2007. Általános Nemzeti Élőhely-osztályozási Rendszer (ÁNÉR 2007). MTA Ökológiai és Botanikai Kutatóintézete, Vácrátót.
58. Borhidi, A., 2003. Magyarország növénytársulásai. Akadémiai Kiadó, Budapest.
59. Borhidi, A., 1956. Feketeenyeseink társulási viszonyai. *Botanikai Közlemények* 46, 275–285.
60. Botta-Dukát, Z., Mihály, B., 2006. Biológiai inváziók Magyarországon. Özönnövények II. Környezetvédelmi és Vízügyi Minisztérium, Budapest.
61. Bouckaert, R., Vaughan, T.G., Barido-Sottani, J., Duchêne, S., Fourment, M., Gavryushkina, A., Heled, J., Jones, G., Kühnert, D., De Maio, N., Matschiner, M., Mendes, F.K., Müller, N.F., Ogilvie, H.A., du Plessis, L., Popinga, A., Rambaut, A., Rasmussen, D., Siveroni, I., Suchard, M.A., Wu, C.-H., Xie, D., Zhang, C., Stadler, T., Drummond, A.J., 2019. BEAST 2.5: An advanced software platform for Bayesian evolutionary analysis. *PLoS Computational Biology* 15(4), e1006650. <https://doi.org/10.1371/journal.pcbi.1006650>
62. Bourdot, H., Galzin, A., 1927. Hyménomycètes de France. Société Mycologique de France, Paris.
63. Box, G.E.P., Cox, D.R., 1964. An Analysis of Transformations. *Journal of the Royal Statistical Society: Series B* 26(2), 211–252. <https://doi.org/10.1111/j.2517-6161.1964.tb00553.x>
64. Brand, F., Agerer, R., 1986. Studien an Ektomykorrhizen VIII. Die Mykorrhizen von *Lactarius subdulcis*, *Lactarius vellereus* und *Laccaria amethystina* an Buche. *Zeitschrift für Mykologie* 52(2), 287–320.

65. Brandon Matheny, P., Wang, Z., Binder, M., Curtis, J.M., Lim, Y.W., Henrik Nilsson, R., Hughes, K.W., Hofstetter, V., Ammirati, J.F., Schoch, C.L., Langer, E., Langer, G., McLaughlin, D.J., Wilson, A.W., Frøslev, T., Ge, Z.-W., Kerrigan, R.W., Slot, J.C., Yang, Z.-L., Baroni, T.J., Fischer, M., Hosaka, K., Matsuura, K., Seidl, M.T., Vauras, J., Hibbett, D.S., 2007. Contributions of *rpb2* and *tefl* to the phylogeny of mushrooms and allies (*Basidiomycota*, *Fungi*). *Molecular Phylogenetics and Evolution* 43(2), 430–451. <https://doi.org/10.1016/j.ympev.2006.08.024>
66. Breitenbach, J., Kränzlin, F., 1991. *Fungi of Switzerland*. Vol. 3. Edition Mykologia, Lucerne.
67. Bresadola, G., 1897. Hymenomycetes Hungarici Kmetiani. *Atti dell'Imperial Regia Accademia Roveretana. Ser. 3* 3, 66–120.
68. Bücking, H., Hans, R., Heyser, W., 2007. The apoplast of ectomycorrhizal roots – site of nutrient uptake and nutrient exchange between the symbiotic partners. In: Sattelmacher, B., Horst, W.J. (Szerk.): *The Apoplast of Higher Plants: Compartment of Storage, Transport and Reactions*. Springer Netherlands, Dordrecht, pp. 97–108. https://doi.org/10.1007/978-1-4020-5843-1_7
69. Cairney, J.W.G., 1992. Translocation of solutes in ectomycorrhizal and saprotrophic rhizomorphs. *Mycological Research* 96(2), 135–141. [https://doi.org/10.1016/S0953-7562\(09\)80928-3](https://doi.org/10.1016/S0953-7562(09)80928-3)
70. Campi, M.G., Maubet, Y.E., Britos, L., 2015. Mycorrhizal fungi associated with plantations of *Pinus taeda* L. from the National University of Asunción, Paraguay. *Mycosphere* 6(4), 486–492. <https://doi.org/10.5943/mycosphere/6/4/10>
71. Carlsen, T., Engh, I.B., Decock, C., Rajchenberg, M., Kauserud, H., 2011. Multiple cryptic species with divergent substrate affinities in the *Serpula himantioides* species complex. *Fungal Biology* 115(1), 54–61. <https://doi.org/10.1016/j.funbio.2010.10.004>
72. Chaudhary, A., Burivalova, Z., Koh, L.P., Hellweg, S., 2016. Impact of Forest Management on Species Richness: Global Meta-Analysis and Economic Trade-Offs. *Scientific Reports* 6(1), 23954. <https://doi.org/10.1038/srep23954>
73. Chen, J.J., Cui, B.K., Dai, Y.C., 2016. Global diversity and molecular systematics of *Wrightoporia* s.l. (*Russulales*, *Basidiomycota*). *Persoonia - Molecular Phylogeny and Evolution of Fungi* 37(1), 21–36. <https://doi.org/10.3767/003158516X689666>
74. Chen, Y.-Y., Wu, F., Wang, M., Cui, B.-K., 2017. Species diversity and molecular systematics of *Fibroporia* (*Polyporales*, *Basidiomycota*) and its related genera. *Mycological Progress* 16(5), 521–533. <https://doi.org/10.1007/s11557-017-1285-1>
75. Chung, H.-C., Kim, D.-H., Cho, N.-S., Lee, S.-S., 2003. Observation and Distribution of Ectomycorrhizal Fungi in *Pinus* Roots. *Mycobiology* 31(1), 1–8. <https://doi.org/10.4489/MYCO.2003.31.1.001>
76. Clémençon, H., 1979. Biometrische Untersuchungen zur Variabilität der Basidiosporen. *Sydowia Beihefte* 8, 110–138.
77. Clements, F.E., Shear, C.L., 1931. *The genera of Fungi*. The H.W. Wilson Company, New York. <https://doi.org/10.5962/bhl.title.5704>

78. Clericuzio, M., Cantini, D., Vizzini, A., Dovana, F., 2022. Investigating the basidiomycete diversity of Grosseto province (Italy, Tuscany): an annotated check-list (Summary). *Mycotaxon* 137(2), 389–389. <https://doi.org/10.5248/137.389>
79. Cojocariu, A., Tănase, C., 2006. Species of the genus *Hyphodontia* J. Erikss. (*Basidiomycota*) recorded in the open air museums. *Analele științifice ale Universității “Al. I. Cuza” Iași* 52, 119–122.
80. Consiglio, G., Setti, L., 2018. The genera *Hohenbuehelia* and *Resupinatus* in Europe. Monografie di Pagine di Micologia. Vol. 3. Associazione Micologica Bresadola, Centro Studi Micologici, Trento/Vicenza.
81. Cooke, W.B., 1957. The Genera *Serpula* and *Meruliporia*. *Mycologia* 49(2), 197–225. <https://doi.org/10.2307/3755630>
82. Cooper, J.A., 2023. Nomenclatural novelties 531. *Index Fungorum* 531, 1–4.
83. Corner, E.J.H., 1950. A monograph of *Clavaria* and allied genera. Oxford University Press, London.
84. Cowling, E.B., 1961. Comparative Biochemistry of the Decay of Sweetgum Sapwood by White-Rot and Brown-Rot Fungi. *Technical Bulletin No. 1258*. Washington, D. C.
85. Crandall, S.G., Saarman, N., Gilbert, G.S., 2020. Fungal spore diversity, community structure, and traits across a vegetation mosaic. *Fungal Ecology* 45, 100920. <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2020.100920>
86. Crous, P.W., Gams, W., Stalpers, J.A., Robert, V., Stegehuis, G., 2004. MycoBank: An online initiative to launch mycology into the 21st century. *Studies in Mycology* 50(1), 19–22.
87. Cseresnyés, I., 2013. Feketefenyvesek természetvédelmi megítélésének ökológiai alapjai. Szent István University.
88. Cseresnyés, I., Csontos, P., 2012. Feketefenyővel rekultivált bauxit külfejtések vegetációjának természetvédelmi szempontú értékelése. *Tájökológiai Lapok* 10(2), 315–340.
89. Cseresnyés, I., Tamás, J., 2014. Evaluation of Austrian Pine (*Pinus Nigra*) Plantations in Hungary With Respect To Nature Conservation – a Review. *Tájökológiai Lapok* 12(2), 267–284.
90. Csicsai, S., 1986. Bányameddő rekultiváció Tatabányán. *Az Erdő* 35 (9), 408–410.
91. Csillag, V., 2006. Feketefenyő-pusztulás a Keszthelyi-hegységben. *Erdészeti Lapok* 141(9), 279–280.
92. Csontos, P., Horánszky, A., Kalapos, T., Lökös, L., 1996. Seed bank of *Pinus nigra* plantations in dolomite rock grassland habitats, and its implications for restoring grassland vegetation. *Annales Historico-naturales Musei Nationalis Hungarici* 88, 69–77.
93. Csorba, P., 2021. Magyarország kistájai. Meridián Táj- és Környezetföldrajzi Alapítvány, Debrecen.
94. Cui, B.-K., Dai, Y.-C., 2008. *Skeletocutis luteolus* sp. nov. from southern and eastern China. *Mycotaxon* 104, 97–101.
95. Cui, B., 2013. Two new polypores (*Ceriporiopsis lavendula* and *Skeletocutis inflata* spp. nov.) from Guangdong Province, China. *Nordic Journal of Botany* 31(3), 326–330. <https://doi.org/10.1111/j.1756-1051.2012.01674.x>
96. Dai, Y.-C., 2012a. Two new polypores from tropical China, and renaming two species of *Polyporus* and *Phellinus*. *Mycoscience* 53(1), 40–44. <https://doi.org/10.1007/s10267-011-0135-2>

97. Dai, Y.-C., Wei, Y.-L., Zhang, X.-Q., 2004. An annotated checklist of non-poroid *Aphyllphorales* in China. *Annales Botanici Fennici* 41(4), 233–247.
98. Dai, Y.-C., Yang, Z.-L., 2008. A Revised Checklist of Medicinal Fungi in China. *Mycosystema* 27(6), 801–824.
99. Dai, Y.C., 2012b. Polypore diversity in China with an annotated checklist of Chinese polypores. *Mycoscience* 53, 49–80. <https://doi.org/10.1007/s10267-011-0134-3>
100. Dai, Y.C., 2010. Hymenochaetaceae (Basidiomycota) in China. *Fungal Diversity* 45, 131–343. <https://doi.org/10.1007/s13225-010-0066-9>
101. Dai, Y.C., Cui, B.K., Yuan, H.S., Li, B.D., 2007. Pathogenic wood-decaying fungi in China. *Forest Pathology* 37(2), 105–120. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0329.2007.00485.x>
102. Daniel, G., 2016. Fungal Degradation of Wood Cell Walls. In: *Secondary Xylem Biology*. Elsevier, pp. 131–167. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-802185-9.00008-5>
103. Daniel, G., 1994. Use of electron microscopy for aiding our understanding of wood biodegradation. *FEMS Microbiology Reviews* 13(2–3), 199–233. <https://doi.org/10.1111/j.1574-6976.1994.tb00043.x>
104. Das, K., Vizzini, A., Parihar, A., Hembrom, M.E., Ghosh, A., 2021. A new species in the genus *Chroogomphus* (*Gomphidiaceae*) from India. *Phytotaxa* 528(2), 84–92. <https://doi.org/10.11646/phytotaxa.528.2.2>
105. Dejene, T., Oria-de-Rueda, J.A., Martín-Pinto, P., 2017. Fungal diversity and succession following stand development in *Pinus patula* Schiede ex Schltdl. & Cham. plantations in Ethiopia. *Forest Ecology and Management* 395, 9–18. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.foreco.2017.03.032>
106. Dentinger, B.T.M., McLaughlin, D.J., 2006. Reconstructing the *Clavariaceae* using nuclear large subunit rDNA sequences and a new genus segregated from *Clavaria*. *Mycologia* 98(5), 746–762. <https://doi.org/10.3852/mycologia.98.5.746>
107. Donk, M.A., 1964. A Conspectus of the Families of *Aphyllphorales*. *Persoonia* 3(2), 199–324.
108. Dörfelt, H., 1977. Zur Taxonomie, Verbreitung und Ökologie des Filzigen Schmierlings *Chroogomphus helveticus* (Sing.) Moser. *Feddes Repertorium* 88(4), 273–285. <https://doi.org/10.1002/fedr.19770880405>
109. Dövényi, Z., 2010. Magyarország kistájainak katasztere 1. MTA Földrajztudományi Kutatóintézet, Budapest.
110. Dramani, R., Hegbe, A.D.M.T., Tabe, A., Badou, A.S., Furneaux, B.R., Ryberg, M., Yorou, N.S., 2020. How are basidiospore size measurements affected by drying? *Current Research in Environmental & Applied Mycology* 10(1), 63–70. <https://doi.org/10.5943/cream/10/1/7>
111. Drechsler-Santos, E.R., Robledo, G.L., Lima-Júnior, N.C., Malosso, E., Reck, M.A., Gibertoni, T.B., Cavalcanti, M.A. de Q., Rajchenberg, M., 2016. *Phellinotus*, a new neotropical genus in the *Hymenochaetaceae* (*Basidiomycota*, *Hymenochaetales*). *Phytotaxa* 261(3), 218–239. <https://doi.org/10.11646/phytotaxa.261.3.2>
112. Drehmel, D., James, T., Vilgalys, R., 2008. Molecular Phylogeny and Biodiversity of the *Boletes*. *Fungi* 1(4), 17–23.

113. Du, R., Dai, Y.C., 2020. A new species and three new combinations of *Skeletocutis* (*Incrustoporiaceae*, *Basidiomycota*). *Mycosystema* 39(4), 637–644. <https://doi.org/10.13346/j.mycosystema.200006>
114. Dunstan, W.A., Dell, B., Malajczuk, N., 1998. The diversity of ectomycorrhizal fungi associated with introduced *Pinus* spp. in the Southern Hemisphere, with particular reference to Western Australia. *Mycorrhiza* 8(2), 71–79. <https://doi.org/10.1007/s005720050215>
115. Edler, D., Klein, J., Antonelli, A., Silvestro, D., 2021. raxmlGUI 2.0: A graphical interface and toolkit for phylogenetic analyses using RAxML. *Methods in Ecology and Evolution* 12(2), 373–377. <https://doi.org/10.1111/2041-210X.13512>
116. Edman, M., Fällström, I., 2013. An introduced tree species alters the assemblage structure and functional composition of wood-decaying fungi in microcosms. *Forest Ecology and Management* 306, 9–14. <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2013.06.023>
117. Egri, K., 2009. Sárospatak környéki nagygombák fungisztikai, ökológiai és természetvédelmi jellemzése. Budapesti Corvinus Egyetem.
118. Eichlerová, I., Homolka, L., Žifčáková, L., Lisá, L., Dobiášová, P., Baldrian, P., 2015. Enzymatic systems involved in decomposition reflects the ecology and taxonomy of saprotrophic fungi. *Fungal Ecology* 13, 10–22. <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2014.08.002>
119. Elfving, B., Ericsson, T., Rosvall, O., 2001. The introduction of lodgepole pine for wood production in Sweden – a review. *Forest Ecology and Management* 141(1–2), 15–29. [https://doi.org/10.1016/S0378-1127\(00\)00485-0](https://doi.org/10.1016/S0378-1127(00)00485-0)
120. Enescu, C.M., de Rigo, D., Caudullo, G., Mauri, A., Houston Durrant, T., 2016. *Pinus nigra* in Europe: distribution, habitat, usage and threats. In: San-Miguel-Ayanz, J., de Rigo, D., Caudullo, G., Houston Durrant, T., Mauri, A. (Szerk.): *European Atlas of Forest Tree Species*. Publication Office of the European Union, Luxembourg, pp. 126–127.
121. Eriksson, J., 1958. Studies in the *Heterobasidiomycetes* and *Homobasidiomycetes* - *Aphylllophorales* of Muddus National Park in North Sweden. *Symbolae Botanicae Upsalienses* 16(1), 1–172.
122. Eriksson, J., Hjortstam, K., Ryvarde, L., 1984. The *Corticaceae* of North Europe 7. *Schizopora* – *Suillosporium*. Fungiflora, Oslo.
123. Eriksson, J., Hjortstam, K., Ryvarde, L., 1981. The *Corticaceae* of North Europe 6. *Phlebia* – *Sarcodontia*. Fungiflora, Oslo.
124. Eriksson, J., Hjortstam, K., Ryvarde, L., 1978. The *Corticaceae* of North Europe 5. *Mycoaciella* – *Phanerochaete*. Fungiflora, Oslo.
125. Eriksson, J., Ryvarde, L., 1976. The *Corticaceae* of North Europe 4. *Hyphodermella* – *Mycoacia*. Fungiflora, Oslo.
126. Eriksson, J., Ryvarde, L., 1975. The *Corticaceae* of North Europe 3. *Coronicium* - *Hyphoderma*. Fungiflora, Oslo.
127. Eriksson, J., Ryvarde, L., 1973. The *Corticaceae* of North Europe 2. *Aleurodiscus* – *Confertobasidium*. Fungiflora, Oslo.

128. Eriksson, K.-E.L., Blanchette, R.A., Ander, P., 1990. Microbial and Enzymatic Degradation of Wood and Wood Components, Springer Series in Wood Science. Springer Berlin Heidelberg, Berlin, Heidelberg. <https://doi.org/10.1007/978-3-642-46687-8>
129. Ezhov, O.N., Zmitrovich, I. V., 2015. Checklist of aphyllorphoroid fungi (*Agaricomycetes*, *Basidiomycota*) in boreal forests of Pinega Reserve, north-east European Russia. *Check List* 11(1), 1495. <https://doi.org/10.15560/11.1.1495>
130. Fan, L.F., Ji, X.H., Si, J., 2017. A new species in the *Skeletocutis subincarnata* complex (*Polyporales*, *Basidiomycota*) from southwestern China. *Mycosphere* 8(6), 1253–1260. <https://doi.org/10.5943/mycosphere/8/6/10>
131. Fan, Y., Xiang, S., Wang, J., Zhang, X., Yu, Z., Zhu, S., Lv, M., Bai, L., Han, L., Ma, J., Wang, Y., 2023. First report of the ectomycorrhizal fungal community associated with two herbaceous plants in Inner Mongolia, China. *PeerJ* 11, e15626. <https://doi.org/10.7717/peerj.15626>
132. Farjón, A., 2010. A Handbook of the World Conifers. Brill Press, Leiden.
133. Fejér, I., 1963. Hozzászólás a külfejtések, meddőhányók újrahasznosítási kérdéseikhez. *Az Erdő* 12 (8), 382–383.
134. Fejér, I., 1960. Hasznosítsuk a meddőhányókat! *Az Erdő* 9 (6), 217–219.
135. Fernández-López, J., Telleria, M.T., Dueñas, M., Wilson, A.W., Padamsee, M., Buchanan, P.K., Mueller, G.M., Martín, M.P., 2019. Addressing the diversity of *Xylodon raduloides* complex through integrative taxonomy. *IMA Fungus* 10(1), 9. <https://doi.org/10.1186/s43008-019-0010-x>
136. Ferris, R., Peace, A.J., Newton, A.C., 2000. Macrofungal communities of lowland Scots pine (*Pinus sylvestris* L.) and Norway spruce (*Picea abies* (L.) Karsten.) plantations in England: relationships with site factors and stand structure. *Forest Ecology and Management* 131(1–3), 255–267. [https://doi.org/10.1016/S0378-1127\(99\)00218-2](https://doi.org/10.1016/S0378-1127(99)00218-2)
137. Fischer, R.A., 1922. On the Interpretation of χ^2 from Contingency Tables, and the Calculation of P. *Journal of the Royal Statistical Society* 85(1), 87–94.
138. Franchi, P., Marchetti, M., 2022. I Funghi Clavarioidi in Italia. Associazione Micologica Bresadola, Trento.
139. Franchi, P., Marchetti, M., 2020. Nomenclatural novelties 457. *Index Fungorum* 457, 1–7.
140. Fries, E., 1821. Systema mycologicum: sistens fungorum ordines, genera et species, huc usque cognitae, quas ad normam methodi naturalis determinavit. Ex Officina Berlingiana, Lundae. <https://doi.org/10.5962/bhl.title.5378>
141. Fries, E.M., 1874. Hymenomycetes Europaei. Uppsalia.
142. Fries, E.M., 1849. Summa vegetabilium Scandinaviae 2, 259–572.
143. Fries, E.M., 1829. Systema mycologicum. Vol. 3. Gryphiswaldiae.
144. Fries, E.M., 1828. Elenchus fungorum. Vol. 1. Sumptibus Ernesti Mauriti, Gryphiswaldiae.
145. Fries, E.M., 1823. Systema mycologicum. Vol. 2. Lundæ, Lund.
146. Fries, N., Swedjemark, G., 1985. Sporophagy in hymenomycetes. *Experimental Mycology* 9(1), 74–79. [https://doi.org/10.1016/0147-5975\(85\)90050-7](https://doi.org/10.1016/0147-5975(85)90050-7)

147. Gaál, Á., 2016. Az őrési fenyőgyanta-termelésünk emlékei. Nyugat-magyarországi Egyetem.
148. Gadd, G.M., Fomina, M., 2011. Uranium and Fungi. *Geomicrobiology Journal* 28(5–6), 471–482. <https://doi.org/10.1080/01490451.2010.508019>
149. Gardes, M., Bruns, T.D., 1996. Community structure of ectomycorrhizal fungi in a *Pinus muricata* forest: above- and below-ground views. *Canadian Journal of Botany* 74(10), 1572–1583. <https://doi.org/10.1139/b96-190>
150. Gardes, M., Bruns, T.D., 1993. ITS primers with enhanced specificity for basidiomycetes - application to the identification of mycorrhizae and rusts. *Molecular Ecology* 2(2), 113–118. <https://doi.org/10.1111/j.1365-294X.1993.tb00005.x>
151. Ghobad-Nejhad, M., 2011. Updated checklist of corticioid and poroid basidiomycetes of the Caucasus region. *Mycotaxon* 117, 508.
152. Giachini, A.J., 2004. Systematics, Phylogeny, and Ecology of *Gomphus* sensu lato. Oregon State University.
153. Giachini, A.J., Castellano, M.A., 2011. A new taxonomic classification for species in *Gomphus* sensu lato. *Mycotaxon* 115(1), 183–201. <https://doi.org/10.5248/115.183>
154. Giachini, A.J., Hosaka, K., Nouhra, E., Spatafora, J., Trappe, J.M., 2010. Phylogenetic relationships of the *Gomphales* based on nuc-25S-rDNA, mit-12S-rDNA, and mit-atp6-DNA combined sequences. *Fungal Biology* 114(2–3), 224–234. <https://doi.org/10.1016/j.funbio.2010.01.002>
155. Gilbertson, R.L., 1980. Wood-Rotting Fungi of North America. *Mycologia* 72(1), 1–49.
156. Gilbertson, R.L., Martin, K.J., Lindsey, J.P., 1974. Annotated Check List and Host Index for Arizona Wood-Rotting Fungi. College of Agriculture, University of Arizona, Tucson.
157. Ginns, J., 1998. Genera of the North American *Corticaceae* Sensu Lato. *Mycologia* 90(1), 1–35. <https://doi.org/10.2307/3761008>
158. Ginns, J.H., 1970. Taxonomy of *Plicatura nivea* (Aphylllophorales). *Canadian Journal of Botany* 48(6), 1039–1043. <https://doi.org/10.1139/b70-149>
159. Gminder, A., 2016. Nomenclatural novelties 302. *Index Fungorum* 302, 1.
160. Godbout, C., Fortin, J.A., 1985. Synthesized ectomycorrhizae of aspen: fungal genus level of structural characterization. *Canadian Journal of Botany* 63(2), 252–262. <https://doi.org/10.1139/b85-029>
161. Godbout, C., Fortin, J.A., 1983. Morphological features of synthesized ectomycorrhizae of *Alnus crispa* and *A. rugosa**. *New Phytologist* 94(2), 249–262. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.1983.tb04498.x>
162. Goldmann, K., Schöning, I., Buscot, F., Wubet, T., 2015. Forest Management Type Influences Diversity and Community Composition of Soil Fungi across Temperate Forest Ecosystems. *Frontiers in Microbiology* 6, 1300. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2015.01300>
163. Gonou-Zagou, Z., Triantafyllou, M., Floudas, D., Delivorias, P., 2011. The genus *Resupinatus* Nees ex Gray in Greece. *Nova Hedwigia* 92(3–4), 513–522. <https://doi.org/10.1127/0029-5035/2011/0092-0513>

164. González-Ávila, P., Torres-Miranda, A., Villegas-Ríos, M., Luna-Vega, I., 2013. Species diversity and ecological patterns of *Phaeoclavulina* species in Mexico with implications for conservation. *North American Fungi* 8(16), 1–32. <https://doi.org/10.2509/naf2013.008.016>
165. Gorjón, S., 2020. Genera of corticioid fungi: keys, nomenclature and taxonomy. *Studies in Fungi* 5(1), 125–309. <https://doi.org/10.5943/sif/5/1/12>
166. Gorjón, S.P., Bernicchia, A., 2013. Threats and state of conservation of aphylloroid fungi in the Mediterranean. *Acta Mycologica* 48(2), 247–255. <https://doi.org/10.5586/am.2013.026>
167. Gouy, M., Tannier, E., Comte, N., Parsons, D.P., 2021. Seaview Version 5: A Multiplatform Software for Multiple Sequence Alignment, Molecular Phylogenetic Analyses, and Tree Reconciliation. In: Katoh, K. (Szerk.): *Multiple Sequence Alignment. Methods and Protocols*. Humana Press, New York, pp. 241–260. https://doi.org/10.1007/978-1-0716-1036-7_15
168. Gray, S.F., 1821. A natural arrangement of British plants 1, 649.
169. Green, F., Highley, T.L., 1997. Mechanism of brown-rot decay: Paradigm or paradox. *International Biodeterioration & Biodegradation* 39(2–3), 113–124. [https://doi.org/10.1016/S0964-8305\(96\)00063-7](https://doi.org/10.1016/S0964-8305(96)00063-7)
170. Gulyás, K., Bidló, A., Horváth, A., 2014. Causes of the Forest Die-off in a *Pinus* Forest (*Pinus sylvestris*) in Fenyőfő. In: *Local and Regional Challenges of Climate Change Adaptation and Green Technologies*. Nyugat-magyarországi Egyetem Erdőmérnöki Kar, Sopron, pp. 60–67.
171. Gustafsson, L., Baker, S.C., Bauhus, J., Beese, W.J., Brodie, A., Kouki, J., Lindenmayer, D.B., Löhmus, A., Pastur, G.M., Messier, C., Neyland, M., Palik, B., Sverdrup-Thygeson, A., Volney, W.J.A., Wayne, A., Franklin, J.F., 2012. Retention Forestry to Maintain Multifunctional Forests: A World Perspective. *Bioscience* 62(7), 633–645. <https://doi.org/10.1525/bio.2012.62.7.6>
172. Haight, J.-E., Laursen, G.A., Glaeser, J.A., Taylor, D.L., 2016. Phylogeny of *Fomitopsis pinicola*: a species complex. *Mycologia* 108(5), 925–938. <https://doi.org/10.3852/14-225R1>
173. Haines-Young, R., Potschin, M., 2018. Common international classification of ecosystem services (CICES) V5.1 and guidance on the application of the revised structure, Available from www.cices.eu. Nottingham.
174. Halász, B., 2002. A Debrecen környezetében telepített kéttűs fenyvesek őszi gombái. *Mikológiai Közlemények, Clusiana* 41(1), 99–122.
175. Halbwachs, H., Bässler, C., 2015. Gone with the wind – a review on basidiospores of lamellate agarics. *Mycosphere* 6(1), 78–112. <https://doi.org/10.5943/mycosphere/6/1/10>
176. Halbwachs, H., Heilmann-Clausen, J., Bässler, C., 2017. Mean spore size and shape in ectomycorrhizal and saprotrophic assemblages show strong responses under resource constraints. *Fungal Ecology* 26, 59–64. <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2016.12.001>
177. Hall, T.A., 1999. BioEdit: A User-Friendly Biological Sequence Alignment Editor and Analysis Program for Windows 95/98/NT. *Nucleic Acids Symposium Series* 41, 95–98.
178. Halonen, P., Hyvärinen, H., 2006. Sanginjoen ulkometsän kääväkäs- ja jäkäläinventoinnit. Oulu.

179. Han, M.-L., Chen, Y.-Y., Shen, L.-L., Song, J., Vlasák, J., Dai, Y.-C., Cui, B.-K., 2016. Taxonomy and phylogeny of the brown-rot fungi: *Fomitopsis* and its related genera. *Fungal Diversity* 80(1), 343–373. <https://doi.org/10.1007/s13225-016-0364-y>
180. Harmaja, H., 1987. Studies on the agaric genera *Singerocybe* n. gen. and *Squamanita*. *Karstenia* 27(2), 71–75. <https://doi.org/10.29203/ka.1987.254>
181. Harmsen, L., 1960. Taxonomic and cultural studies on brown spored species of the genus *Merulius*. *Friesia* 6(4), 234–277.
182. Harrison, S.G., 1951. Edible Pine Kernels. *Kew Bulletin* 6(3), 371–375. <https://doi.org/10.2307/4118007>
183. Hatakka, A., Hammel, K.E., 2011. Fungal Biodegradation of Lignocelluloses. In: Osiewacz, H.D. (Szerk.): *The Mycota: Vol. X. Industrial Applications*. Springer, Berlin, pp. 319–340. https://doi.org/10.1007/978-3-642-11458-8_15
184. He, M.-Q., Zhao, R.-L., Hyde, K.D., Begerow, D., Kemler, M., Yurkov, A., McKenzie, E.H.C., Raspé, O., Kakishima, M., Sánchez-Ramírez, S., Vellinga, E.C., Halling, R., Papp, V., Zmitrovich, I. V., Buyck, B., Ertz, D., Wijayawardene, N.N., Cui, B.-K., Schoutteten, N., Liu, X.-Z., Li, T.-H., Yao, Y.-J., Zhu, X.-Y., Liu, A.-Q., Li, G.-J., Zhang, M.-Z., Ling, Z.-L., Cao, B., Antonín, V., Boekhout, T., da Silva, B.D.B., De Crop, E., Decock, C., Dima, B., Dutta, A.K., Fell, J.W., Geml, J., Ghobad-Nejhad, M., Giachini, A.J., Gibertoni, T.B., Gorjón, S.P., Haelewaters, D., He, S.-H., Hodkinson, B.P., Horak, E., Hoshino, T., Justo, A., Lim, Y.W., Menolli, N., Mešić, A., Moncalvo, J.-M., Mueller, G.M., Nagy, L.G., Nilsson, R.H., Noordeloos, M., Nuytinck, J., Orihara, T., Ratchadawan, C., Rajchenberg, M., Silva-Filho, A.G.S., Sulzbacher, M.A., Tkalčec, Z., Valenzuela, R., Verbeken, A., Vizzini, A., Wartchow, F., Wei, T.-Z., Weiß, M., Zhao, C.-L., Kirk, P.M., 2019. Notes, outline and divergence times of Basidiomycota. *Fungal Diversity* 99(1), 105–367. <https://doi.org/10.1007/s13225-019-00435-4>
185. He, X., Shi, Z.-J., Zhao, C.-L., 2020. Morphological and molecular identification of two new species of *Tubulicrinis* (*Hymenochaetaceae*, *Hymenochaetales*) from southern China. *Mycoscience* 61(4), 184–189. <https://doi.org/10.1016/j.myc.2020.03.008>
186. Hibbett, D.S., 2007. After the gold rush, or before the flood? Evolutionary morphology of mushroom-forming fungi (*Agaricomycetes*) in the early 21st century. *Mycological Research* 111(9), 1001–1018. <https://doi.org/10.1016/j.mycres.2007.01.012>
187. Hibbett, D.S., Binder, M., 2002. Evolution of complex fruiting-body morphologies in homobasidiomycetes. *Proceedings of the Royal Society of London. Series B: Biological Sciences* 269(1504), 1963–1969. <https://doi.org/10.1098/rspb.2002.2123>
188. Hibbett, D.S., Binder, M., Bischoff, J.F., Blackwell, M., Cannon, P.F., Eriksson, O.E., Huhndorf, S., James, T., Kirk, P.M., Lücking, R., Thorsten Lumbsch, H., Lutzoni, F., Matheny, P.B., McLaughlin, D.J., Powell, M.J., Redhead, S., Schoch, C.L., Spatafora, J.W., Stalpers, J.A., Vilgalys, R., Aime, M.C., Aptroot, A., Bauer, R., Begerow, D., Benny, G.L., Castlebury, L.A., Crous, P.W., Dai, Y.-C., Gams, W., Geiser, D.M., Griffith, G.W., Gueidan, C., Hawksworth, D.L., Hestmark, G., Hosaka, K.,

- Humber, R.A., Hyde, K.D., Ironside, J.E., Kõljalg, U., Kurtzman, C.P., Larsson, K.-H., Lichtwardt, R., Longcore, J., Miądlikowska, J., Miller, A., Moncalvo, J.-M., Mozley-Standridge, S., Oberwinkler, F., Parmasto, E., Reeb, V., Rogers, J.D., Roux, C., Ryvarden, L., Sampaio, J.P., Schüßler, A., Sugiyama, J., Thorn, R.G., Tibell, L., Untereiner, W.A., Walker, C., Wang, Z., Weir, A., Weiss, M., White, M.M., Winka, K., Yao, Y.-J., Zhang, N., 2007. A higher-level phylogenetic classification of the Fungi. *Mycological Research* 111(5), 509–547. <https://doi.org/10.1016/j.mycres.2007.03.004>
189. Hibbett, D.S., Donoghue, M.J., 2001. Analysis of Character Correlations Among Wood Decay Mechanisms, Mating Systems, and Substrate Ranges in *Homobasidiomycetes*. *Systematic Biology* 50(2), 215–242. <https://doi.org/10.1080/10635150151125879>
190. Hibbett, D.S., Grimaldi, D., Donoghue, M.J., 1997a. Fossil mushrooms from Miocene and Cretaceous ambers and the evolution of *Homobasidiomycetes*. *American Journal of Botany* 84(8), 981–991. <https://doi.org/10.2307/2446289>
191. Hibbett, D.S., Pine, E.M., Langer, E., Langer, G., Donoghue, M.J., 1997b. Evolution of gilled mushrooms and puffballs inferred from ribosomal DNA sequences. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 94(22), 12002–12006. <https://doi.org/10.1073/pnas.94.22.12002>
192. Hibbett, D.S., Thorn, R.G., 2001. Basidiomycota: Homobasidiomycetes. In: McLaughlin, D.J., McLaughlin, E.G., Lemke, P.A. (Szerk.): *Mycota VIIB: Systematics and Evolution*. Springer-Verlag, Berlin, pp. 121–168.
193. Hjortstam, K., Larsson, K.-H., Ryvarden, L., 1987. The Corticiaceae of North Europe 1. Introduction and keys. Fungiflora, Oslo, Norway.
194. Hjortstam, K., Larsson, K., Ryvarden, L., 1988. The *Corticiaceae* of North Europe 8. *Phlebiella*, *Thanatephorus* – *Ypsilonidium*. Fungiflora, Oslo.
195. Hjortstam, K., Ryvarden, L., 2009. A checklist of names in *Hyphodontia* sensu stricto - sensu lato and *Schizopora* with new combinations in *Lagarobasidium*, *Lyomyces*, *Kneiffiella*, *Schizopora*, and *Xylodon*. *Synopsis Fungorum* 26, 33–55.
196. Hjortstam, K., Ryvarden, L., 2007. Checklist of corticioid fungi (*Basidiomycotina*) from the tropics, subtropics, and the southern hemisphere. *Synopsis Fungorum* 22, 27–146.
197. Hodkinson, B.P., Moncada, B., Lücking, R., 2014. *Lepidostromatales*, a new order of lichenized fungi (*Basidiomycota*, *Agaricomycetes*), with two new genera, *Ertzia* and *Sulzbacheromyces*, and one new species, *Lepidostroma winklerianum*. *Fungal Diversity* 64(1), 165–179. <https://doi.org/10.1007/s13225-013-0267-0>
198. Hoffmann, K., Pawłowska, J., Walther, G., Wrzosek, M., de Hoog, G.S., Benny, G.L., Kirk, P.M., Voigt, K., 2013. The family structure of the *Mucorales*: a synoptic revision based on comprehensive multigene-genealogies. *Persoonia* 30(1), 57–76. <https://doi.org/10.3767/003158513X666259>
199. Holec, J., Kolařík, M., 2017. First report of *Mycena clavata* (Fungi, Agaricales) in the Czech Republic including notes on its taxonomy, phylogenetic position and ecology. *Czech Mycology* 69(1), 1–14. <https://doi.org/10.33585/cmy.69101>

200. Hopples, J.S., Vilgalys, R., 1999. Phylogenetic Relationships in the Mushroom Genus *Coprinus* and Dark-Spored Allies Based on Sequence Data from the Nuclear Gene Coding for the Large Ribosomal Subunit RNA: Divergent Domains, Outgroups, and Monophyly. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 13(1), 1–19. <https://doi.org/10.1006/mpev.1999.0634>
201. Horváth, A., Lakatos, F., Szűcs, P., Patocska, Z., Vég, P., Winkler, D., Bidló, A., Gálos, B., 2022. Climate Change Induced Tree Mortality in a Relict Scots Pine (*Pinus sylvestris* L.) Forest. *Acta Silvatica et Lignaria Hungarica* 18(1), 25–40. <https://doi.org/10.37045/aslh-2022-0002>
202. Horváth, Gy., 2002. Veszélyes ipari hulladékok rekultivációja erdősítéssel. *Erdészeti Lapok* 137(1), 17–19.
203. Hosaka, K., Bates, S.T., Beever, R.E., Castellano, M.A., Colgan, W., Dominguez, L.S., Nouhra, E.R., Geml, J., Giachini, A.J., Kenney, S.R., Simpson, N.B., Spatafora, J.W., Trappe, J.M., 2006. Molecular phylogenetics of the gomphoid-phalloid fungi with an establishment of the new subclass *Phallomycetidae* and two new orders. *Mycologia* 98(6), 949–959. <https://doi.org/10.3852/mycologia.98.6.949>
204. Houston Durrant, T., de Rigo, D., Caudullo, G., 2016. *Pinus sylvestris* in Europe: distribution, habitat, usage and threats. In: San-Miguel-Ayán, J., de Rigo, D., Caudullo, G., Houston Durrant, T., Mauri, A. (Szerk.): *European Atlas of Forest Tree Species*. Publication Office of the European Union, Luxembourg, pp. 132–133. <https://doi.org/10.7868/S001533031604014X>
205. Hu, Y., Karunarathna, S.C., Li, H., Galappaththi, M.C.A., Zhao, C.-L., Kakumyan, P., Mortimer, P.E., 2022. The Impact of Drying Temperature on Basidiospore Size. *Diversity* 14(4), 239. <https://doi.org/10.3390/d14040239>
206. Huang, S., Li, S., Wang, Z., Lin, S., Deng, J., 2021. Enzyme degradation mechanism of white rot fungi and its research progress on Refractory Wastewater. *E3S Web of Conferences* 237, 01002. <https://doi.org/10.1051/e3sconf/202123701002>
207. Humphrey, J.W., Newton, A., Peace, A.J., Holden, E., 2000. The importance of conifer plantations in northern Britain as a habitat for native fungi. *Biological Conservation* 96(2), 241–252. [https://doi.org/10.1016/S0006-3207\(00\)00077-X](https://doi.org/10.1016/S0006-3207(00)00077-X)
208. Hyde, K.D., Nilsson, R.H., Alias, S.A., Ariyawansa, H.A., Blair, J.E., Cai, L., de Cock, A.W.A.M., Dissanayake, A.J., Glockling, S.L., Goonasekera, I.D., Gorczak, M., Hahn, M., Jayawardena, R.S., van Kan, J.A.L., Laurence, M.H., Lévesque, C.A., Li, X., Liu, J.-K., Maharachchikumbura, S.S.N., Manamgoda, D.S., Martin, F.N., McKenzie, E.H.C., McTaggart, A.R., Mortimer, P.E., Nair, P.V.R., Pawłowska, J., Rintoul, T.L., Shivas, R.G., Spies, C.F.J., Summerell, B.A., Taylor, P.W.J., Terhem, R.B., Udayanga, D., Vaghefi, N., Walther, G., Wilk, M., Wrzosek, M., Xu, J.-C., Yan, J., Zhou, N., 2014. One stop shop: backbone trees for important phytopathogenic genera: I (2014). *Fungal Diversity* 67(1), 21–125. <https://doi.org/10.1007/s13225-014-0298-1>
209. Igmándy, Z., 1991. A magyar erdők taplógombái. Akadémiai Kiadó, Budapest.
210. Igmándy, Z., 1989. Vas megye csövestapló (*Polyporaceae* s. 1.) flórája. *Savaria - A Vas Megyei Múzeumok Értésítője* 17–18, 27–49.

211. Igmándy, Z., 1954. A fenyőtapló (*Trametes pini* (Thore) Fries.) előfordulása és károsítása hazánkban. *Erdőmérnöki Főiskola Közleményei* 5–10.
212. IUCN, 2024a. The IUCN Red List of Threatened Species. Version 2024-1. <https://www.iucnredlist.org>. [Accessed 22 Aug 2024].
213. IUCN, 2024b. The IUCN Red List of Threatened Species. Version 2024-1. https://redlist.info/iucn/species_list/. [Accessed 22 Aug 2024].
214. Jakucs, E., 1996. Az ektomikorrhizák morfológiai vizsgálatának módszerei. *Mikológiai Közlemények, Clusiana* 35, 9–30.
215. Jakucs, E., Vajna, L., 2003. Mikológia. Agroinform Kiadó, Budapest.
216. Járó, Z., 1996. Ökológiai vizsgálatok a Kis- és Nagy-Szénáson. *Természetvédelmi Közlemények* 3–4, 21–53.
217. Jayawardena, R.S., Hyde, K.D., Wang, S., Sun, Y.-R., Suwannarach, N., Sysouphanthong, P., Abdel-Wahab, M.A., Abdel-Aziz, F.A., Abeywickrama, P.D., Abreu, V.P., Armand, A., Aptroot, A., Bao, D.-F., Begerow, D., Bellanger, J.-M., Bezerra, J.D.P., Bundhun, D., Calabon, M.S., Cao, T., Cantillo, T., Carvalho, J.L.V.R., Chaiwan, N., Chen, C.-C., Courtecuisse, R., Cui, B.-K., Damm, U., Denchev, C.M., Denchev, T.T., Deng, C.Y., Devadatha, B., de Silva, N.I., dos Santos, L.A., Dubey, N.K., Dumez, S., Fernandez, H.S., Firmino, A.L., Gafforov, Y., Gajanayake, A.J., Gomdola, D., Gunaseelan, S., Shucheng-He, Htet, Z.H., Kaliyaperumal, M., Kemler, M., Kezo, K., Kularathnage, N.D., Leonardi, M., Li, J.-P., Liao, C., Liu, S., Loizides, M., Luangharn, T., Ma, J., Madrid, H., Mahadevakumar, S., Maharachchikumbura, S.S.N., Manamgoda, D.S., Martín, M.P., Mekala, N., Moreau, P.-A., Mu, Y.-H., Pahoua, P., Pem, D., Pereira, O.L., Phonrob, W., Phukhamsakda, C., Raza, M., Ren, G.-C., Rinaldi, A.C., Rossi, W., Samarakoon, B.C., Samarakoon, M.C., Sarma, V. V., Senanayake, I.C., Singh, A., Souza, M.F., Souza-Motta, C.M., Spielmann, A.A., Su, W., Tang, X., Tian, X., Thambugala, K.M., Thongklang, N., Tennakoon, D.S., Wannathes, N., Wei, D., Welti, S., Wijesinghe, S.N., Yang, H., Yang, Y., Yuan, H.-S., Zhang, H., Zhang, J., Balasuriya, A., Bhunjun, C.S., Bulgakov, T.S., Cai, L., Camporesi, E., Chomnunti, P., Deepika, Y.S., Doilom, M., Duan, W.-J., Han, S.-L., Huanraluek, N., Jones, E.B.G., Lakshmidivi, N., Li, Y., Lumyong, S., Luo, Z.-L., Khuna, S., Kumla, J., Manawasinghe, I.S., Mapook, A., Punyaboon, W., Tibpromma, S., Lu, Y.-Z., Yan, J., Wang, Y., 2022. Fungal diversity notes 1512–1610: taxonomic and phylogenetic contributions on genera and species of fungal taxa. *Fungal Diversity* 117(1), 1–272. <https://doi.org/10.1007/s13225-022-00513-0>
218. Jeney, I., Jassó, F., 1983. Magyarország genetikus talaj térképe (méterarány: 1:200.000). Kartográfiai Vállalat, Budapest.
219. Jenna, P., Nerea, A., Atte, K., Seppo, H., Heikki, K., Thomas, L., Panu, H., 2021. Wood-inhabiting fungal responses to forest naturalness vary among morpho-groups. *Scientific Reports* 11(1), 14585. <https://doi.org/10.1038/s41598-021-93900-7>

220. Ji, X.-H., He, S.-H., Chen, J.-J., Si, J., Wu, F., Zhou, L.-W., Vlasák, J., Tian, X.-M., Dai, Y.-C., 2017. Global diversity and phylogeny of *Onnia* (*Hymenochaetaceae*) species on gymnosperms. *Mycologia* 109(1), 27–34. <https://doi.org/10.1080/00275514.2016.1274619>
221. Johnson, N.C., Graham, J.H., Smith, F.A., 1997. Functioning of mycorrhizal associations along the mutualism–parasitism continuum*. *New Phytologist* 135(4), 575–585. <https://doi.org/10.1046/j.1469-8137.1997.00729.x>
222. Johnston, P.R., 2010. Causes and consequences of changes to New Zealand’s fungal biota. *New Zealand Journal of Ecology* 34(1), 175–184.
223. Jonsson, L., Dahlberg, A., Nilsson, M., Kårén, O., Zackrisson, O., 1999. Continuity of ectomycorrhizal fungi in self-regenerating boreal *Pinus sylvestris* forests studied by comparing mycobiont diversity on seedlings and mature trees. *New Phytologist* 142(1), 151–162. <https://doi.org/10.1046/j.1469-8137.1999.00383.x>
224. Jülich, W., 1981. Higher taxa of *Basidiomycetes*, *Bibliotheca Mycologica*. J. Cramer, Vaduz.
225. Justo, A., Miettinen, O., Floudas, D., Ortiz-Santana, B., Sjökvist, E., Lindner, D., Nakasone, K., Niemelä, T., Larsson, K.-H., Ryvarde, L., Hibbett, D.S., 2017. A revised family-level classification of the *Polyporales* (*Basidiomycota*). *Fungal Biology* 121(9), 798–824. <https://doi.org/10.1016/j.funbio.2017.05.010>
226. Käärik, A., 1983. Decomposition of wood. *Nederlands Bosbouw Tijdschrift* 55(2/3), 43–50.
227. Kányási, I., 1993. Adatok a Tokaj-Zempléni hegyvidék gombaflórájához. Pótlás. *Calandrella* 7(1–2), 20–21.
228. Kányási, I., 1992. Adatok a Tokaj-Zempléni hegyvidék gombaflórájához. *Calandrella* 6(2), 12–23.
229. Karasiński, D., Wołkowycki, M., 2015. An Annotated And Illustrated Catalogue Of Polypores (*Agaricomycetes*) Of The Białowieża Forest (NE Poland). *Polish Botanical Journal* 60(2), 217–292. <https://doi.org/10.1515/pbj-2015-0034>
230. Károly, F., Legeza, M., Stubán, Z., 2006. Az Iharkút-németbányai külfejtések rekultivációja. *Bányászati és kohászati lapok – Bányászat* 139(6), 31–37.
231. Karsten, P.A., 1889. Kritisk öfversigt af Finlands Basidsvampar (*Basidiomycetes*; *Gastero- & Hymenomycetes*). *Bidr. till Kännedom av Finlands Natur och Folk* 48, 1–470.
232. Karsten, P.A., 1881. Enumeratio Boletinearum et Polyporearum Fennicarum, systemate novo dispositarum. *Revue Mycologique* 3(9), 16–19.
233. Kassai, I., 1963. Külfejtések, meddőhányók újrahasznosítási kérdései a Mecsek déli szénmedencéjében. *Az Erdő* 12 (3), 106–116.
234. Katoh, K., Standley, D.M., 2013. MAFFT Multiple Sequence Alignment Software Version 7: Improvements in Performance and Usability. *Molecular Biology and Evolution* 30(4), 772–780. <https://doi.org/10.1093/molbev/mst010>
235. Kausrud, H., Colman, J.E., Ryvarde, L., 2008. Relationship between basidiospore size, shape and life history characteristics: a comparison of polypores. *Fungal Ecology* 1(1), 19–23. <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2007.12.001>

236. Kausserud, H., Heegaard, E., Halvorsen, R., Boddy, L., Høiland, K., Stenseth, N.C., 2011. Mushroom's spore size and time of fruiting are strongly related: is moisture important? *Biology Letters* 7(2), 273–276. <https://doi.org/10.1098/rsbl.2010.0820>
237. Kausserud, H., Stensrud, Ø., Decock, C., Shalchian-Tabrizi, K., Schumacher, T., 2006. Multiple gene genealogies and AFLPs suggest cryptic speciation and long-distance dispersal in the basidiomycete *Serpula himantioides* (Boletales). *Molecular Ecology* 15(2), 421–431. <https://doi.org/10.1111/j.1365-294X.2005.02768.x>
238. Kausserud, H., Svegård, I.B., Sætre, G., Knudsen, H., Stensrud, Ø., Schmidt, O., Doi, S., Sugiyama, T., Högborg, N., 2007. Asian origin and rapid global spread of the destructive dry rot fungus *Serpula lacrymans*. *Molecular Ecology* 16(16), 3350–3360. <https://doi.org/10.1111/j.1365-294X.2007.03387.x>
239. Kautmanová, Ivona, Adamčík, S., Lizoň, P., Jančovičová, S., 2012a. Revision of taxonomic concept and systematic position of some *Clavariaceae* species. *Mycologia* 104(2), 521–539. <https://doi.org/10.3852/11-121>
240. Kautmanová, I., Tomšovský, M., Dueñas, M., Martín, M.P., 2012b. European species of *Clavaria* (Agaricales, Agaricomycetes) with dark basidiomata – a morphological and molecular study. *Persoonia - Molecular Phylogeny and Evolution of Fungi* 29(1), 133–145. <https://doi.org/10.3767/003158512X661543>
241. Kavina, K., Pilát, A., 1935. Pleurotus Fries. In: *Atlas Des Champignons de l'Europe*. Prague.
242. Kennedy, P., 2010. Ectomycorrhizal fungi and interspecific competition: species interactions, community structure, coexistence mechanisms, and future research directions. *New Phytologist* 187(4), 895–910. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2010.03399.x>
243. Kennedy, P.G., Bergemann, S.E., Hortal, S., Bruns, T.D., 2007. Determining the outcome of field-based competition between two *Rhizopogon* species using real-time PCR. *Molecular Ecology* 16(4), 881–890. <https://doi.org/10.1111/j.1365-294X.2006.03191.x>
244. Kennedy, P.G., Bruns, T.D., 2005. Priority effects determine the outcome of ectomycorrhizal competition between two *Rhizopogon* species colonizing *Pinus muricata* seedlings. *New Phytologist* 166(2), 631–638. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2005.01355.x>
245. Kennedy, P.G., Gagne, J., Perez-Pazos, E., Lofgren, L.A., Nguyen, N.H., 2020. Does fungal competitive ability explain host specificity or rarity in ectomycorrhizal symbioses? *PLoS One* 15(8), e0234099. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0234099>
246. Keppel, G., Van Niel, K.P., Wardell-Johnson, G.W., Yates, C.J., Byrne, M., Mucina, L., Schut, A.G.T., Hopper, S.D., Franklin, S.E., 2012. Refugia: Identifying and understanding safe havens for biodiversity under climate change. *Global Ecology and Biogeography* 21(4), 393–404. <https://doi.org/10.1111/j.1466-8238.2011.00686.x>
247. Kevey, B., 2008. Magyarország erdőtársulásai. In: *Tilia XIV*. Dr. Bartha Dénes, Sopron, pp. 1–488.

248. Kim, D.-H., Chung, H.-C., Ohga, S., Lee, S.-S., 2003. ITS Primers with Enhanced Specificity to Detect the Ectomycorrhizal Fungi in the Roots of Wood Plants. *Mycobiology* 31(1), 23–31. <https://doi.org/10.4489/MYCO.2003.31.1.023>
249. Kimura, M., 1980. A simple method for estimating evolutionary rates of base substitutions through comparative studies of nucleotide sequences. *Journal of Molecular Evolution* 16(2), 111–120. <https://doi.org/10.1007/BF01731581>
250. Kiran, M., Sattar, A., Zamir, K., Haelewaters, D., Nasir Khalid, A., 2020. Additions to the genus *Chroogomphus* (Boletales, Gomphidiaceae) from Pakistan. *MycKeys* 66, 23–38. <https://doi.org/10.3897/mycokeys.66.38659>
251. Kirk, P.M., Cannon, P.F., David, J.C., Stalpers, J.A., 2001. Ainsworth & Bisby's dictionary of the fungi (9th edition), 9th ed. CAB International, Wallingford.
252. Kirk, P.M., Cannon, P.F., Minter, D.W., Stalpers, J.A., 2008. Ainsworth & Bisby's dictionary of the fungi (10th edition), 10th ed. CABI, Wallingford.
253. Kirk, T.K., Adler, E., 1970. Methoxy-deficient Structural Elements in Lignin of Sweetgum Decayed by a Brown-rot Fungus. *Acta Chemica Scandinavica* 24, 3379–3390. <https://doi.org/10.3891/acta.chem.scand.24-3379>
254. Kleppe, K., Ohtsuka, E., Kleppe, R., Molineux, I., Khorana, H.G., 1971. Studies on polynucleotides. XCVI. Repair Replication of Short Synthetic DNA's as catalyzed by DNA Polymerases. *Journal of Molecular Biology* 56(2), 341–361. [https://doi.org/10.1016/0022-2836\(71\)90469-4](https://doi.org/10.1016/0022-2836(71)90469-4)
255. Kobayashi, T., 2005. Notes on the genus *Inocybe* of Japan: III. *Mycoscience* 46(3), 184–191. <https://doi.org/10.1007/S10267-005-0232-1>
256. Kohler, A., Kuo, A., Nagy, L.G., Morin, E., Barry, K.W., Buscot, F., Canbäck, B., Choi, C., Cichocki, N., Clum, A., Colpaert, J., Copeland, A., Costa, M.D., Doré, J., Floudas, D., Gay, G., Girlanda, M., Henrissat, B., Herrmann, S., Hess, J., Högberg, N., Johansson, T., Khouja, H.-R., LaButti, K., Lahrman, U., Levasseur, A., Lindquist, E.A., Lipzen, A., Marmeisse, R., Martino, E., Murat, C., Ngan, C.Y., Nehls, U., Plett, J.M., Pringle, A., Ohm, R.A., Perotto, S., Peter, M., Riley, R., Rineau, F., Ruytinx, J., Salamov, A., Shah, F., Sun, H., Tarkka, M., Tritt, A., Veneault-Fourrey, C., Zuccaro, A., Tunlid, A., Grigoriev, I. V., Hibbett, D.S., Martin, F., 2015. Convergent losses of decay mechanisms and rapid turnover of symbiosis genes in mycorrhizal mutualists. *Nature Genetics* 47(4), 410–415. <https://doi.org/10.1038/ng.3223>
257. Kohout, P., Sýkorová, Z., Bahram, M., Hadincová, V., Albrechtová, J., Tedersoo, L., Vohník, M., 2011. Ericaceous dwarf shrubs affect ectomycorrhizal fungal community of the invasive *Pinus strobus* and native *Pinus sylvestris* in a pot experiment. *Mycorrhiza* 21(5), 403–412. <https://doi.org/10.1007/s00572-010-0350-2>
258. Koltay, A., 1999. A hazai fenyőállományok egészségi állapota. *Erdészeti Lapok* 134(1), 15–16.
259. Koltay, A., Lakatos, T., Tóth, T., André, Z., 2012. A gyökérrontó tapló (*Heterobasidion annosum*) ellen alkalmazott biológiai védekezési technológia erdeifenyő állományokban. *Erdészettudományi Közlemények* 2(1), 173–185.

260. Komarek, L., 2018. Hungarian Forest Management Tendencies at the Beginning of the XXI Century. *Russian Journal of Agricultural and Socio-Economic Sciences* 78(6), 7–18. <https://doi.org/10.18551/rjoas.2018-06.01>
261. Konecsni, I., 1967. A gyömrői homoki feketefenyő erdő gombái (Gomba ökológiai és cönológiai vizsgálatok, II. rész). *Mikológiai Közlemények* 2(2), 43–64.
262. Korhonen, A., Seelan, J.S.S., Miettinen, O., 2018. Cryptic species diversity in polypores: the *Skeletocutis nivea* species complex. *MycKeys* 36, 45–82. <https://doi.org/10.3897/mycokeys.36.27002>
263. Koszka, A., 2011. Adatok a Vértes déli részének gombavilágához. *Mikológiai Közlemények, Clusiana* 50(2), 149–172.
264. Kotiranta, H., Saarenoksa, R., 1993. Rare Finnish *Aphylophorales* (*Basidiomycetes*) plus two new combinations in *Efibula*. *Annales Botanici Fennici* 30(3), 211–249.
265. Kotlaba, F., Pouzar, Z., 1958. Polypori novi vel minus cogniti Cechoslovakiae III. *Česká Mykologie* 12(2), 95–104.
266. Köves, P., Párniczky, G., 1975. Általános statisztika. Közgazdasági és Jogi Könyvkiadó, Budapest.
267. Krah, F.-S., Bässler, C., Heibl, C., Soghigian, J., Schaefer, H., Hibbett, D.S., 2018. Evolutionary dynamics of host specialization in wood-decay fungi. *BMC Evolutionary Biology* 18(1), 119. <https://doi.org/10.1186/s12862-018-1229-7>
268. Kreisel, H., 1969. Grundzüge eines natürlichen Systems der Pilze. J. Cramer, Lehre.
269. KSH, 2013. Az erdőgazdálkodás jellemzői. *Statisztikai tükör* 8(95), 1–6.
270. Kunca, V., Peiger, M., Tomka, P., Vampola, P., 2022. Old-growth forest fungi – new localities and habitat and host preferences in Slovakia (I). *Czech Mycology* 74(1), 33–55. <https://doi.org/10.33585/cmy.74103>
271. Kuthan, J., 1973. *Chroogomphus helveticus* (Sing.) Mos. in der Tschechoslowakei (Farbtafel Nr. 84). *Česká Mykologie* 27(4), 229–235.
272. Kuyper, T.W., 1985. *Studies in Inocybe* - I. Revision of the new taxa of *Inocybe* described by Velenovský. *Persoonia* 12(4), 375–400.
273. Lacheva, M., 2012. New data for some rare macromycetes in Bulgaria. *Agricultural Science and Technology* 4(4), 434–439.
274. Laczay, T., 1981. A feketefenyő természetes felújulása a Duna-Tisza közti homokon. *Az Erdő* 30(8), 365–369.
275. Læssøe, T., Petersen, J., 2019. Fungi of temperate Europe 1-2. Princeton University Press, Oxford, UK.
276. Langer, E., 2001. Phylogeny of non-gilled and gilled basidiomycetes - DNA sequence inference, ultrastructure and comparative morphology. Tübingen University.
277. Langer, E., Hallenberg, N., Knudsen, H., Köljalg, U., Langer, G., Larsson, K., Oberwinkler, F., Parmasto, E., Ryvarden, L., Vesterholt, J., 1996. (1255) Proposal to reject the names *Xylodon* and *Schizopora* in favour of *Hyphodontia*, nom. cons. (*Fungi, Corticiaceae*). *Taxon* 45(4), 685–686. <https://doi.org/10.2307/1224256>

278. Larsson, K.-H., 2007. Re-thinking the classification of corticioid fungi. *Mycological Research* 111(9), 1040–1063. <https://doi.org/10.1016/j.mycres.2007.08.001>
279. Larsson, K.-H., Parmasto, E., Fischer, M., Langer, E., Nakasone, K.K., Redhead, S.A., 2006. *Hymenochaetales*: a molecular phylogeny for the hymenochaetoid clade. *Mycologia* 98(6), 926–936. <https://doi.org/10.3852/mycologia.98.6.926>
280. Lehmann, H., Lüderitz, M., Dima, B., 2018. Fungi Cimbricae: 1. Die “Gattung” *Hemimycena* in Schleswig-Holstein. Kiel.
281. Lenti, I., Rimóczi, I., Boronkay, F., 2004. A Bátorligeti-nagylegelő gombái. *Mikológiai Közlemények, Clusiana* 43(1–3), 47–60.
282. Leonardo-Silva, L., Calaça, F.J.S., Pereira-Silva, G., Silva-Neto, C. de M. e, Xavier-Santos, S., 2023. A new occurrence of *Gyrodontium sacchari* (Spreng.) Hjortstam Pat. (*Boletales, Coniophoraceae*) expands the geographic distribution of the genus in Brazil. *Check List* 19(1), 27–34. <https://doi.org/10.15560/19.1.27>
283. LePage, B.A., Currah, R.S., Stockey, R.A., Rothwell, G.W., 1997. Fossil ectomycorrhizae from the middle Eocene. *American Journal of Botany* 84(3), 410–412. <https://doi.org/10.2307/2446014>
284. Leuschner, C., Ellenberg, H., 2017. Ecology of Central European Forests, Vegetation Ecology of Central Europe, Volume I. Springer International Publishing, Cham. <https://doi.org/10.1007/978-3-319-43042-3>
285. Li, J., Xiong, H.-X., Dai, Y.-C., 2008. Two New Polypores (Basidiomycota) from Central China. *Ann. Bot. Fenn.* 45, 315–319. <https://doi.org/10.5735/085.045.0413>
286. Li, J., Zhang, T., Meng, B., Rudgers, J.A., Cui, N., Zhao, T., Chai, H., Yang, X., Sternberg, M., Sun, W., 2023. Disruption of fungal hyphae suppressed litter-derived C retention in soil and N translocation to plants under drought-stressed temperate grassland. *Geoderma* 432, 116396. <https://doi.org/10.1016/j.geoderma.2023.116396>
287. Li, Y., Yang, Z., Tolgor, B., 2009. Phylogenetic and biogeographic relationships of *Chroogomphus* species as inferred from molecular and morphological data. *Fungal Diversity* 38, 85–104.
288. Liao, H.-L., Chen, Y., Vilgalys, R., 2016. Metatranscriptomic Study of Common and Host-Specific Patterns of Gene Expression between Pines and Their Symbiotic Ectomycorrhizal Fungi in the Genus *Suillus*. *PLOS Genetics* 12(10), e1006348. <https://doi.org/10.1371/journal.pgen.1006348>
289. Lin, W.-C., Deng, J.-S., Huang, S.-S., Wu, S.-H., Chen, C.-C., Lin, W.-R., Lin, H.-Y., Huang, G.-J., 2017. Anti-Inflammatory Activity of *Sanghuangporus sanghuang* Mycelium. *International Journal of Molecular Sciences* 18(2), 347. <https://doi.org/10.3390/ijms18020347>
290. Lindahl, B.O., Taylor, A.F.S., Finlay, R.D., 2002. Defining nutritional constraints on carbon cycling in boreal forests - Towards a less “phytcentric” perspective. *Plant and Soil* 242(1), 123–135. <https://doi.org/10.1023/A:1019650226585>
291. Linné, C. von, 1753. Species plantarum: exhibentes plantas rite cognitatas ad genera relatas, cum differentiis specificis, nominibus trivialibus, synonymis selectis, locis natalibus, secundum systema sexuale digestas. Stockholm. <https://doi.org/10.5962/bhl.title.37656>

292. Liu, S.-L., He, S.-H., Wang, X.-W., May, T.W., He, G., Chen, S.L., Zhou, L.-W., 2022a. *Trechisporales* emended with a segregation of *Sistotremastrales* ord. nov. (*Basidiomycota*). *Mycosphere* 13(1), 862–954. <https://doi.org/10.5943/mycosphere/13/1/11>
293. Liu, S.-L., Shen, Z.-Q., Li, Q.-Z., Liu, X.-Y., Zhou, L.-W., 2022b. *Alloexidiopsis* gen. nov., A Revision of Generic Delimitation in *Auriculariales* (*Basidiomycota*). *Frontiers in Microbiology* 13, 894641. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2022.894641>
294. Liu, S.-L., Wei, H.-W., Zhou, L.-W., 2023a. *Xenasmatellales* ord. nov. and *Xenasmatellaceae* fam. nov. for *Xenasmatella* (*Agaricomycetes*, *Basidiomycota*). *Mycology* 14(3), 175–189. <https://doi.org/10.1080/21501203.2023.2216213>
295. Liu, S., Shen, L.L., Xu, T.M., Song, C.G., Gao, N., Wu, D.M., Sun, Y.F., Cui, B.K., 2023b. Global diversity, molecular phylogeny and divergence times of the brown-rot fungi within the *Polyporales*. *Mycosphere* 14(1), 1564–1664. <https://doi.org/10.5943/mycosphere/14/1/18>
296. Liu, Shun, Sun, Y.-F., Ji, X., Song, C.-G., Xu, T.-M., Cui, B.-K., 2023c. Molecular phylogeny and taxonomy of the remarkable genus *Leptoporus* (*Polyporales*, *Basidiomycota*) with description of a new species from Southwest China. *Frontiers in Cellular and Infection Microbiology* 12, 1116035. <https://doi.org/10.3389/fcimb.2022.1116035>
297. Liu, X.Q., Huang, W., Jiang, Y.H., Zhu, J., Zhang, C.Z., 2012. Preparation of a bio-based epoxy with comparable properties to those of petroleum-based counterparts. *Express Polymer Letters* 6(4), 293–298. <https://doi.org/10.3144/expresspolymlett.2012.32>
298. Lizoň, P., Kautmanová, I., 2004. Fungi Collected During the 21st European Cortinarius Foray. *Cathartelasma* 5, 23–35.
299. Loizides, M., 2021. Basidiomycete diversity within Calabrian pine (*Pinus brutia*) ecosystems on the island of Cyprus. *Mycotaxon* 136(2), 543. <https://doi.org/10.5248/136.543>
300. Lotz-Winter, H., Popa, F., Reschke, K., Woerly, B., Hertenstein, A., Piepenbring, M., 2021. *Resupinatus striatulus* (Pers.: Fr.) Murrill im Nationalpark Schwarzwald. *Zeitschrift für Mykologie* 87(1), 3–15.
301. Lukács, Z., 2010. Újabb adatok Magyarország gombavilágához IV. *Mikológiai Közlemények, Clusiana* 49(1–2), 79–119.
302. Lukács, Z., 2007. Újabb adatok Magyarország gombavilágához III. *Mikológiai Közlemények, Clusiana* 46(2), 187–210.
303. Lukács, Z., 2004. Újabb adatok Magyarország nagygomba világához II. *Mikológiai Közlemények, Clusiana* 43(1–3), 75–82.
304. Lukács, Z., 2002. Újabb adatok Magyarország nagygomba világához I. *Mikológiai Közlemények, Clusiana* 41(2–3), 45–52.
305. Lukács, Z., Hernádi, A., Prutkay, E., Szilvássy, E., Koczuba, J., 2013. Újabb adatok Magyarország gombavilágához V. *Mikológiai Közlemények, Clusiana* 52(1–2), 21–43.
306. Lynikienė, J., Marčiulytienė, D., Marčiulynas, A., Gedminas, A., Vaičiukynė, M., Menkis, A., 2020. Managed and Unmanaged *Pinus sylvestris* Forest Stands Harbour Similar Diversity and Composition

- of the Phyllosphere and Soil Fungi. *Microorganisms* 8(2), 259. <https://doi.org/10.3390/microorganisms8020259>
307. Maas Geesteranus, M.A., 1963. Hyphal structures in hydnums. *Proceedings of the Koninklijke Nederlandse Akademie van Wetenschappen, Ser. C* 66(5), 447–457.
308. Maekawa, N., 2021. Taxonomy of corticioid fungi in Japan: Present status and future prospects. *Mycoscience* 62(6), 345–355. <https://doi.org/10.47371/mycosci.2021.10.002>
309. Magyar, P., 1960. Afforestation in Great Hungarian Plain (in Hungarian). Akadémiai Kiadó, Budapest.
310. Majer, A., 1988. Fenyves a Bakonyalján. Akadémiai Kiadó, Budapest.
311. Majer, A., 1956. A Bakonyaljai erdőfenyves természetes felújulásáról. *Az Erdő* 5 (4), 132–140.
312. Malysheva, V., Spirin, V., 2017. Taxonomy and phylogeny of the *Auriculariales* (*Agaricomycetes*, *Basidiomycota*) with stereoid basidiocarps. *Fungal Biology* 121(8), 689–715. <https://doi.org/10.1016/j.funbio.2017.05.001>
313. Martín, M.P., Siquier, J.L., Salom, J.C., Telleria, M.T., Finschow, G., 2016. Barcoding sequences clearly separate *Chroogomphus mediterraneus* (*Gomphidiaceae*, *Boletales*) from *C. rutilus*, and allied species. *Mycoscience* 57(6), 384–392. <https://doi.org/10.1016/j.myc.2016.06.004>
314. Matheny, P.B., 2005. Improving phylogenetic inference of mushrooms with RPB1 and RPB2 nucleotide sequences (*Inocybe*; *Agaricales*). *Molecular Phylogenetics and Evolution* 35(1), 1–20. <https://doi.org/10.1016/j.ympev.2004.11.014>
315. Matheny, P.B., Curtis, J.M., Hofstetter, V., Aime, M.C., Moncalvo, J.-M., Ge, Z.-W., Yang, Z.-L., Slot, J.C., Ammirati, J.F., Baroni, T.J., Bougher, N.L., Hughes, K.W., Lodge, D.J., Kerrigan, R.W., Seidl, M.T., Aanen, D.K., DeNitis, M., Daniele, G.M., Desjardin, D.E., Kropp, B.R., Norvell, L.L., Parker, A., Vellinga, E.C., Vilgalys, R., Hibbett, D.S., 2006. Major clades of *Agaricales*: a multilocus phylogenetic overview. *Mycologia* 98(6), 982–995. <https://doi.org/10.3852/mycologia.98.6.982>
316. McDonald, J., 2015. Morphological and Molecular Systematics of *Resupinatus* (*Basidiomycota*). University of Western Ontario, London.
317. McDonald, J. V., Thorn, R.G., 2019. Nomenclatural novelties 425. *Index Fungorum* 425, 1.
318. Melanda, G.C.S., Silva-Filho, A.G.S., Lenz, A.R., Menolli, N., Lima, A. de A. de, Ferreira, R.J., Assis, N.M. de, Cabral, T.S., Martín, M.P., Baseia, I.G., 2021. An Overview of 24 Years of Molecular Phylogenetic Studies in *Phallales* (*Basidiomycota*) With Notes on Systematics, Geographic Distribution, Lifestyle, and Edibility. *Frontiers in Microbiology* 12, 689374. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2021.689374>
319. Merges, D., Bálint, M., Schmitt, I., Böhning-Gaese, K., Neuschulz, E.L., 2018. Spatial patterns of pathogenic and mutualistic fungi across the elevational range of a host plant. *Journal of Ecology* 106(4), 1545–1557. <https://doi.org/10.1111/1365-2745.12942>
320. Mészáros, P., Gergely, A., Kecskés, F., Korda, M., Merkl, O., Bajor, Z., 2020. Lepkék és boroszlánok - A Tétényi-fennsík védelmének húsz éve. Zöld Jövő Környezetvédelmi Egyesület.
321. Miettinen, O., 2013. *Diplomitoporus dilutabilis* belongs to *Cinereomyces* (*Polyporales*, *Basidiomycota*). *Mycotaxon* 121(1), 345–348. <https://doi.org/10.5248/121.345>

322. Miettinen, O., Larsson, K.-H., 2011. *Sidera*, a new genus in *Hymenochaetales* with poroid and hydroid species. *Mycological Progress* 10(2), 131–141. <https://doi.org/10.1007/s11557-010-0682-5>
323. Miettinen, O., Niemelä, T., 2018. Two New Temperate Polypore Species of *Skeletocutis* (*Polyporales*, *Basidiomycota*). *Annales Botanici Fennici* 55(4–6), 195–206. <https://doi.org/10.5735/085.055.0401>
324. Miettinen, O., Rajchenberg, M., 2012. *Obba* and *Sebipora*, new polypore genera related to *Cinereomyces* and *Gelatoporia* (*Polyporales*, *Basidiomycota*). *Mycological Progress* 11(1), 131–147. <https://doi.org/10.1007/s11557-010-0736-8>
325. Mihály, B., Botta-Dukát, Z., 2004. Biológiai Inváziók Magyarországon. Özönnövények. TermészetBÚVÁR Alapítvány Kiadó, Budapest.
326. Mihók, B., 1999. Telepített feketefenyves állományok természetvédelmi szempontú vizsgálata dolomiton. *Természetvédelmi Közlemények* 8, 49–65.
327. Miller, O.K., 2003. The *Gomphidiaceae* Revisited: A Worldwide Perspective. *Mycologia* 95(1), 176. <https://doi.org/10.2307/3761977>
328. Miller, O.K., 1964. Monograph of *Chroogomphus* (*Gomphidiaceae*). *Mycologia* 56(4), 526–549. <https://doi.org/10.1080/00275514.1964.12018141>
329. Misi, D., 2017. Magyarországi erdefenyő állományok komplex dendroklimatológiai elemzése az elmúlt 100 év klímaváltozásának tükrében. Szegedi Tudományegyetem.
330. Misi, D., Náfrádi, K., 2016. Late Winter - Early Spring Thermal Conditions and Their Long-Term Effect on Tree-Ring Growth in Hungary. *Baltic Forestry* 22(2), 203–211.
331. Miyata, T., Yasunaga, T., 1980. Molecular Evolution of mRNA: A Method for Estimating Evolutionary Rates of Synonymous and Amino Acid Substitutions from Homologous Nucleotide Sequences and Its Application. *Journal of Molecular Evolution* 16(1), 23–36. <https://doi.org/10.1007/BF01732067>
332. Miyauchi, S., Hage, H., Drula, E., Lesage-Meessen, L., Berrin, J.-G., Navarro, D., Favel, A., Chaduli, D., Grisel, S., Haon, M., Piumi, F., Levasseur, A., Lomascolo, A., Ahrendt, S., Barry, K., LaButti, K.M., Chevret, D., Daum, C., Mariette, J., Klopp, C., Cullen, D., de Vries, R.P., Gathman, A.C., Hainaut, M., Henrissat, B., Hildén, K.S., Kües, U., Lilly, W., Lipzen, A., Mäkelä, M.R., Martinez, A.T., Morel-Rouhier, M., Morin, E., Pangilinan, J., Ram, A.F.J., Wösten, H.A.B., Ruiz-Dueñas, F.J., Riley, R., Record, E., Grigoriev, I. V., Rosso, M.-N., 2020. Conserved white-rot enzymatic mechanism for wood decay in the *Basidiomycota* genus *Pycnoporus*. *DNA Research* 27(2), 1–14. <https://doi.org/10.1093/dnares/dsaa011>
333. Moesz, G., 1934. A házigomba és az épületek elgombásodása. Királyi Magyar Természettudományi Társulat, Budapest.
334. Molnár, Z., Sipos, F., Vidéki, R., Iványosi-Szabó, A., Bíró, M., 2003. A Kiskunság száraz homoki növényzete. TermészetBÚVÁR Alapítvány Kiadó, Budapest.
335. Moncalvo, J.-M., Vilgalys, R., Redhead, S.A., Johnson, J.E., James, T.Y., Catherine Aime, M., Hofstetter, V., Verduin, S.J.W., Larsson, E., Baroni, T.J., Greg Thorn, R., Jacobsson, S., Cléménçon,

- H., Miller, O.K., 2002. One hundred and seventeen clades of euagarics. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 23(3), 357–400. [https://doi.org/10.1016/S1055-7903\(02\)00027-1](https://doi.org/10.1016/S1055-7903(02)00027-1)
336. Moore, D., Robson, G.D., Trinci, A.P.J., 2020. 21st Century Guidebook to Fungi. Cambridge University Press, Cambridge.
337. Müller, E., Loeffler, W., 1992. Mykologie. Goerg Thieme Verlag, Stuttgart.
338. Mullis, K., Faloona, F., Scharf, S., Saiki, R., Horn, G., Erlich, H., 1986. Specific Enzymatic Amplification of DNA In Vitro: The Polymerase Chain Reaction. *Cold Spring Harbor Symposia on Quantitative Biology* 51, 263–273. <https://doi.org/10.1101/SQB.1986.051.01.032>
339. Nagy, L., 2004. Fungisztikai vizsgálatok az Alföldön 1997 és 2003 között. *Mikológiai Közlemények, Chusiana* 43(1–3), 15–46.
340. Nagy, L., Gorliczai, Z., 2007. Újabb adatok az Alföld gombavilágához. *Mikológiai Közlemények, Chusiana* 46(2), 211–256.
341. Nebojszki, L., 2004. Illancsi pillantások. *Természet világa* 135(10), 454–457.
342. Nemes, V., Csiszár, Á., Bartha, D., 2018. A kései meggy (*Prunus serotina* Ehrh.) előfordulásának vizsgálata a nagylózszi fafaj-összehasonlító kísérlet területén. *Erdészettudományi Közlemények* 8(2), 61–70. <https://doi.org/10.17164/EK.2018.022>
343. Niemelä, T., 1998. The *Skeletocutis subincarnata* complex (*Basidiomycetes*), a revision. *Acta Botanica Fennica* 161, 1–35.
344. Niemelä, T., Larsson, K., Dai, Y.-C., Larsson, E., 2007. *Anomoloma*, a new genus separated from *Anomoporia* on the basis of decay type and nuclear rDNA sequence data. *Mycotaxon* 100, 305–317.
345. Nieto, M.P., Carbone, S.S., 2009. Characterization of juvenile maritime pine (*Pinus pinaster* Ait.) ectomycorrhizal fungal community using morphotyping, direct sequencing and fruitbodies sampling. *Mycorrhiza* 19(2), 91–98. <https://doi.org/10.1007/s00572-008-0207-0>
346. Ning, C., Egerton-Warburton, L.M., Mueller, G.M., Xiang, W., Yan, W., Liu, S., 2021. Shifts in ectomycorrhizal fungal community composition during the early establishment of native and exotic pine seedlings. *Applied Soil Ecology* 157, 103722. <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2020.103722>
347. Niskanen, T., 2014. Nomenclatural novelties 196. *Index Fungorum* 196, 1–2.
348. Norvell, L.L., Exeter, R.L., 2004. Ectomycorrhizal epigeous basidiomycete diversity in Oregon Coast Range *Pseudotsuga menziesii* forests-preliminary observations. In: Cripps, C.L. (Szerk.): *Fungi in Forest Ecosystems: Systematics, Diversity, and Ecology*. New York Botanical Garden Press, New York, pp. 159–189.
349. Oberwinkler, F., 1977. Das neue System der Basidiomyceten. In: Frey, W., Hurka, H., Oberwinkler, F. (Szerk.): *Beiträge Zur Biologie Der Niederen Pflanzen: Systematik, Stammesgeschichte, Ökologie*. G. Fischer Verlag, Stuttgart, pp. 59–105.
350. Oberwinkler, F., 1965. Die Gattung *Tubulicrinis* Donk s. l. (*Corticaceae*). *Zeitschrift für Pilzkunde* 31, 12–48.
351. Oberwinkler, F., Riess, K., Bauer, R., Garnica, S., 2014. Morphology and molecules: the *Sebacinales*, a case study. *Mycological Progress* 13(3), 445–470. <https://doi.org/10.1007/s11557-014-0983-1>

352. Olariaga, I., Jugo, B.M., García-Etxebarria, K., Salcedo, I., 2009. Species delimitation in the European species of *Clavulina* (*Cantharellales*, *Basidiomycota*) inferred from phylogenetic analyses of ITS region and morphological data. *Mycological Research* 113(11), 1261–1270. <https://doi.org/10.1016/j.mycres.2009.08.008>
353. Olariaga, I., Salcedo, I., Daniëls, P.P., Spooner, B., Kautmanová, I., 2015. Taxonomy and phylogeny of yellow *Clavaria* species with clamped basidia — *Clavaria flavostellifera* sp. nov. and the typification of *C. argillacea*, *C. flavipes* and *C. sphagnicola*. *Mycologia* 107(1), 104–122. <https://doi.org/10.3852/13-315>
354. Ortega, A., Lorite, J., 2000. A floristic and ecological catalogue of lignicolous *Aphyllphorales* s.l. (*Basidiomycota*, *Macrofungi*) from southern Spain (Andalusia). *Cryptogamie Mycologie* 21(1), 35–48. [https://doi.org/10.1016/S0181-1584\(00\)00105-6](https://doi.org/10.1016/S0181-1584(00)00105-6)
355. Ortiz-Santana, B., Lindner, D.L., Miettinen, O., Justo, A., Hibbett, D.S., 2013. A phylogenetic overview of the antrodia clade (*Basidiomycota*, *Polyporales*). *Mycologia* 105(6), 1391–1411. <https://doi.org/10.3852/13-051>
356. Pagony, H., 1982. Védekezés a *Fomes annosus* ellen erdefenyvesekben. *Agrártudományi Közlemények* 41, 569–572.
357. Pagony, H., 1977. A gyökérrontó tapló kártétele a somogyi és az alföldi fenyvesekben. *Az Erdő* 26 (112), 316–319.
358. Pál-Fám, F., 2011. Mecseki erdei élőhelyek nagygombaközösségeinek jellemzése. *Mikológiai Közlemények, Clusiana* 50(1), 55–88.
359. Pál-Fám, F., 2002. A Mecsek hegység nagygombái 2. *Mikológiai Közlemények* 41(2–3), 35–44.
360. Pál-Fám, F., 2001. A Mecsek hegység nagygombái. *Mikológiai Közlemények* 40(1–2), 5–66.
361. Palla B., Dima, B., Papp, V., 2024. Diversity and ecological evaluation of *Chroogomphus* species in Hungary. *Sydowia* 76, 243–262.
362. Papp, T., 1982. Környezetvédő fásítás a Pécsi Hőerőmű zagytaván. In: Szegi, J. (Szerk.): *Rekultiváció. Mátraaljai Szénbányák Vállalat, Gyöngyös*, pp. 249–258.
363. Papp, V., 2015. A Juhdöglő-völgy Erdőrezervátum lignikol bazídiumos nagygombáinak taxonómiája és természetvédelmi helyzete. Budapesti Corvinus Egyetem.
364. Papp, V., 2014. Nomenclatural novelties in the *Postia caesia* complex. *Mycotaxon* 129(2), 407–413. <https://doi.org/10.5248/129.407>
365. Parmasto, E., 1968. *Conspectus Systematis Corticiacearum*. Institutum Zoologicum et Botanicum Academiae Scientiarum R. P. S. S. Estonicae, Tartu.
366. Pásztor, L., Laborczi, A., Bakacsi, Z., Szabó, J., Illés, G., 2018. Compilation of a national soil-type map for Hungary by sequential classification methods. *Geoderma* 311, 93–108. <https://doi.org/10.1016/j.geoderma.2017.04.018>
367. Patouillard, N., 1900. *Essai taxonomique sur les familles et les genres des Hyménomycètes*. [s.n.], Lons-Le-Saunier. <https://doi.org/10.5962/bhl.title.40287>

368. Pausas, J.G., Bladé, C., Valdecantos, A., Seva, J.P., Fuentes, D., Alloza, J.A., Vilagrosa, A., Bautista, S., Cortina, J., Vallejo, R., 2004. Pines and oaks in the restoration of Mediterranean landscapes of Spain: New perspectives for an old practice – a review. *Plant Ecology* 171(1), 209–220. <https://doi.org/10.1023/B:VEGE.0000029381.63336.20>
369. Peay, K.G., Bruns, T.D., Kennedy, P.G., Bergemann, S.E., Garbelotto, M., 2007. A strong species–area relationship for eukaryotic soil microbes: island size matters for ectomycorrhizal fungi. *Ecology Letters* 10, 470–480. <https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2007.01035.x>
370. Peck, C.H., 1899. Report of the State Botanist. *Annual report of the Regents New York State Museum* 51, 267–321.
371. Peck, C.H., 1872. Report of the Botanist. *Annual Report on the New York State Museum of Natural History* 24, 41–108.
372. Perez-de-Gregorio, M.À., 2015. *Mycena clavata* (Peck) Redhead nella Penisola Iberica. *Riv. Micol. Rom. Boll. dell'Associazione Micol. Ecol. Rom.* 94, 39–42.
373. Pérez-Moreno, J., Martínez-Reyes, M., Martínez-González, C.R., Ramírez-Carbajal, E., Carrera-Martínez, A., De La Fuente, J.I., Olvera-Noriega, J.W., Ayala-Vásquez, O., 2023. Two new species of *Chroogomphus* (*Gomphidiaceae*, *Boletales*) with biocultural importance in the Tlahuica-Pjiekakjoo culture from Central Mexico. *Phytotaxa* 579(4), 289–298. <https://doi.org/10.11646/phytotaxa.579.4.6>
374. Pérez-Moreno, J., Guerin-Laguet, A., Rinaldi, A.C., Yu, F., Verbeken, A., Hernández-Santiago, F., Martínez-Reyes, M., 2021. Edible mycorrhizal fungi of the world: What is their role in forest sustainability, food security, biocultural conservation and climate change? *Plants, People, Planet* 3(5), 471–490. <https://doi.org/10.1002/ppp3.10199>
375. Persoon, C.H., 1794. Neuer Versuch einer systematischen Eintheilung der Schwämme. *Neues Magazin für die Botanik in ihrem ganzen Umfange* 1, 63–80.
376. Petersen, R., Olexia, P.D., 1967. Type Studies in the Clavarioid Fungi. I. The Taxa Described by Charles Horton Peck. *Mycologia* 59(5), 767–802. <https://doi.org/10.2307/3757192>
377. Petersen, R.H., 1989. Contributions toward a monograph of *Ramaria* — VIII. Some taxa sheltered under the name *Ramaria flava*. *Persoonia* 14(1), 23–42.
378. Petersen, R.H., 1988. Contribution toward a Monograph of *Ramaria*. VII. New Taxa and Miscellany. *Mycologia* 80(2), 223–234. <https://doi.org/10.2307/3807797>
379. Petersen, R.H., 1987. Contribution toward a monograph of *Ramaria*. VI. The *Ramaria fennicarversatilis* complex. *Sydowia* 40, 197–226.
380. Petersen, R.H., 1982. Contributions toward a monograph of *Ramaria*. V. Type specimen studies of taxa described by W.C. Coker. *Sydowia* 35, 176–205. <https://doi.org/10.2307/2441789>
381. Petersen, R.H., 1980. Typ studies in the clavarioid fungi. V. The taxa described by Caspar van Overeem. *Reinwardtia* 9(4), 377–479.
382. Petersen, R.H., 1976. Contribution Toward a Monograph of *Ramaria* III. *R. sanguinea*, *R. formosa*, and Two New Species from Europe. *American Journal of Botany* 63(3), 309–316. <https://doi.org/10.2307/2441575>

383. Petersen, R.H., 1974a. Contribution Toward a Monograph of *Ramaria*. I. Some Classic Species Redescribed. *American Journal of Botany* 61(7), 739–748. <https://doi.org/10.2307/2441789>
384. Petersen, R.H., 1974b. Contributions Toward a Monograph of *Ramaria*. II. Exclusion of *Ramaria pinicola* (Burt) Corner. *Journal of the Elisha Mitchell Scientific Society* 90(2), 66–68.
385. Petersen, R.H., 1969. Type Studies in Clavarioid Fungi. III. The Taxa Described by J. B. Cleland. *Bulletin of the Torrey Botanical Club* 96(4), 457–466. <https://doi.org/10.2307/2484064>
386. Petersen, R.H., 1967a. Type studies in the *Clavariaceae*. *Sydowia* 21, 105–122.
387. Petersen, R.H., 1967b. Notes on Clavarioid Fungi. VI. Two New Species and Notes on the Origin of *Clavulina*. *Mycologia* 59(1), 39–46. <https://doi.org/10.2307/3756940>
388. Petersen, R.H., 1967c. Notes on Clavarioid Fungi. VII. Redefinition of the *Clavaria vernalis* - *C. mucida* Complex. *American Midland Naturalist* 77, 205–221. <https://doi.org/10.2307/2423440>
389. Pine, E.M., Hibbett, D.S., Donoghue, M.J., 1999. Phylogenetic relationships of cantharelloid and clavarioid *Homobasidiomycetes* based on mitochondrial and nuclear rDNA sequences. *Mycologia* 91(6), 944. <https://doi.org/10.2307/3761626>
390. Plomion, C., Leprovost, G., Stokes, A., 2001. Wood Formation in Trees. *Plant Physiology* 127(4), 1513–1523. <https://doi.org/10.1104/pp.010816>
391. PlutoF, 2024. Global soil organisms. Occurrence dataset [WWW Document]. <https://doi.org/https://doi.org/10.15468/fdpeaw>
392. Pócs, T., 1960. Die zonalen Waldgesellschaften Südwestungarns. *Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae* 6(1–2), 75–105.
393. Poggio, L., de Sousa, L.M., Batjes, N.H., Heuvelink, G.B.M., Kempen, B., Ribeiro, E., Rossiter, D., 2021. SoilGrids 2.0: producing soil information for the globe with quantified spatial uncertainty. *Soil* 7(1), 217–240. <https://doi.org/10.5194/soil-7-217-2021>
394. Pouzar, Z., 1966. Studies in the taxonomy of the Polypores II. *Folia Geobotanica et Phytotaxonomica* 1(4), 356–375. <https://doi.org/10.1007/BF02854587>
395. Prasher, I.B., Ashok, D., 2013. A Checklist of Wood Rotting Fungi (non-gilled *Agaricomycotina*) of Himachal Pradesh. *Journal on New Biological Reports* 2(2), 71–98.
396. Presley, G.N., Schilling, J.S., 2017. Distinct Growth and Secretome Strategies for Two Taxonomically Divergent Brown Rot Fungi. *Applied and Environmental Microbiology* 83(7). <https://doi.org/10.1128/AEM.02987-16>
397. Procheş, Ş., Wilson, J.R.U., Richardson, D.M., Rejmánek, M., 2012. Native and naturalized range size in *Pinus*: relative importance of biogeography, introduction effort and species traits. *Global Ecology and Biogeography* 21(5), 513–523. <https://doi.org/10.1111/j.1466-8238.2011.00703.x>
398. Qin, J., Feng, B., Yang, Z.L., Li, Y.-C., Ratkowsky, D., Gates, G., Takahashi, H., Rexer, K.-H., Kost, G.W., Karunarathna, S.C., 2014. The taxonomic foundation, species circumscription and continental endemisms of *Singerocybe*: evidence from morphological and molecular data. *Mycologia* 106(5), 1015–1026. <https://doi.org/10.3852/13-338>

399. Raja, H.A., Miller, A.N., Pearce, C.J., Oberlies, N.H., 2017. Fungal Identification Using Molecular Tools: A Primer for the Natural Products Research Community. *Journal of Natural Products* 80(3), 756–770. <https://doi.org/10.1021/acs.jnatprod.6b01085>
400. Rambaut, A., Drummond, A.J., Xie, D., Baele, G., Suchard, M.A., 2018. Posterior Summarization in Bayesian Phylogenetics Using Tracer 1.7. *Systematic Biology* 67(5), 901–904. <https://doi.org/10.1093/sysbio/syy032>
401. Rea, C., 1922. British Basidiomycetaceae: A handbook of the larger British fungi. Cambridge University Press, Cambridge.
402. Redhead, S.A., 2016a. Nomenclatural novelties 290. *Index Fungorum* 290, 1.
403. Redhead, S.A., 2016b. Nomenclatural novelties 291. *Index Fungorum* 291, 1.
404. Redhead, S.A., 2013. Nomenclatural novelties 15. *Index Fungorum* 15, 1–2.
405. Redhead, S.A., Nagasawa, E., 1987. *Resinomycena japonica* and *Resupinatus merulioides*, new species of *Agaricales* from Japan. *Canadian Journal of Botany* 65(5), 972–976. <https://doi.org/10.1139/b87-134>
406. Reid, D.A., 1963. Notes on some fungi of Michigan - I. “*Cyphellaceae*.” *Persoonia* 3(1), 97–154. <https://doi.org/10.1515/9781474433044-007>
407. Riebesehl, J., Langer, E., 2017. *Hyphodontia* s.l. (*Hymenochaetales*, *Basidiomycota*): 35 new combinations and new keys to all 120 current species. *Mycological Progress* 16(6), 637–666. <https://doi.org/10.1007/s11557-017-1299-8>
408. Riley, R., Salamov, A.A., Brown, D.W., Nagy, L.G., Floudas, D., Held, B.W., Levasseur, A., Lombard, V., Morin, E., Otilar, R., Lindquist, E.A., Sun, H., LaButti, K.M., Schmutz, J., Jabbour, D., Luo, H., Baker, S.E., Pisabarro, A.G., Walton, J.D., Blanchette, R.A., Henrissat, B., Martin, F., Cullen, D., Hibbett, D.S., Grigoriev, I. V., 2014. Extensive sampling of basidiomycete genomes demonstrates inadequacy of the white-rot/brown-rot paradigm for wood decay fungi. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 111(27), 9923–9928. <https://doi.org/10.1073/pnas.1400592111>
409. Rimóczi, I., 1994. Nagygombák cönológiai és ökológiai jellemzése. *Mikológiai Közlemények, Clusiana* 33(1–2), 3–180.
410. Rimóczi, I., Siller, I., Vasas, G., Albert, L., Vetter, J., Bratek, Z., 1999. Magyarország nagygombáinak javasolt Vörös Listája. *Mikológiai Közlemények, Clusiana* 38(1–3), 107–132.
411. Rivoire, B., Trichies, G., Vlasák, J., 2015. *Cartilosoma rene-hentic* (*Basidiomycota*, *Polyporales*), une espèce nouvelle dans le groupe d’*Antrodia ramentacea*. *Bulletin mensuel de la Société linnéenne de Lyon* 84(1), 5–18. <https://doi.org/10.3406/linly.2015.17733>
412. Robich, G., 2016. *Mycena* d’Europa, Vol. 2. Associazione Micologica Bresadola, Trento.
413. Ronikier, A., Aronsen, A., 2007. Type study of *Mycena phaeophylla* reveals its conspecificity with *M. clavata*. *Mycologia* 99(6), 924–935. <https://doi.org/10.3852/mycologia.99.6.924>
414. Rudolf, K., 2013. A gombaközösségek és az edényes növényközösségek közötti összefüggések vizsgálata különböző természetességű vegetációtípusokban, a Belső-Cserehátban. Kaposvári Egyetem.

415. Rudolf, K., Pál-Fám, F., Morschhauser, T., 2008. A Cserehát nagygombái. *Mikológiai Közlemények, Clusiana* 47(1), 45–74.
416. Ryvarden, L., 2009. Some new and interesting polypores from United States. *Synopsis Fungorum* 26, 24–26.
417. Ryvarden, L., Gilbertson, R.L., 1994. European polypores. Part 2. *Synopsis Fungorum* 7, 394–743.
418. Ryvarden, L., Gilbertson, R.L., 1993. European polypores. Part 1. *Synopsis Fungorum* 6, 1–387.
419. Ryvarden, L., Melo, I., 2017. Poroid fungi of Europe. *Synopsis Fungorum* 37, 1–450.
420. Saitta, S., 2022. Alcune specie rare o poco conosciute rinvenute sul monte Dinnammare (Messina, Sicilia nord-orientale). *Riv. di Micol.* 65, 35–54.
421. Saitta, S., 2021. *Phaeoclavulina carovinacea* Franchi & M. Marchetti. URL: https://www.salvatoresaitta.it/pages/fungi/phaeoclavulina_carovinacea.htm (accessed 7.3.24).
422. Saitta, S., Bianchi, M., Carbone, M., 2020. Tre specie di *Chroogomphus* interessanti in Italia. *Rivista di Micologia* 63(1), 75–93.
423. Sanger, F., Coulson, A.R., 1975. A Rapid Method for Determining Sequences in DNA by Primed Synthesis with DNA Polymerase. *Journal of Molecular Biology* 94(3), 441–448. [https://doi.org/10.1016/0022-2836\(75\)90213-2](https://doi.org/10.1016/0022-2836(75)90213-2)
424. Sanger, F., Nicklen, S., Coulson, A.R., 1977. DNA sequencing with chain-terminating inhibitors. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 74(12), 5463–5467. <https://doi.org/10.1073/pnas.74.12.5463>
425. Santisuk, T., 1997. Geographical and ecological distributions of the two tropical pines, *Pinus kesiya* and *Pinus merkusii*, in Southeast Asia. *Thai Forest Bulletin (Botany)* 25, 102–123.
426. Sárkány, S., Szalai, I., 1966. Növénytani praktikum I. Növényismeret gyakorlatok. Tankönyvkiadó Vállalat, Budapest.
427. Sarrionandia, E., Olariaga, I., Picón, R., Duñabeitia, M., Robredo, A., Rodríguez, N., Salcedo, I., 2015. Implications of exotic *Pinus radiata* plantations for macrofungal diversity in the Urdaibai Biosphere Reserve (northern Spain). *Canadian Journal of Forest Research* 45(6), 667–675. <https://doi.org/10.1139/cjfr-2014-0317>
428. Savola, K., 2016. Helsingin Haltialan metsien kääpäselvitys 2015. Helsingin kaupungin ympäristökeskus, Helsinki.
429. Scambler, R., Niskanen, T., Assyov, B., Ainsworth, A.M., Bellanger, J.-M., Loizides, M., Moreau, P.-A., Kirk, P.M., Liimatainen, K., 2018. Diversity of *Chroogomphus* (*Gomphidiaceae*, *Boletales*) in Europe, and typification of *C. rutilus*. *IMA Fungus* 9(2), 271–290. <https://doi.org/10.5598/imafungus.2018.09.02.04>
430. Schoch, C.L., Seifert, K.A., Huhndorf, S., Robert, V., Spouge, J.L., Levesque, C.A., Chen, W., Bolchacova, E., Voigt, K., Crous, P.W., Miller, A.N., Wingfield, M.J., Aime, M.C., An, K.-D., Bai, F.-Y., Barreto, R.W., Begerow, D., Bergeron, M.-J., Blackwell, M., Boekhout, T., Bogale, M., Boonyuen, N., Burgaz, A.R., Buyck, B., Cai, L., Cai, Q., Cardinali, G., Chaverri, P., Coppins, B.J., Crespo, A., Cubas, P., Cummings, C., Damm, U., de Beer, Z.W., de Hoog, G.S., Del-Prado, R.,

- Dentinger, B., Diéguez-Uribeondo, J., Divakar, P.K., Douglas, B., Dueñas, M., Duong, T.A., Eberhardt, U., Edwards, J.E., Elshahed, M.S., Fliegerova, K., Furtado, M., García, M.A., Ge, Z.-W., Griffith, G.W., Griffiths, K., Groenewald, J.Z., Groenewald, M., Grube, M., Gryzenhout, M., Guo, L.-D., Hagen, F., Hambleton, S., Hamelin, R.C., Hansen, K., Harrold, P., Heller, G., Herrera, C., Hirayama, K., Hirooka, Y., Ho, H.-M., Hoffmann, K., Hofstetter, V., Högnabba, F., Hollingsworth, P.M., Hong, S.-B., Hosaka, K., Houbraken, J., Hughes, K., Huhtinen, S., Hyde, K.D., James, T., Johnson, E.M., Johnson, J.E., Johnston, P.R., Jones, E.B.G., Kelly, L.J., Kirk, P.M., Knapp, D.G., Kõljalg, U., Kovács, G.M., Kurtzman, C.P., Landvik, S., Leavitt, S.D., Ligenstoffer, A.S., Liimatainen, K., Lombard, L., Luangsa-ard, J.J., Lumbsch, H.T., Maganti, H., Maharachchikumbura, S.S.N., Martin, M.P., May, T.W., McTaggart, A.R., Methven, A.S., Meyer, W., Moncalvo, J.-M., Mongkolsamrit, S., Nagy, L.G., Nilsson, R.H., Niskanen, T., Nyilasi, I., Okada, G., Okane, I., Olariaga, I., Otte, J., Papp, T., Park, D., Petkovits, T., Pino-Bodas, R., Quaedvlieg, W., Raja, H.A., Redecker, D., Rintoul, T.L., Ruibal, C., Sarmiento-Ramírez, J.M., Schmitt, I., Schüßler, A., Shearer, C., Sotome, K., Stefani, F.O.P., Stenroos, S., Stielow, B., Stockinger, H., Suetrong, S., Suh, S.-O., Sung, G.-H., Suzuki, M., Tanaka, K., Tedersoo, L., Telleria, M.T., Tretter, E., Untereiner, W.A., Urbina, H., Vágvölgyi, C., Vialle, A., Vu, T.D., Walther, G., Wang, Q.-M., Wang, Y., Weir, B.S., Weiß, M., White, M.M., Xu, J., Yahr, R., Yang, Z.L., Yurkov, A., Zamora, J.-C., Zhang, N., Zhuang, W.-Y., Schindel, D., 2012. Nuclear ribosomal internal transcribed spacer (ITS) region as a universal DNA barcode marker for Fungi. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 109(16), 6241–6246. <https://doi.org/10.1073/pnas.1117018109>
431. Schweiger, P.F., Rouhier, H., Söderström, B., 2002. Visualisation of ectomycorrhizal rhizomorph structure using laser scanning confocal microscopy. *Mycological Research* 106(3), 349–354. <https://doi.org/10.1017/S0953756202005579>
432. Seress, D., 2015. Ektomikorrhizák morfológiai és diverzitásvizsgálata. Eötvös Lóránd Tudományegyetem.
433. Seress, D., 2009. Fenyők ektomikorrhiza-képző gombáinak vizsgálata a fülöpházi homokterületen. Eötvös Lóránd Tudományegyetem.
434. Seress, D., Dima, B., Kovács, G.M., 2016. Characterisation of seven *Inocybe* ectomycorrhizal morphotypes from a semiarid woody steppe. *Mycorrhiza* 26(3), 215–225. <https://doi.org/10.1007/s00572-015-0662-3>
435. Seress, D., Nagy, L.G., Lukács, A.F., Németh, J.B., Kovács, G.M., 2012. Óshonos és tájidegen növények ektomikorrhiza-képző gombái Fülöpházán. In: Dima, B., Lőkös, L., Albert, L. (Szerk.): *Mikológiai Közlemények, Clusiana. V. Magyar Mikológiai Konferencia Absztraktkötete*. Magyar Mikológiai Társaság, Budapest, pp. 27–28.
436. Setälä, H., Rissanen, J., Markkola, A.M., 1997. Conditional Outcomes in the Relationship between Pine and Ectomycorrhizal Fungi in Relation to Biotic and Abiotic Environment. *Oikos* 80(1), 112–122. <https://doi.org/10.2307/3546522>

437. Siller, I., Kutszegi, G., Takács, K., Varga, T., Merényi, Z., Turcsányi, G., Ódor, P., Dima, B., 2013. Sixty-one macrofungi species new to Hungary in Órség National Park. *Mycosphere* 4(5), 871–924. <https://doi.org/10.5943/mycosphere/4/5/3>
438. Simpson, M.G., 2019. Evolution and Diversity of Woody and Seed Plants. In: *Plant Systematics (Third Edition)*. Academic Press, Cambridge, pp. 131–165.
439. Singer, R., 1986. The Agaricales in Modern Taxonomy. Sven Koeltz Scientific Books, Koenigstein.
440. Singer, R., 1973. Diagnoses fungorum novorum Agaricalium III. *Beihefte zur Sydowia* 7, 1–106.
441. Singer, R., 1950. Zwei neue Pilzarten in den Alpen. *Schweizerische Zeitschrift für Pilzkunde* 28(11), 196–200.
442. Singer, R., 1948. Diagnoses fungorum novorum Agaricalium. *Sydowia* 2(1–6), 26–42.
443. Singer, R., Kuthan, J., 1976. Notes on *Chroogomphus* (*Gomphidiaceae*). *Česká Mykologie* 30, 81–89.
444. Sjökvist, E., Pfeil, B.E., Larsson, E., Larsson, K.-H., 2014. *Stereopsidales* - A New Order of Mushroom-Forming Fungi. *PLoS One* 9(4), e95227. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0095227>
445. Skrede, I., Engh, I.B., Binder, M., Carlsen, T., Kauserud, H., Bendiksby, M., 2011. Evolutionary history of *Serpulaceae* (*Basidiomycota*): molecular phylogeny, historical biogeography and evidence for a single transition of nutritional mode. *BMC Evolutionary Biology* 11, 230. <https://doi.org/10.1186/1471-2148-11-230>
446. Smith, M.E., Henkel, T.W., Rollins, J.A., 2015. How many fungi make sclerotia? *Fungal Ecology* 13, 211–220. <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2014.08.010>
447. Smith, S.E., Read, D., 2008. Mycorrhizal Symbiosis. Academic Press, London. <https://doi.org/10.1097/00010694-198403000-00011>
448. Song, J., Liu, X.-Y., Wang, M., Cui, B.-K., 2016. Phylogeny and taxonomy of the genus *Anomoloma* (*Amylocorticiales*, *Basidiomycota*). *Mycological Progress* 15(1), 11. <https://doi.org/10.1007/s11557-015-1155-7>
449. Spake, R., van der Linde, S., Newton, A.C., Suz, L.M., Bidartondo, M.I., Doncaster, C.P., 2016. Similar biodiversity of ectomycorrhizal fungi in set-aside plantations and ancient old-growth broadleaved forests. *Biological Conservation* 194, 71–79. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2015.12.003>
450. Spirin, W., 2007. New and noteworthy *Antrodia* species (*Polyporales*, *Basidiomycota*) in Russia. *Mycotaxon* 101, 149–156.
451. Spirin, W., 2004. Aphyllophoroid macromycetes of reserve “Panzelka pond and pine forests in its surroundings.” *Novitates Systematicae Plantarum non Vasculares* 37, 155–165.
452. Spirin, W., Zmitrovich, I., 2007. *Frantisekia* - a new polypore genus (*Polyporales*, *Basidiomycota*). *Czech Mycology* 59(2), 141–151. <https://doi.org/10.33585/cmy.59201>
453. Stielow, J.B., Lévesque, C.A., Seifert, K.A., Meyer, W., Irinyi, L., Smits, D., Renfurm, R., Verkley, G.J.M., Groenewald, M., Chaduli, D., Lomascolo, A., Welti, S., Lesage-Meessen, L., Favel, A., Al-Hatmi, A.M.S., Damm, U., Yilmaz, N., Houbraken, J., Lombard, L., Quaedvlieg, W., Binder, M., Vaas, L.A.I., Vu, D., Yurkov, A., Begerow, D., Roehl, O., Guerreiro, M., Fonseca, A., Samerpitak,

- K., van Diepeningen, A.D., Dolatabadi, S., Moreno, L.F., Casaregola, S., Mallet, S., Jacques, N., Roscini, L., Egidi, E., Bizet, C., Garcia-Hermoso, D., Martín, M.P., Deng, S., Groenewald, J.Z., Boekhout, T., de Beer, Z.W., Barnes, I., Duong, T.A., Wingfield, M.J., de Hoog, G.S., Crous, P.W., Lewis, C.T., Hambleton, S., Moussa, T.A.A., Al-Zahrani, H.S., Almaghrabi, O.A., Louis-Seize, G., Assabgui, R., McCormick, W., Omer, G., Dukik, K., Cardinali, G., Eberhardt, U., de Vries, M., Robert, V., 2015. One fungus, which genes? Development and assessment of universal primers for potential secondary fungal DNA barcodes. *Persoonia - Molecular Phylogeny and Evolution of Fungi* 35(1), 242–263. <https://doi.org/10.3767/003158515X689135>
454. Stoichev, G., Gyosheva, M., 2005. New and rare macromycetes to Bulgaria. In: Gruev, B., Nikolova, M., Donev, A. (Szerk.): *Proceedings of the Balkan Scientific Conference of Biology in Plovdiv (Bulgaria)*. Plovdiv, pp. 298–304.
455. Stokland, J.N., Larsson, K.H., 2011. Legacies from natural forest dynamics: Different effects of forest management on wood-inhabiting fungi in pine and spruce forests. *Forest Ecology and Management* 261(11), 1707–1721. <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2011.01.003>
456. Sugiyama, Y., Sato, H., 2024. Determinants of host specificity in ectomycorrhizal fungi: A focus on host and fungal biogeography. *Fungal Ecology* 70, 101350. <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2024.101350>
457. Sulistyo, B.P., Larsson, K.-H., Haelewaters, D., Ryberg, M., 2021. Multigene phylogeny and taxonomic revision of *Atheliales* s.l.: Reinstatement of three families and one new family, *Lobuliciaceae* fam. nov. *Fungal Biology* 125(3), 239–255. <https://doi.org/10.1016/j.funbio.2020.11.007>
458. Swann, E.C., Taylor, J.W., 1993. Higher Taxa of *Basidiomycetes*: An 18S rRNA Gene Perspective. *Mycologia* 85(6), 923–936. <https://doi.org/10.2307/3760675>
459. Szabó, I., 2012. Poroid Fungi of Hungary in the Collection of Zoltán Igmándy. *Acta Silvatica et Lignaria Hungarica* 8(1), 113–122. <https://doi.org/10.2478/v10303-012-0009-0>
460. Szemere, L., 1965. A Bakony-hegység nagygombái. *A Veszprém Megyei Múzeumok Közleményei* 7, 147–170.
461. Szendrey, I., 1982. Vegyipari intermedierek erdei biomasszából. *Agrártudományi Közlemények* 41(3–4), 820–824.
462. Szerémy, P., 1981. Felhagyott bányaterületek erdősítésének lehetősége a Mecsekben. *Az Erdő* 30 (5), 228–230.
463. Szolnoki, B., 2014. Új, égésgátolt epoxigyanták és kompozitjaik kifejlesztése. Budapesti Műszaki és Gazdaságtudományi Egyetem.
464. Tabachnick, B.G., Fidell, L.S., 2007. *Using Multivariate Statistics*. Allyn & Bacon, Needham Heights.
465. Taiz, L., Zeiger, E., 2002. *Plant Physiology, Annals of Botany*. Sinauer Associates, Sunderland, MA. <https://doi.org/10.1104/pp.900074>
466. Tamás, J., 2003. The history of Austrian pine plantations in Hungary. *Acta Botanica Croatica* 62, 147–158.

467. Tedersoo, L., Smith, M.E., 2013. Lineages of ectomycorrhizal fungi revisited: Foraging strategies and novel lineages revealed by sequences from belowground. *Fungal Biology Reviews* 27(3–4), 83–99. <https://doi.org/10.1016/j.fbr.2013.09.001>
468. Tekpinar, A.D., Kalmer, A., 2019. Utility of various molecular markers in fungal identification and phylogeny. *Nova Hedwigia* 109(1–2), 187–224. https://doi.org/10.1127/nova_hedwigia/2019/0528
469. Thorn, R.G., Barron, G.L., 1986. *Nematoctonus* and the tribe *Resupinateae* in Ontario, Canada. *Mycotaxon* 25(2), 321–453.
470. Thorn, R.G., Moncalvo, J.-M., Reddy, C.A., Vilgalys, R., 2000. Phylogenetic analyses and the distribution of nematophagy support a monophyletic *Pleurotaceae* within the polyphyletic pleurotoide-lentinoid fungi. *Mycologia* 92(2), 241–252. <https://doi.org/10.1080/00275514.2000.12061151>
471. Thorn, R.G., Moncalvo, J.-M., Redhead, S.A., Lodge, D.J., Martín, M.P., 2005. A new poroid species of *Resupinatus* from Puerto Rico, with a reassessment of the cyphelloid genus *Stigmatolemma*. *Mycologia* 97(5), 1140–1151. <https://doi.org/10.3852/mycologia.97.5.1140>
472. Tímár, G., Ódor, P., Bodoncz, L., 2000. Az Őrség és a Vendvidék erdeinek jellemzése. In: *A Tervezett Őrség-Rába Nemzeti Parkot Megalapozó Botanikai-Zoológiai Kutatások IV. Kutatási Jelentés*. pp. 323–340.
473. Tobisch, T., Kottek, P., 2013. Forestry-related Databases of the Hungarian Forestry Directorate, Version 1.1. Budapest.
474. Togashi, K., Oda, K., 1934. Spore-size variability in subsequent spore prints of some hymenomycetous fungi. *Transactions of the Sapporo Natural History Society* 13(3), 121–125.
475. Topić, V., Anić, I., Butorac, L., 2008. Effects of stands of black pine (*Pinus nigra* Arn.) and Aleppo pine (*Pinus halepensis* Mill.) on the protection of soil from erosion. *Ekológia Bratislava* 27(3), 287–299.
476. Török, J., Tóth, L., 1996. A Nagy-Szénás természetvédelmi terület madárfaunájának minőségi és mennyiségi vizsgálata. *Természetvédelmi Közlemények* 3–4, 65–70.
477. Tortić, M., 2024. Karta razširjenosti za *Hyphodontia spathulata*. Podatkovna zbirka gliv Slovenije Boletus informaticus. URL: https://boletusinformaticus.si/sre_karta.aspx?idorg=c065a4b5-ea42-4fb1-84a6-d6e957a72a12 (accessed 7.5.24).
478. Tóth, B.B., Barta, Z., 2010. Ecological studies of ectomycorrhizal fungi: an analysis of survey methods. *Fungal Diversity* 45(1), 3–19. <https://doi.org/10.1007/s13225-010-0052-2>
479. Tóth, Endre György, Bede-Fazekas, Á., Vendramin, G.G., Bagnoli, F., Höhn, M., 2017a. Mid-Pleistocene and Holocene demographic fluctuation of Scots pine (*Pinus sylvestris* L.) in the Carpathian Mountains and the Pannonian Basin: Signs of historical expansions and contractions. *Quaternary International* 504, 202–213. <https://doi.org/10.1016/j.quaint.2017.11.024>
480. Tóth, Endre Gy, Köbölkuti, Z.A., Pedryc, A., Höhn, M., 2017b. Evolutionary history and phylogeography of Scots pine (*Pinus sylvestris* L.) in Europe based on molecular markers. *Journal of Forestry Research* 28(4), 637–651. <https://doi.org/10.1007/s11676-017-0393-8>

481. Ťura, D., Zmitrovich, I. V., Wasser, S.P., Spirin, W.A., Nevo, E., 2011. Biodiversity of *Heterobasidiomycetes* and non-gilled *Hymenomycetes* (former *Aphyllphorales*) of Israel. A.R.A. Gantner Verlag Kommandit Gesellschaft, Ruggell.
482. Urbanová, M., Šnajdr, J., Baldrian, P., 2015. Composition of fungal and bacterial communities in forest litter and soil is largely determined by dominant trees. *Soil Biology and Biochemistry* 84, 53–64. <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2015.02.011>
483. Vági, P., Preininger, É., Kováts, M.G., Kristóf, Z., Bóka, K., Böddi, B., 2013. Növények és gombák szerveződése. Eötvös Loránd Tudományegyetem.
484. van Gils, H., Odoi, J.O., Andrisano, T., 2010. From monospecific to mixed forest after fire? An early forecast for the montane belt of Majella, Italy. *Forest Ecology and Management* 259(3), 433–439. <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2009.10.040>
485. Varga, Z., 2002. Debrecen környékén őszi időszakban leggyakrabban előforduló ehető és mérges gombák. *Mikológiai Közlemények, Clusiana* 41(1), 123–130.
486. Vargas, N., Pardo-de La Hoz, C.J., Danies, G., Franco-Molano, A.E., Jiménez, P., Restrepo, S., Grajales, A., 2017. Defining the phylogenetic position of *Amanita* species from Andean Colombia. *Mycologia* 109(2), 261–276. <https://doi.org/10.1080/00275514.2017.1309631>
487. Vasas, G., Locsmándi, C., 1995. The macroscopic fungi (*Basidiomycetes*) of Őrség, Western Hungary. *Savaria, a Vas megyei múzeumok értesítője* 22(2), 265–294.
488. Větrovský, T., Morais, D., Kohout, P., Lepinay, C., Algora, C., Awokunle Hollá, S., Bahnmann, B.D., Bílohnědá, K., Brabcová, V., D'Alò, F., Human, Z.R., Jomura, M., Kolařík, M., Kvasničková, J., Lladó, S., López-Mondéjar, R., Martinović, T., Mašínová, T., Meszárošová, L., Michalčíková, L., Michalová, T., Mundra, S., Navrátilová, D., Odriozola, I., Piché-Choquette, S., Štursová, M., Švec, K., Tláškal, V., Urbanová, M., Vlk, L., Voříšková, J., Žifčáková, L., Baldrian, P., 2020. GlobalFungi, a global database of fungal occurrences from high-throughput-sequencing metabarcoding studies. *Scientific Data* 7(1), 228. <https://doi.org/10.1038/s41597-020-0567-7>
489. Vetter, Y., 1995. Boron content of edible mushrooms of Hungary. *Zeitschrift für Lebensmittel-Untersuchung und Forschung* 201, 524–527. <https://doi.org/10.1007/BF01201576>
490. Villarreal, M., Heykoop, M., 1996. *Chroogomphus ochraceus* (Kauffman) O.K. Mill., the correct name for *Chroogomphus fulmineus* (R. Heim) Courtec. *Zeitschrift für Mykologie* 62, 205–212.
491. Visser, S., 1995. Ectomycorrhizal fungal succession in jack pine stands following wildfire. *New Phytologist* 129(3), 389–401. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.1995.tb04309.x>
492. Vizzini, A., 2014. Nomenclatural novelties 152. *Index Fungorum* 152, 1.
493. Vizzini, A., Alvarado, P., Consiglio, G., Marchetti, M., Xu, J., 2024. Family matters inside the order *Agaricales*: systematic reorganization and classification of incertae sedis clitocyboid, pleurotooid and tricholomatoid taxa based on an updated 6-gene phylogeny. *Studies in Mycology* 107(1), 67–148. <https://doi.org/10.3114/sim.2024.107.02>
494. Vizzini, A., Consiglio, G., Marchetti, M., Borovička, J., Campo, E., Cooper, J., Lebeuf, R., Ševčíková, H., 2022. New data in *Porotheleaceae* and *Cyphellaceae*: epitypification of *Prunulus scabripes*

- Murrill, the status of *Mycopan* Redhead, Moncalvo & Vilgalys and a new combination in *Pleurella* Horak emend. *Mycological Progress* 21(4), 44. <https://doi.org/10.1007/s11557-022-01795-z>
495. Vizzini, A., Para, R., Fontenla, R., Ghignone, S., Ercole, E., 2011. A preliminary ITS phylogeny of *Melanoleuca* (*Agaricales*), with special reference to European taxa. *Mycotaxon* 118, 361–381.
496. Vlasák, J., Vlasák Jr., J., Ryvarden, L., 2012. Four new polypore species from the western United States. *Mycotaxon* 119(1), 217–231. <https://doi.org/10.5248/119.217>
497. Völgyi, L., 1955. Az akác és fenyő a somogyi homokon. *Az Erdő* 4 (5), 220–224.
498. Volk, T.J., Burdsall, H.H., Reynolds, K., 1994. Checklist and Host Index of Wood-Inhabiting Fungi of Alaska. *Mycotaxon* 52(1), 1–46.
499. von Bonsdorff, T., Niskanen, T., Liimatainen, K., Kytövuori, I., Vauras, J., Huhtinen, S., Höijer, P., Kekki, T., Kosonen, T., Tervonen, K., Purhonen, J., Halme, P., Pennanen, M., Marsch, T., 2015. New national and regional biological records for Finland 8. Contributions to agaricoid, gastroid and ascomycetoid taxa of fungi 5. *Memoranda Societatis pro Fauna et Flora Fennica* 91, 55–66.
500. Wagner, T., Fischer, M., 2002. Proceedings towards a natural classification of the worldwide taxa *Phellinus* s.l. and *Inonotus* s.l., and phylogenetic relationships of allied genera. *Mycologia* 94(6), 998–1016. <https://doi.org/10.2307/3761866>
501. Walker, J., 1996. The classification of the fungi: history, current status and usage in the Fungi of Australia. In: Orchard, A.E., Grgurinovic, C., Mallett, K. (Szerk.): *Fungi of Australia, Volume 1A*. Australian Biological Resources Study, Canberra, pp. 1–66.
502. Walker, W.F., Doolittle, W.F., 1982. Redividing the basidiomycetes on the basis of 5S rRNA sequences. *Nature* 299(5885), 723–724. <https://doi.org/10.1038/299723a0>
503. Wang, X.-Q., Ran, J.-H., 2014. Evolution and biogeography of gymnosperms. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 75(1), 24–40. <https://doi.org/10.1016/j.ympev.2014.02.005>
504. Wang, X.-W., May, T.W., Liu, S.-L., Zhou, L.-W., 2021. Towards a Natural Classification of *Hyphodontia* Sensu Lato and the Trait Evolution of Basidiocarps within *Hymenochaetales* (*Basidiomycota*). *Journal of Fungi* 7(6), 478. <https://doi.org/10.3390/jof7060478>
505. Watkinson, S.C., Boddy, L., Money, N.P., 2015. *The Fungi*. Academic Press, Amsterdam.
506. Webster, J., Weber, R., 2007. *Introduction to Fungi*. Cambridge University Press, New York.
507. Wei, C.-L., Chen, C.-C., He, S.-H., Wu, S.-H., 2022. *Dendrocorticopsis orientalis* gen. et sp. nov. of the *Punctulariaceae* (*Corticiales*, *Basidiomycota*) revealed by molecular data. *MycKeys* 90, 19–30. <https://doi.org/10.3897/mycokeys.90.84562>
508. Weresub, L.K., 1957. A taxonomic analysis of sect. *Tubuliferae* Bourd. & Galz. of the genus *Peniophora* Cooke. University of Toronto.
509. White, T.J., Bruns, T., 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. (Szerk.): *PCR Protocols: A Guide to Methods and Applications*. Academic Press, New York, pp. 315–32.

510. Wijayawardene, N., 2020. Outline of *Fungi* and fungus-like taxa. *Mycosphere* 11(1), 1060–1456. <https://doi.org/10.5943/mycosphere/11/1/8>
511. Wojewoda, W., 2003. Morphology of some rare and threatened Polish Basidiomycota. *Acta Mycologica* 38(1–2), 3–20. <https://doi.org/10.5586/am.2003.001>
512. Wolfe, B.E., Pringle, A., 2012. Geographically structured host specificity is caused by the range expansions and host shifts of a symbiotic fungus. *The ISME Journal* 6(4), 745–755. <https://doi.org/10.1038/ismej.2011.155>
513. Wu, B.-W., Gao, C., Chen, L., Buscot, F., Goldmann, K., Purahong, W., Ji, N.-N., Wang, Y.-L., Lü, P.-P., Li, X.-C., Guo, L.-D., 2018. Host Phylogeny Is a Major Determinant of *Fagaceae*-Associated Ectomycorrhizal Fungal Community Assembly at a Regional Scale. *Frontiers in Microbiology* 9, 2409. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2018.02409>
514. Wu, B., Nara, K., Hogetsu, T., 1999. Competition between ectomycorrhizal fungi colonizing *Pinus densiflora*. *Mycorrhiza* 9(3), 151–159. <https://doi.org/10.1007/s005720050300>
515. Wu, F., Dai, S.-J., Vlasák, J., Spirin, V., Dai, Y.-C., 2019. Phylogeny and global diversity of *Porodaedalea*, a genus of gymnosperm pathogens in the *Hymenochaetales*. *Mycologia* 111(1), 40–53. <https://doi.org/10.1080/00275514.2018.1526618>
516. Wu, F., Zhou, L.-W., Vlasák, J., Dai, Y.-C., 2022. Global diversity and systematics of *Hymenochaetaceae* with poroid hymenophore. *Fungal Diversity* 113(1), 1–192. <https://doi.org/10.1007/s13225-021-00496-4>
517. Yamada, A., Katsuya, K., 2001. The disparity between the number of ectomycorrhizal fungi and those producing fruit bodies in a *Pinus densiflora* stand. *Mycological Research* 105(8), 957–965. <https://doi.org/10.1017/S0953756201004464>
518. Yuan, H.-S., Lu, X., Dai, Y.-C., Hyde, K.D., Kan, Y.-H., Kušan, I., He, S.-H., Liu, N.-G., Sarma, V.V., Zhao, C.-L., Cui, B.-K., Yousaf, N., Sun, G., Liu, S.-Y., Wu, F., Lin, C.-G., Dayarathne, M.C., Gibertoni, T.B., Conceição, L.B., Garibay-Orijel, R., Villegas-Ríos, M., Salas-Lizana, R., Wei, T.-Z., Qiu, J.-Z., Yu, Z.-F., Phookamsak, R., Zeng, M., Paloi, S., Bao, D.-F., Abeywickrama, P.D., Wei, D.-P., Yang, J., Manawasinghe, I.S., Harishchandra, D., Brahmanage, R.S., de Silva, N.I., Tennakoon, D.S., Karunarathna, A., Gafforov, Y., Pem, D., Zhang, S.-N., de Azevedo Santiago, A.L.C.M., Bezerra, J.D.P., Dima, B., Acharya, K., Alvarez-Manjarrez, J., Bahkali, A.H., Bhatt, V.K., Brandrud, T.E., Bulgakov, T.S., Camporesi, E., Cao, T., Chen, Y.-X., Chen, Y.-Y., Devadatha, B., Elgorban, A.M., Fan, L.-F., Du, X., Gao, L., Gonçalves, C.M., Gusmão, L.F.P., Huanraluek, N., Jadan, M., Jayawardena, R.S., Khalid, A.N., Langer, E., Lima, D.X., de Lima-Júnior, N.C., de Lira, C.R.S., Liu, J.-K. (Jack), Liu, S., Lumyong, S., Luo, Z.-L., Matočec, N., Niranjana, M., Oliveira-Filho, J.R.C., Papp, V., Pérez-Pazos, E., Phillips, A.J.L., Qiu, P.-L., Ren, Y., Ruiz, R.F.C., Semwal, K.C., Soop, K., de Souza, C.A.F., Souza-Motta, C.M., Sun, L.-H., Xie, M.-L., Yao, Y.-J., Zhao, Q., Zhou, L.-W., 2020. Fungal diversity notes 1277–1386: taxonomic and phylogenetic contributions to fungal taxa. *Fungal Diversity* 104(1), 1–266. <https://doi.org/10.1007/s13225-020-00461-7>

519. Yurchenko, E., Wu, S.-H., 2016. A key to the species of *Hyphodontia* sensu lato. *MycKeys* 12, 1–27. <https://doi.org/10.3897/mycokeys.12.7568>
520. Zajta, E., 2012. A *Hygrophorus* nemzetség hazai előfordulása. *Mikológiai Közlemények, Clusiana* 51(2), 223–240.
521. Zervakis, G., Dimou, D., Balis, C., 1998. A check-list of the greek macrofungi, including hosts and biogeographic distribution: I. *Basidiomycotina*. *Mycotaxon* 66, 273–336.
522. Zervakis, G.I., Dimou, D.M., Polemis, E., Karadelev, M., 2002. Mycodiversity studies in selected ecosystems of Greece: II. Macrofungi associated with conifers in the Taygetos Mountain (Peloponnese). *Mycotaxon* 83, 97–126.
523. Zhang, J., Zhao, X., Zhao, L.Q., Zhao, J., Qi, Z., Wang, L.-A., 2017. A Primary Study of the Antioxidant, Hypoglycemic, Hypolipidemic, and Antitumor Activities of Ethanol Extract of Brown Slimecap Mushroom, *Chroogomphus rutilus* (*Agaricomycetes*). *International Journal of Medicinal Mushrooms* 19(10), 905–913. <https://doi.org/10.1615/IntJMedMushrooms.2017024564>
524. Zhang, R., Shi, X., Liu, P., Wilson, A.W., Mueller, G.M., 2022. Host Shift Speciation of the Ectomycorrhizal Genus *Suillus* (*Suillineae*, *Boletales*) and Biogeographic Comparison With Its Host *Pinaceae*. *Frontiers in Microbiology* 13, 1–11. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2022.831450>
525. Zhang, Y., Lan, M., Lü, J., Li, J., Zhang, K., Zhi, H., Zhang, H., Sun, J., 2020. Antioxidant, Anti-inflammatory and Cytotoxic Activities of Polyphenols Extracted from *Chroogomphus rutilus*. *Chemistry & Biodiversity* 17(1). <https://doi.org/10.1002/cbdv.201900479>
526. Zhao, Y.-N., He, S.-H., Nakasone, K.K., Wasantha Kumara, K.L., Chen, C.-C., Liu, S.-L., Ma, H.-X., Huang, M.-R., 2021. Global Phylogeny and Taxonomy of the Wood-Decaying Fungal Genus *Phlebiopsis* (*Polyporales*, *Basidiomycota*). *Frontiers in Microbiology* 12, 1–20. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2021.622460>
527. Zhou, J.-L., Chen, H., Cui, B.-K., 2016a. *Podoserpula ailaoshanensis* sp. nov. (*Amylocorticiales*, *Basidiomycota*) from China based on morphological and sequence analyses. *Mycoscience* 57(4), 295–301. <https://doi.org/10.1016/j.myc.2016.04.003>
528. Zhou, L.-W., Vlasák, J., Dai, Y.-C., 2016b. Taxonomy and phylogeny of *Phellinidium* (*Hymenochaetales*, *Basidiomycota*): A redefinition and the segregation of *Coniferiporia* gen. nov. for forest pathogens. *Fungal Biology* 120(8), 988–1001. <https://doi.org/10.1016/j.funbio.2016.04.008>
529. Zhou, L., Qin, W.-M., 2012. A new species of *Skeletocutis* (*Polyporaceae*) on bamboo in tropical China. *Mycotaxon* 119(1), 345–350. <https://doi.org/10.5248/119.345>
530. Zhou, M., Wu, F., 2018. A new species of *Onnia* (*Hymenochaetales*, *Basidiomycota*) from Vietnam. *Phytotaxa* 349(1), 73–78. <https://doi.org/10.11646/phytotaxa.349.1.9>
531. Zmitrovich, I. V., 2018. Conspectus systematis Polyporacearum v. 1.0. *Folia Cryptogamica Petropolitana* 6, 3–145.
532. Zólyomi, B., 1936. A Pannóniai flóratartomány és az északnyugatnak határos területek sziklanövényzetének áttekintése. *Annales Historico-Naturales Musei Nationalis Hungarici* 30, 136–174.

M2. ÁBRÁK JEGYZÉKE

1. ábra. Egy tracheida sematikus háromdimenziós szerkezete és keresztmetszeti képe. Az S_1 , S_2 és S_3 rétegek összesége a másodlagos sejtfal. Forrás: Plomion et al. (2001).

2. ábra. Termőtestmorfológia-típusok és ökológiai kapcsolatok a vizsgált morfo csoportoknál. a), b), q), r) klitociboid, pleurotoid, laktarioid, gomfidoid formák lemezes trámával; c), d), o), p) triholomatoid és foliotoid formák lemezes trámával e) boletoid forma pórusos trámával; f) aszkuszos összetett apotécium; g) koralloid forma; h), i) reszupinátus forma sima vagy enyhén szemölcsös trámával; j) reszupinátus-konzolos forma pórusos trámával; k) reszupinátus forma fésűs trámával; l) hidnoid forma fésűs trámával; m), n) micenoid formák lemezes trámával. Fotók: Palla B. Rajzok: Læssøe és Petersen (2019), Palla B.

3. ábra. A gyűjtési helyszínek földrajzi elhelyezkedése.

4. ábra. 14 bazídiumos gombarend globálisan (a,) és a magyarországi *Pinus* fenyvesekben (b,) megfigyelt fajsza mainak százalékos összevetése, illetve a kettő közötti összefüggés (c.). Az egyes rendek globális fajsza mainra vonatkozó adatai He et al. (2019), valamint Liu et al. (2023a) tanulmányaiból származnak.

5. ábra. Erdeifenyő és feketefenyő alól, illetve azok szubsztrátumáról gyűjtött és a magyarországi szakirodalomban publikált bazídiumos taxonok a gazdanövény, rend és nemzetség viszonylatában. A nemzetségek után feltüntetett számok az adott nemzetségből gyűjtött fajok számát jelölik; a feltüntetést nélkülöző rendek esetében 1% alatti a százalékos részesedés. Az áttekintett szakirodalmakat az **M5. melléklet** tartalmazza.

6. ábra. Erdeifenyő és feketefenyő alól, illetve azok szubsztrátumáról gyűjtött és a magyarországi szakirodalomban publikált bazídiumos taxonok a gazdanövény, rend és nemzetség viszonylatában, ahol *Pinus* asszociációtípusokat nem közöltek gyűjtési helyszíneként. A nemzetségek után feltüntetett számok az adott nemzetségből gyűjtött fajok számát jelölik. Az áttekintett szakirodalmakat az **M5. melléklet** tartalmazza.

7. ábra. Erdeifenyőhöz kötődő és erdeifenyves társulástípusokban gyűjtött, a magyarországi szakirodalomban más *Pinus* faj társulásaiból nem publikált bazídiumos taxonok a rend, család és nemzetség viszonylatában, ahol legalább két faj került elő egy nemzetségből. A nemzetségek után feltüntetett számok az adott nemzetségből gyűjtött fajok számát jelölik; a feltüntetést nélkülöző rendek és családok esetében 1% alatti a százalékos részesedés. Az áttekintett szakirodalmakat az **M5. melléklet** tartalmazza.

8. ábra. Feketefenyőhöz kötődő és feketefenyves társulástípusokban gyűjtött, a magyarországi szakirodalomban más *Pinus* faj társulásaiból nem publikált bazídiumos taxonok a rend, család és nemzetség viszonylatában, ahol legalább két faj került elő egy nemzetségből. A nemzetségek után feltüntetett számok az adott nemzetségből gyűjtött fajok számát jelölik. Az áttekintett szakirodalmakat az **M5. melléklet** tartalmazza.

9. ábra. Magyarországi fenyvesekben gyűjtött bazídiumos nagygombarendek erdőtermészetesség szerinti megoszlása. a, természetszerű erdők; b, származékerdők; c, átmeneti erdők; d, kultúrerdők; e, valószínűsíthetően természetszerű erdők; f, valószínűsíthetően kultúrerdők. A százalékos arányok előtt feltüntetett számok az adott renden belül gyűjtött fajok számát jelölik.

10. ábra. Kizárólag természetszerű magyarországi fenyvesekben gyűjtött és a magyarországi szakirodalomban publikált bazídiumos taxonok a rend és család viszonylatában. A családnevek után feltüntetett számok az adott családon belül gyűjtött fajok számát jelölik; a feltüntetést nélkülöző rendek esetében 1% alatti a százalékos részesedés. Az áttekintett szakirodalmakat az **M5. melléklet** tartalmazza.

11. ábra. Kizárólag kultúrerdő besorolású magyarországi fenyvesekben gyűjtött és a magyarországi szakirodalomban publikált bazídiumos taxonok a rend és család viszonylatában. A családnevek után feltüntetett számok az adott családon belül gyűjtött fajok számát jelölik; a feltüntetést nélkülöző rendek esetében 1% alatti a százalékos részesedés. Az áttekintett szakirodalmakat az **M5. melléklet** tartalmazza.

12. ábra. A *Melanoleuca luteolosperma* (BPalla2210145) makro- és mikromorfológiai képletei. A) termőtest; B) bazídiospórák; C) excissa-típusú urticiform keilocisztídiumok; D) bazídium bazídiospórákkal. Mércé: 10 µm. Fotók: Palla B.

13. ábra. A *Phloeomana clavata* (BPalla2210149) makro- és mikromorfológiai képletei. A–B) termőtest; C) bazídiospórák; D) bazídiumok; E–F) pileipellis; G–I) keilocisztídiumok. Mércé: 10 µm. Fotók: Palla B.

14. ábra. A *Resupinatus striatulus* (BPalla19111511) makro- és mikromorfológiai képletei. A) termőtest; B–C) bazídiumok; D–G) keilocisztídiumok, H) spórák. Fekete mércé: 1 mm; fehér mércé: 10 µm. Fotók: Palla B.

15. ábra. A Fenyőfői Ósfenyves területén gyűjtött *Irpicon pendulus* termőtestek makromorfológiája. Fotók: Papp V.

16. ábra. Az *Irpicodon pendulus* és rokonsági körébe tartozó taxonok három génen alapuló (ITS, LSU, *RPB2*) Maximum Likelihood (ML) filogenetikai törzsfája. Az új magyarországi szekvenciák félkövérrel szedettek. Az ágaknál szereplő számok az 50%-nál magasabb ML bootstrap értékeket jelölik. A mérce 0,1 várható szubsztitúció/nukleotid pozíciónak megfelelő ághosszat jelöl. Az ábrán szereplő sárga kör szimbólumok az egyes kládok által reprezentált nemzetséghatárokat, míg a csillagok a nemzetségtípust jelölik.

17. ábra. Az *Irpicodon pendulus* és rokonsági körébe, valamint a *Boletales* és *Agaricales* rendekbe tartozó taxonok elválási idejét bemutató, három génen alapuló (ITS, LSU, *RPB2*) kronogram. Az új magyarországi szekvenciák félkövérrel szedettek. Az egyes elágazások feletti és alatti értékek a becsült elválási időt (Mya), az elválási idők mellett szereplő értékek az 1,0 alatti poszterior valószínűségeket, a kék sávok a csomópontok korának 95%-os poszterior sűrűség eloszlását (HPD 95%) jelölik. Az ábra alján a földtörténeti időskála látható (Mya). Az elágazásoknál feltüntetett sárga körök az egyes kládok által reprezentált nemzetséghatárokat, míg a csillagok a nemzetségtípust jelölik.

18. ábra. A Magyarországról gyűjtött *Plicaturopsis crispa* (ARadnoti2011081; A-C) és *Irpicodon pendulus* (BPalla19111526; D-F) mikromorfológiai képletei. A) kontextuális hifák; B) bazidiospórák; C) himénium; D) kontextuális hifák; E) bazidiospórák; F) himénium. Mérce: 10 µm. Rajz: Palla B.

19. ábra. A Magyarországon gyűjtött *Chroogomphus* minták termőestei. A) *Chroogomphus helveticus* (DB2451); B) *C. helveticus* (AL06-11); C) *C. helveticus* (DB-2018-07-31-2); D) *C. mediterraneus* (DB-2022-10-08-1); E) *C. mediterraneus* (DB-2021-11-07-1); F) *C. rutilus* (DBPVPB2210175); G) *C. rutilus* (AL 19/144); H) *C. rutilus* (AL 19/172); I) *C. subfulmineus* (DB-2020-09-25). Forrás: Palla et al. (2024).

20. ábra. Magyarországról és más európai országokból gyűjtött *Chroogomphus* minták ITS-alapú Maximum Likelihood (ML) filogenetikai törzsfája. Az új magyarországi szekvenciák félkövérrel szedettek. Az ágaknál szereplő számok az 50%-nál magasabb ML bootstrap értékeket jelölik. A mérce 0,05 várható szubsztitúció/nukleotid pozíciónak megfelelő ághosszat jelöl. A jelmagyarázatban és az egyes minták mögött szereplő szimbólumok a gazdanövényt jelzik. Forrás: Palla et al. (2024).

21. ábra. Magyarországról gyűjtött *Chroogomphus helveticus* termőestek keilocisztídiumainak felületi képletei. A) AL 06/11; B) DB2451; C) AL 15/166. Mérce: 10 µm. Fotók: Palla B.

22. ábra. A magyarországi *Chroogomphus* fajok pileipellis (A-D), keilocisztídium (E-J) és bazidiospóra (K-N) morfológiája. A) *Chroogomphus helveticus* (AL 15/166); B) *C. mediterraneus* (VGy2022_11_19_1); C) *C. rutilus* (BPalla2210185); D) *C. subfulmineus* (DB-2020-09-25-5); E) *C. helveticus* (AL 15/166); F) *C. rutilus* (BPalla2210211); G) *C. mediterraneus* (BPalla22102116); H) *C. mediterraneus* (BPalla2210214); I) *C. subfulmineus* (DB-2020-09-25-5); J) *C. subfulmineus* (DB-2020-09-25-5); K) *C. helveticus* (AL 06/11); L) *C. mediterraneus* (BPalla2210214); M) *C. rutilus* (DBPVPB2210175); N) *C. subfulmineus* (DB-2020-09-25-5). Mércse: 10 µm. Forrás: Palla et al. (2024).

23. ábra. Gazdanövény-preferencia és kategorikus edafikus tényezők hatása a különböző, Magyarországról gyűjtött *Chroogomphus* fajok elterjedésére. A különböző színű oszlopok az egyes *Chroogomphus* fajok gyakoriságait jelölik '3x' kontingencia táblázatokból, ahol '3' az első faktor szintjeinek száma (a vizsgált *Chroogomphus* fajok száma), míg 'x' a második faktor (gazdanövény, hidrológia, fizikai talajféleség, genetikai talajtípus) szintjeinek száma. Psyl: *Pinus sylvestris*; Pnig: *Pinus nigra*; Psyl-Pnig: *Pinus sylvestris* és *Pinus nigra*; Pabi: *Picea abies*; Pabi-Pstr: *Picea abies* és *Pinus strobus*, PWE: állandó vízhatású; SWS: szivárgó vizű; WLS: többletvízhatástól független; RD: törmelék; S: homok; L: vályog; RSSS: sziklás, köves vázталaj; ESS: földes vázталaj; HCS: humuszos homoktalaj; RE: rendzina; LBFS: agyagbemosódásos barna erdőtalaj; GBFS: pszeudoglejes barna erdőtalaj; BE: barnaföld; RBFS: típusos barnaföld.

24. ábra. A Magyarországon gyűjtött *Chroogomphus* fajok termőhelyeinek talajtani és topográfiai paraméterei. A különböző színű oszlopok az egyes *Chroogomphus* fajok termőhelyeinek összesített átlagait, a hibásávok a standard hibát jelölik. CEC: kationcsere-kapacitás; N: nitrogéntartalom; SOC: szerves széntartalom; ALT: tengerszint feletti magasság. Az egyes paraméterek után következő számok a SoilGrids adatbázisban szereplő talajmélység-intervallumok alsó határát jelzik; a számok után következő „b” jelölés Box-Cox transzformált adatokat jelölnek. Az oszlopok fölötti betűk ugyanazon paraméternek adott mélységben vizsgált, a három *Chroogomphus* faj termőhelyi értékei közötti szignifikáns különbségeket jelzik (Tukey HSD, $p < 0,05$ esetén).

25. ábra. A *Phaeoclavulina carovinacea* (BPalla2210148) makro- és mikromorfológiai képletei. A–B) termőtest; C) spórák. Mércse: 10 µm. Fotók: Palla B.

26. ábra. Erdeifenyőről (Z. Igmándy 1131; A–E) és feketefenyőről (Borsicki 100916; F–J) gyűjtött *Onnia triquetra* mikromorfológiai képletei. A) tráma és himénium keresztmetszet; B, F, G) szetak; C, H) hifák a trámában; D, I) hifák a húsban; E, J) bazidiospórák. Mércse: 10 µm. Fotók és ábra: Palla B., Papp V.

27. ábra. A *Dacryobolus karstenii* (A, C–E: BPalla2210142; B, F, G: BPalla2210143) makro- és mikromorfológiai képletei. A) termőtest; B–E) cisztídiumok; F) szubikuláris hifák; G) bazidiospórák. Mércse: 10 µm. Fotók: Palla B.

28. ábra. A *Fibroporia pseudorennyi* (VPapp1810142) makro- és mikromorfológiai képletei. A) pórusfelület; B) bazídium; C) szkeletális hifa; D) cisztídium; E) bazidiospórák. Fekete mércse: 1 mm; fehér mércse: 10 µm. Fotók: Palla B.

29. ábra. A *Skeletocutis papyracea* (VPapp1811035) makro- és mikromorfológiai képletei. A) termőtest; B) pórusfelület; C) pórustráma keresztmetszet; D) bazídium és bazidiólumok; E–F) cisztidiólumok; G) spórák. Fekete mércse: 1 mm; fehér mércse: 10 µm. Fotók: Palla B.

30. ábra. A *Skeletocutis* nemzetség kombinált, ITS és LSU alapú Maximum Likelihood (ML) filogenetikai törzsfája. Az új magyarországi szekvencia félkövérrel szedett. Az ágaknál szereplő számok az 50%-nál magasabb ML bootstrap értékeket jelölik. A mércse 0,07 várható szubsztitúció/nukleotid pozíciónak megfelelő ághosszat jelöl.

M3. TÁBLÁZATOK JEGYZÉKE

1. táblázat. Az *Agaricomycetes* osztály rendjei és termőrétég-morfológiája a modern filogenetikai rendszerezés szerint (Hibbett és Thorn 2001, Hosaka *et al.* 2006, Hibbett *et al.* 2007, Binder *et al.* 2010, Giachini *et al.* 2010, Oberwinkler *et al.* 2014, Vizzini 2014, Hodkinson *et al.* 2014, Malysheva és Spirin 2017, He *et al.* 2019, Melanda *et al.* 2021, Sulistyo *et al.* 2021, Liu *et al.* 2022a, Liu *et al.* 2022b, Liu *et al.* 2023a). A divergencia idők a He *et al.* (2019) és Liu *et al.* (2023a) által megállapított átlagos értékeket mutatják törtvonallal elválasztva. A: agarikoid; P: poroid; H: hidnoid (meruloid, irpikoid); K: koralloid; R: reszupinátus és/vagy sima tráma.

2. táblázat. A mintavételek időpontjai, helyszínei, a mintavételezők és a gyűjtött, vizsgált termőtestek száma. AL: Albert László; BI: Borsicki Imre; DB: Dima Bálint; HL: Haracsi L.; KA: Koszka Attila; PB: Palla Balázs; PV: Papp Viktor; RÁ: Radnóti Ágnes; SI: Sárközi István; VGy: Vrba György.

3. táblázat. Jelen kutatómunka során meghatározott, bazídiumos gombák törzsébe tartozó nagygombák fajszáma rendek, családok és nemzetségek szerinti megoszlásuk szerint. A fajsám után zárójelben feltüntetett számok a Magyarország fungájára nézve új taxonok számát jelölik.

M4. HAZAI SZAKIRODALMI FORRÁSOK JEGYZÉKE, AMELYEK *PINUS* FENYVESEK FUNGÁJÁT ÉRINTIK, VAGY VIZSGÁLJÁK

A *Pinus* nemzetséghez kötődő, nagygombafajokat említő, illetve vizsgáló hazai szakirodalmakhoz a hivatkozott munkákban vizsgált természet-, vagy politikaföldrajzi területek, morfo-, és ökológiai csoportok, illetve a megfigyelt gazdanövények -és társulások is feltüntetésre kerültek.

Szerző	Terület	Vizsgált morfo-csoportok	Vizsgált ökológiai csoportok	<i>Pinus</i> -ról, <i>Pinus</i> alól gyűjtött, vagy bemutatott példanemzetségek	Előfordulás			
					<i>P. strobus</i>	tájidegen <i>P. nigra</i>	<i>P. sylvestris</i>	őshonos <i>P. sylvestris</i>
Szemere (1965) ^a	Bakony	vegyes	szaprotróf, mikorrhizás	<i>Porodaedalea, Hirschioporus, Lactarius</i>			✓	✓
Konecsni (1967) ^b	Gyömrő	vegyes	szaprotróf, mikorrhizás	<i>Lentinus, Conocybe, Xerocomellus</i>		✓		
Pagony (1977) ^c	Somogy, Alföld	poroid tapló	nekrotróf parazita	<i>Heterobasidion</i>		✓	✓	
Babos (1982)	Hortobágy	vegyes	szaprotróf, mikorrhizás	nincs				
Babos (1989) ^d	országos	kalaposgombák	szaprotróf, mikorrhizás	<i>Cystoderma, Chroogomphus, Suillus,</i>	✓	✓	✓	✓
Igmándy (1989) ^e	Vas Megye	poroid taplók	lignikol	<i>Cartilosoma, Diplomitoporus, Heterobasidion</i>		✓	✓	✓
Igmándy (1991) ^f	országos	taplók	lignikol, parazita	<i>Fomitopsis, Gloeophyllum, Phaeolus</i>		✓	✓	✓
Kányási (1992) ^g	Tokaj-Zemplén	vegyes	szaprotróf, mikorrhizás	<i>Auriscalpium, Calocera, Sarcodon</i>		✓	✓	
Rimóczi (1994) ^h	országos	vegyes	szaprotróf, mikorrhizás	<i>Cerioporus, Infundibulicybe, Cortinarius</i>		✓	✓	✓
Vasas és Locsmándi (1995) ⁱ	Őrség	vegyes	szaprotróf, mikorrhizás	<i>Sparassis, Auriscalpium, Chroogomphus</i>			✓	✓
Pál-Fám (2001) ^β	Mecsek	vegyes	szaprotróf, mikorrhizás	<i>Schizophyllum, Agaricus, Amanita</i>		✓	✓	
Benedek (2002) ^j	Pilis, Visegrádi-hg.	vegyes	szaprotróf, mikorrhizás	<i>Trichaptum, Tapinella, Suillus</i>			✓	
Halász (2002) ^k	Debrecen környéke	kalaposgombák	szaprotróf, mikorrhizás	<i>Hygrophoropsis, Mycena, Chroogomphus</i>		✓	✓	
Lukács (2002) ^l	országos	vegyes	szaprotróf, mikorrhizás	<i>Lyophyllum, Zhuliangomyces</i>		✓	✓	
Pál-Fám (2002)	Mecsek	vegyes	szaprotróf, mikorrhizás	<i>Amanita, Hygrophorus, Russula</i>		✓	✓	
Varga (2002) ^m	Debrecen környéke	kalaposgombák	szaprotróf, mikorrhizás	<i>Collybia, Amanita, Suillus</i>		✓	✓	

Albert <i>et al.</i> (2004) ⁿ	Kárpát-medence	kalaposgombák	szaprotróf, mikorrhizás	<i>Mycena, Cortinarius</i>				✓
Lenti <i>et al.</i> (2004) ^o	Bátorligeti-legelő	vegyes	szaprotróf, mikorrhizás	<i>Clitocybe, Marasmius, Hebeloma</i>			✓	
Lukács (2004) ^p	országos	vegyes	szaprotróf, mikorrhizás	<i>Chamaemyces, Mycena, Cortinarius</i>		✓		✓
Nagy (2004) ^q	Alföld, Kecskemét	vegyes	szaprotróf, mikorrhizás	<i>Auriscalpium, Calocera, Lactarius</i>		✓	✓	
Albert és Dima (2007) ^r	Mátra	kalaposgombák	mikorrhizás	<i>Chroogomphus</i>	✓			
Lukács (2007) ^s	országos	vegyes	szaprotróf, mikorrhizás	<i>Albatrellus, Hemimycena, Tricholoma</i>		✓	✓	✓
Nagy és Gorliczai (2007) ^t	Alföld	vegyes	szaprotróf, mikorrhizás	<i>Hirschioporus, Agaricus, Entoloma</i>		✓	✓	
Rudolf <i>et al.</i> (2008) ^u	Cserehát	vegyes	szaprotróf, mikorrhizás	<i>Trametes; Baeospora; Chroogomphus</i>			✓	
Egri (2009) ^v	Sárospatak	vegyes	szaprotróf, mikorrhizás	<i>Fomitopsis, Gymnopilus, Russula</i>		✓	✓	
Seress (2009) ^w	Fülöpháza	vegyes	mikorrhizás	<i>Inocybe, Hebeloma, Cortinarius</i>		✓	✓	
Lukács (2010) ^x	országos	vegyes	szaprotróf, mikorrhizás	<i>Leucogyrophana, Pleurocybella, Russula</i>		✓	✓	✓
Benedek (2011) ^y	Börzsöny	vegyes	szaprotróf, mikorrhizás	<i>Cyanosporus, Strobilurus, Russula</i>		✓	✓	
Koszka (2011) ^z	Vértes	vegyes	szaprotróf, mikorrhizás	<i>Tapinella, Cystodermella, Tricholoma</i>			✓	
Pál-Fám (2011) ^A	Mecsek	vegyes	szaprotróf, mikorrhizás	<i>Hymenopellis, Lyophyllum, Cortinarius</i>			✓	
Seress <i>et al.</i> (2012)	Fülöpháza	vegyes	mikorrhizás	<i>Inocybe, Hebeloma, Suillus</i>		✓		
Szabó (2012) ^B	országos	poroid taplók	lignikol, parazita	<i>Fuscoporia, Ischnoderma, Postia</i>		✓	✓	✓
Zajta (2012)	országos	kalaposgombák	mikorrhizás	<i>Hygrophorus</i>		✓	✓	✓
Lukács <i>et al.</i> (2013) ^C	országos	vegyes	szaprotróf, mikorrhizás	<i>Geastrum, Thelephora, Rhodocybe</i>		✓	✓	
Rudolf (2013) ^D	Belső-Cserehát	vegyes	szaprotróf, mikorrhizás	<i>Trichaptum, Infundibulicybe, Gomphidius</i>			✓	
Siller <i>et al.</i> (2013) ^E	Őrség	vegyes	szaprotróf, mikorrhizás	<i>Fibroporia, Skeletocutis, Calocera</i>			✓	✓
Seress (2015)	Fülöpháza	vegyes	mikorrhizás	<i>Inocybe, Hebeloma, Suillus</i>		✓		
Seress <i>et al.</i> (2016)	Fülöpháza	kalaposgombák	mikorrhizás	<i>Inocybe</i>		✓		
Ambrus <i>et al.</i> (2019)	Soproni-hg.	taplók	lignikol, parazita	<i>Fomitopsis, Phaeolus, Diplomitoporus</i>		✓	✓	✓

M5. A MAGYARORSZÁGI FENYVESEKBŐL EDDIG ISMERT BAZÍDIUMOS GOMBÁK FAJLISTÁJA

E: *Pinus sylvestris*; F: *Pinus nigra*; S: *Pinus strobus*; P: *Pinus* sp; Ei: ismeretlen elegyedésű *Pinus sylvestris* állomány; Fi: ismeretlen elegyedésű *Pinus nigra* állomány; Pk: ismeretlen elegyedésű *Pinus nigra* – *Pinus sylvestris* állomány; Pi: ismeretlen elegyedésű *Pinus* állomány; El: lombelegyes *Pinus sylvestris* erdő; Fl: lombelegyes *Pinus nigra* erdő; Pl: lombelegyes *Pinus* erdő; Ep: egyéb fenyőelegyes (*Picea*, *Juniperus*) *Pinus sylvestris* erdő; Pp: egyéb fenyőelegyes (*Picea*, *Juniperus*) *Pinus* erdő; Epl: egyéb fenyő- (*Picea*) és lombelegyes *Pinus sylvestris* erdő; Ppl: egyéb fenyő- (*Picea*) és lombelegyes *Pinus* erdő; Pkl: *Pinus nigra* – *Pinus sylvestris* és lombelegyes állomány, V: valószínűsíthetően *Pinus*, de hiányosan dokumentált.

Erdőtermészetességi kategóriák: T: természetszerű erdők; S: származék erdők; Á: átmeneti erdők; K: kultúrerdők, parkok; N: nem ismert, hiányosan dokumentált; NT: valószínűsíthetően természetszerű erdő; NK: valószínűsíthetően kultúrerdő. A hivatkozásokban feltüntetett szerzők rövidítéseit (betűk) lásd az **M4. mellékletben**.

Rend	Család	Faj	Gazdanövény/Társulás	T	S	Á	K	N	N T	N K	Hivatkozás		
Agaricales	Agaricaceae	<i>Agaricus annae</i>	Fi				✓				h		
		<i>A. arvensis</i>	El							✓	β		
		<i>A. benesii</i>	Ei, Pi				✓				dh		
		<i>A. campestris</i>	Fl				✓				b		
		<i>A. crocodilinus</i>	El, Pkl				✓				uv		
		<i>A. essetei</i>	Ei, El, Epl		✓	✓		✓				huE	
		<i>A. impudicus</i>	Ei, Pi					✓			✓	dq	
		<i>A. moelleri</i>	Ei, Fi					✓				ht	
		<i>A. phaeolepidotus</i>	Pl								✓	d	
		<i>A. porphyrizon</i>	El					✓				u	
		<i>A. pseudopratensis</i> var. <i>niveus</i>	E								✓	d	
		<i>A. semotus</i>	Fi, Epl			✓		✓				zE	
		<i>A. silvaticus</i>	F, Ei, Fi, Pi, El, Fl, Pl, Epl, V			✓		✓	✓		✓	bdghmtuvzE	
		<i>A. silvaticus</i> var. <i>pallidus</i>	Pl								✓	✓	d
		<i>A. sylvicola</i>	Ei, El, Fl		✓			✓					bht
		<i>A. xanthodermus</i>	Fl, Pkl					✓					bv
		<i>Chamaemyces fracidus</i>	F, Ei, Pi, Fl, Pl			✓		✓	✓				dpt
		<i>Chlorophyllum brunneum</i>	Pi									✓	d
		<i>C. olivieri</i>	El		✓	✓							E
		<i>C. rhacodes</i>	Ei, Pi, El, Fl, Pkl, V					✓	✓				βbmqvuyA
		<i>Coprinus comatus</i>	Ei, El, Pl, Epl					✓	✓			✓	qty
		<i>Cystolepiota seminuda</i>	Epl			✓							E
		<i>Lepiota aspera</i>	El, Fl						✓	✓		✓	βdt
		<i>L. boudieri</i>	Ei						✓				h
		<i>L. brunneoincarnata</i>	Pl									✓	q
		<i>L. castanea</i>	El, Pl, Epl		✓	✓						✓	qE
		<i>L. clypeolaria</i>	El, Fl, Epl		✓	✓		✓					buE
		<i>L. cristata</i>	El, Fl, Pl, Pp						✓			✓	βbd
		<i>L. erminea</i>	Pi						✓				dz
		<i>L. griseovirens</i>	Pk						✓				C
		<i>L. helveola</i>	Fl						✓				b
		<i>L. ignicolor</i>	El			✓							h

	<i>L. ignivolvata</i>	El, Epl	✓	✓			E
	<i>L. magnispora</i>	Ei, El			✓		ouz
	<i>L. parvannulata</i>	Pkl			✓		y
	<i>L. rufipes</i>	Ei			✓		h
	<i>L. subincarnata</i>	Ei, Fi, Pk, Pl			✓	✓	dsqtz
	<i>Leucoagaricus nympharum</i>	El	✓				h
	<i>La. pilatianus</i>	Pl				✓	d
	<i>La. serenus</i>	El				✓	d
	<i>La. sericatellus</i>	El				✓	d
	<i>La. sericifer</i>	Ei, El			✓	✓	dh
	<i>La. subvolvatus</i>	Fi, El			✓	✓	dh
	<i>La. wychanskyi</i>	Ei, Pi, Fl			✓	✓	dq
	<i>Leucocoprinus badhamii</i>	Ei, El, Pl			✓	✓	dq
	<i>Lc. croceovelutinus</i>	Pl				✓	d
	<i>Lc. leucothites</i>	Ei, Fl			✓		bdq
	<i>Lc. pilatianus var. erubescens</i>	Pl				✓	d
	<i>Macrolepiota mastoidea</i>	Ei, El, Pkl	✓	✓	✓	✓	dhjyE
	<i>M. procera</i>	Ei, El, Fl, Pkl	✓	✓	✓	✓	βbjtuvE
	<i>M. procera f. permixta</i>	El			✓		y
	<i>Melanophyllum haematospermum</i>	Ei			✓		hq
	<i>Tulostoma brumale</i>	Ei, Fi, El			✓		ht
	<i>T. fimbriatum</i>	Ei			✓		t
	<i>T. melanocyclum</i>	Ei			✓		t
<i>Amanitaceae</i>	<i>Amanita argentea</i>	El	✓				E
	<i>A. citrina</i>	Ei, Pi, El	✓	✓	✓		βdgjkAE
	<i>A. crocea</i>	El, Pkl		✓	✓		jy
	<i>A. excelsa</i>	Ei, El, Fl, Pkl	✓	✓	✓		βjvAE
	<i>A. franchetii</i>	Pkl			✓		y
	<i>A. fulva</i>	El	✓				E
	<i>A. gemmata</i>	El	✓	✓			E
	<i>A. lividopallescens</i>	P				✓	d
	<i>A. muscaria</i>	Ei, Pi, Pk, El, Fl, Pl, Pkl	✓	✓	✓	✓	βdgkmqtuvz ADE
	<i>A. pantherina</i>	Ei, Pi, El, Fl, Pkl, V		✓	✓	✓	βgikmvA
	<i>A. phalloides</i>	Ei, Fi, El, Fl, Epl, Pkl, V	✓	✓	✓	✓	βbdkmvE

	<i>A. porphyria</i>	El	✓			E		
	<i>A. rubescens</i>	Ei, El, Fl, Pkl	✓	✓	✓	✓	βbvyAE	
	<i>A. vaginata</i>	El, Pkl	✓	✓	✓		gyE	
	<i>Leucocortinarius bulbiger</i>	Ei, Pk, El	✓	✓			βjuA	
	<i>Zhuliangomyces illinitus</i>	E, F	✓			✓	ds	
	<i>Z. ochraceoluteus</i>	Fl	✓			✓	l	
	<i>Bolbitius titubans</i>	El		✓			y	
	<i>Conocybe bispora</i>	El				✓	t	
	<i>C. blattaria</i>	Fl			✓		b	
	<i>C. digitalina</i>	Ei			✓		t	
	<i>C. enderlei</i>	El	✓				E	
	<i>C. ochrostriata</i>	Epl	✓				E	
	<i>C. pilosella</i>	El				✓	t	
<i>Bolbitiaceae</i>	<i>C. rostellata</i>	Ei			✓		t	
	<i>C. siennophylla</i>	Ei			✓		t	
	<i>C. tenera</i>	Ei, Fl, Pkl			✓	✓	βbq	
	<i>C. tetrasporoides</i>	El, Epl	✓	✓			E	
	<i>C. tuxtaensis</i>	Pl	✓				t	
	<i>Pholiotina aporos</i>	Ei				✓	t	
	<i>P. dasypus</i>	El				✓	t	
	<i>P. dentatmarginata</i>	Ei				✓	h	
<i>Callistosporiaceae</i>	<i>Callistosporium luteo-olivaceum</i>	E, El, Epl	✓	✓			E	
<i>Clavariaceae</i>	<i>Clavaria fragilis</i>	Pkl				✓	v	
	<i>Clavulinopsis laeticolor</i>	Pkl				✓	y	
	<i>Clitocybe barbularum</i>	Ei, Fi, Pl	✓			✓	dt	
	<i>C. concava</i>	Ei				✓	q	
	<i>C. ditopa</i>	El	✓	✓			E	
	<i>C. fragrans</i>	El, Pkl			✓	✓	ovy	
	<i>C. nebularis</i>	Ei, Pi, El	✓	✓	✓	✓	gkuyE	
	<i>C. obsoleta</i>	Ei				✓	h	
	<i>C. odora</i>	El		✓			βj	
	<i>C. phyllophila</i>	Ei, Fi, Pi, El, Fl, Pkl	✓	✓	✓	✓	βbghjkmvzE	
	<i>C. rivulosa</i>	Fl, Pl				✓	✓	bq
	<i>C. umbilicata</i>	Fl				✓	b	
	<i>C. vibecina</i>	Ei, El				✓	uz	
<i>Clitocybaceae</i>								

Cortinariaceae	<i>Collybia cirrhata</i>	Fi, El	✓	✓		zE		
	<i>C. cookei</i>	El, Epl	✓	✓		E		
	<i>C. tuberosa</i>	Epl	✓			E		
	<i>Lepista irinoides</i>	Pi, El			✓	du		
	<i>L. nuda</i>	Ei, Pi, El, Fl, Pkl	✓	✓	✓	✓	βbdgquvyAE	
	<i>L. sordida</i>	Ei			✓		qt	
	<i>Leucocybe candicans</i>	El	✓				E	
	<i>Pseudolyophyllum metachroum</i>	El	✓	✓			E	
	<i>Singerocybe phaeophthalma</i>	El	✓		✓		tE	
	<i>C. acutus</i>	Ei, El	✓		✓		qE	
	<i>C. albocyaneus</i>	El	✓				E	
	<i>C. alboviolaceus</i>	El	✓				E	
	<i>C. ammophiloides</i>	Fi, Pk			✓	✓	dh	
	<i>C. anomalus</i>	Pi				✓	d	
	<i>C. anthracinus</i>	El, Epl	✓			✓	xE	
	<i>C. balaustinus</i>	El	✓				E	
	<i>C. bataillei</i>	El	✓				d	
	<i>C. bolaris</i>	Pi, El	✓			✓	dE	
	<i>C. brunneofulvus</i>	Pi				✓	d	
	<i>C. brunneus</i>	Pkl					✓	β
	<i>C. caerulescens</i>	Pkl					✓	β
	<i>C. cagei</i>	El	✓	✓			E	
	<i>C. callisteus</i>	El	✓				E	
	<i>C. callochrous</i>	Pk, Pkl				✓	✓	β
	<i>C. camphoratus</i>	Pk				✓		β
	<i>C. casimiri</i>	El, Epl	✓	✓			E	
	<i>C. castaneus</i>	Fl				✓		b
	<i>C. causticus</i>	Ei, V	✓		✓	✓	hi	
	<i>C. cinnamomeoluteus</i>	Pk				✓		β
	<i>C. cinnamomeus</i>	Pi, Epl		✓			✓	gE
	<i>C. citrinus</i>	El	✓				E	
	<i>C. comptulus</i>	El			✓		E	
	<i>C. cotoneus</i>	Pkl					✓	β
<i>C. croceocaeruleus</i>	El	✓				E		
<i>C. croceus</i>	Ei, El	✓		✓	✓	dqtE		

<i>C. decipiens</i>	El	✓	✓	E	
<i>C. delibutus</i>	El	✓		E	
<i>C. diasemospermus</i> var. <i>diasemospermus</i>	El	✓		E	
<i>C. elatior</i>	El	✓	✓	E	
<i>C. emollitoides</i>	El, Fl	✓		✓	yE
<i>C. emunctus</i>	El	✓		E	
<i>C. firmus</i>	Ei		✓	βA	
<i>C. flabellus</i>	El	✓		E	
<i>C. flexipes</i>	El	✓		E	
<i>C. flexipes</i> var. <i>inolens</i>	El	✓		E	
<i>C. fulvescens</i>	El	✓		E	
<i>C. glandicolor</i>	Ei		✓	βA	
<i>C. glaucopus</i>	Pi, El	✓	✓	dE	
<i>C. hemitrichus</i>	Ei		✓	dq	
<i>C. hinnuleus</i>	Pi, Pl		✓	✓	d
<i>C. huronensis</i> var. <i>huronensis</i>	Epl	✓		p	
<i>C. inconspicuus</i>	El	✓		E	
<i>C. infractus</i>	Ei, El	✓	✓	βAE	
<i>C. jubarinus</i>	Ei		✓	h	
<i>C. largum</i>	El	✓		E	
<i>C. lepidopus</i>	El	✓		E	
<i>C. livido-ochraceus</i>	Pkl			✓	β
<i>C. luhmannii</i>	El	✓		E	
<i>C. melleopallens</i>	El	✓		E	
<i>C. mucosus</i>	El, V	✓	✓	di	
<i>C. obtusus</i>	El			✓	d
<i>C. occidentalis</i>	Pl			✓	d
<i>C. olidoamethysteum</i>	El	✓		E	
<i>C. olivaceofuscus</i>	El	✓		E	
<i>C. orellanus</i>	El	✓		E	
<i>C. papulosum</i>	El	✓		d	
<i>C. paracephalixum</i>	Pl			✓	d
<i>C. pilatii</i>	Pp		✓	d	
<i>C. pluvialis</i>	Pl		✓	d	
<i>C. praestans</i>	Ei		✓	βA	

	<i>C. psammocephalus</i>	El	✓					E
	<i>C. purpurascens</i>	Ei, El, Pkl	✓	✓				βvAE
	<i>C. raphanoides</i>	El	✓					E
	<i>C. renidens</i>	El	✓					E
	<i>C. rigidipes</i>	El	✓					E
	<i>C. rigidus</i>	Pi		✓				d
	<i>C. cf. saturninus</i>	El	✓					t
	<i>C. sciophyllus</i>	Ei, Pl		✓	✓			dh
	<i>C. semisanguineus</i>	E, El	✓	✓				nuDE
	<i>C. sertipes</i>	El		✓				q
	<i>C. subbalaustinus</i>	El	✓					E
	<i>C. subporphyropus</i>	El	✓					E
	<i>C. tabularis</i>	El	✓					E
	<i>C. talus</i>	Pi, El, Pl	✓			✓		dE
	<i>C. triumphans</i>	Pl			✓			d
	<i>C. trivialis</i>	Ei, El, Pl, Pkl	✓	✓	✓	✓		βdAE
	<i>C. umbonatoides</i>	El	✓					E
	<i>C. uraceus</i>	Ei		✓				h
	<i>C. valgus</i>	El	✓					E
	<i>C. varicolor</i>	Ei, El	✓	✓		✓		βjA
	<i>C. venetus</i>	El	✓					E
	<i>C. veregregius</i>	El	✓					E
	<i>C. vibratilis</i>	El, Pl	✓		✓			dE
	<i>C. violaceus</i>	El	✓					hE
	<i>C. xanthocephalus</i>	El	✓					E
	<i>Crepidotus mollis</i>	El	✓					E
<i>Crepidotaceae</i>	<i>Simocybe centunculus</i>	P, Ei					✓	qt
	<i>S. haustellaris</i>	P					✓	q
<i>Cyphellaceae</i>	<i>Baeospora myosura</i>	P, Ei, El, Epl	✓	✓	✓		✓	djqzE
	<i>Chondrostereum purpureum</i>	Ei, El		✓	✓			hy
	<i>Clitopilus prunulus</i>	El, Epl, Pkl	✓				✓	βE
<i>Entolomataceae</i>	<i>Entoloma conferendum</i> var. <i>pusillum</i>	El	✓					E
	<i>E. hebes</i>	El	✓					E
	<i>E. jahnii</i>	E, El	✓					E
	<i>E. politum</i>	El	✓					E

	<i>E. porphyrophaeum</i>	Pi				✓		g	
	<i>E. rhodopolium</i>	El, Pl, Epl, Pkl	✓	✓		✓	✓	βdjtE	
	<i>E. sericeum</i>	Fl				✓		bz	
	<i>E. pseudonigellum</i>	Ei, El				✓	✓	t	
	<i>Lulesia fallax</i>	Pi				✓		d	
	<i>Rhodocybe gemina</i>	El	✓					E	
	<i>R. parilis</i>	Fl					✓	C	
	<i>Rhodophana nitellina</i>	Pi, Pk				✓		dC	
<i>Fistulinaceae</i>	<i>Fistulina hepatica</i>	El					✓	β	
<i>Galeropsida- ceae</i>	<i>Panaeolina foenicicii</i>	Fl				✓		b	
	<i>Panaeolus acuminatus</i>	Ei				✓		t	
	<i>P. campanulatus</i>	Fl				✓		b	
	<i>P. fimicola</i>	Ei				✓		t	
<i>Hydnangia- ceae</i>	<i>Laccaria amethystina</i>	Ei, Pi, El, Epl, Pkl	✓	✓		✓	✓	βgvAE	
	<i>L. bicolor</i>	E, V, El	✓			✓		diuD	
	<i>L. laccata</i>	Ei, Pi, El, Fl, Pkl	✓	✓	✓	✓	✓	βbdghkmvy AE	
<i>Hygrophoraceae</i>	<i>Ampulloclitocybe clavipes</i>	Ei, El	✓			✓		hE	
	<i>Cuphophyllus pratensis</i>	Pi				✓		d	
	<i>Gliophorus laetus</i>	Fl					✓	s	
	<i>Gloioxanthomyces vitellinus</i>	Pi					✓	g	
	<i>Hygrocybe calciphila</i>	El				✓		z	
	<i>H. conica</i>	Pk				✓		β	
	<i>H. conicoides</i>	Ei				✓		d	
	<i>H. konradii</i>	El				✓		z	
	<i>H. marchii</i>	Pkl				✓		v	
	<i>Hygrophorus agathosmus</i>	Epl				✓	✓	uE	
	<i>H. eburneus</i>	Pi, El, Pl, Pkl	✓			✓	✓	βdgE	
	<i>H. glutinifer</i>	El, Pk, Pkl	✓			✓	✓	βE	
	<i>H. hypothejus</i>	F, P, Ei, Pi, El, Pp, Pkl	✓			✓	✓	βdghiuvA	
	<i>H. lindmeri</i>	Epl				✓		E	
	<i>H. lucorum</i>	El				✓		y	
	<i>H. mesotephrus</i>	F						✓	x
	<i>H. penarioides</i>	El				✓		E	
	<i>H. poëtarum</i>	El				✓		E	
	<i>H. pustulatus</i>	El					✓	uD	

	<i>H. russula</i>	El	✓				E	
	<i>H. unicolor</i>	Pk			✓		β	
	<i>Spodocybe herbarum</i>	Ei, Fi, El	✓	✓	✓	✓	ht	
	<i>S. trulliformis</i>	Ei, Pi, Pl, Pkl		✓	✓	✓	dhy	
Hymenogastraceae	<i>Galerina cf. camerina</i>	E	✓				E	
	<i>G. hypnorum</i>	Fl			✓		b	
	<i>G. laevis</i>	Ei, Pi			✓		dt	
	<i>G. marginata</i>	E, Ei, Fi, Pi, El, Epl	✓	✓	✓	✓	hjkmtuyzE	
	<i>G. cf. pallida</i>	E, El	✓				E	
	<i>G. pruinatipes</i>	El	✓				E	
	<i>G. sideroides</i>	El	✓				E	
	<i>G. triscopa</i>	Fi, El	✓		✓		hE	
	<i>G. vittiformis</i>	F					✓ x	
	<i>G. penetrans</i>	E, F, Ei, Fi, El, Pk, Pl, Pkl	✓		✓	✓	✓ dhtquvyzE	
	<i>G. sapineus</i>	E, F, El, Pl, V	✓			✓	✓ adE	
	<i>G. stabilis</i>	E					✓ d	
	<i>Hebeloma ammophilum</i>	Ei					✓ t	
	<i>H. anthracophilum</i>	Fi, El	✓				✓ hj	
	<i>H. birrus</i>	El		✓				E
	<i>H. crustuliniforme</i>	Ei, El, Fl, Pl, Pkl				✓	✓ βbdtu	
	<i>H. discomorbidum</i>	El, Pkl	✓		✓			vE
	<i>H. eburneum</i>	El					✓	q
	<i>H. hiemale</i>	El, Pl	✓				✓	dE
	<i>H. laterinum</i>	Fi, El				✓		dz
	<i>H. mesophaeum</i>	E, P, Ei, Pi, El	✓		✓			doqtwz
	<i>H. minus</i>	El	✓					d
	<i>H. radicosum</i>	El	✓					d
	<i>H. sacchariolens</i>	Pkl				✓		v
	<i>H. sordescens</i>	El, Epl	✓	✓				E
	<i>H. velatum</i>	Ei, Pl				✓	✓	dht
	<i>H. velutipes</i>	El, Epl	✓	✓				E
	<i>Psilocybe bullacea</i>	Fl				✓		b
	Inocybaceae	<i>Inocybe cf. amblyospora</i>	El	✓				E
		<i>I. aeruginascens</i>	E, El, Pl	✓		✓	✓	dt
<i>I. assimilata</i>		El	✓	✓			E	

<i>I. asterospora</i>	Ei			✓			βA
<i>I. bongardii</i>	Pi			✓			d
<i>I. brunneorufa</i>	Pi			✓			d
<i>I. calida</i>	Fi, Epl		✓	✓			hE
<i>I. castanea</i>	El	✓					E
<i>I. cincinnata</i>	El, Pp, Epl	✓	✓	✓		✓	duE
<i>I. dulcamara</i>	Pk, El, Pl			✓	✓		dz
<i>I. dunensis</i>	Ei			✓			t
<i>I. fibrosa</i>	Fl			✓			b
<i>I. flocculosa</i>	El	✓					E
<i>I. geophylla</i>	El	✓	✓			✓	yβE
<i>I. glabripes</i>	Ei, El	✓		✓			tE
<i>I. griseolilacina</i>	Ei			✓			h
<i>I. hirtella</i>	El, Epl	✓	✓				E
<i>I. inodora</i>	Fi, Fl			✓			d
<i>I. javorkae</i>	Fl			✓			d
<i>I. lacera</i>	E, Fl					✓	d
<i>I. langei</i>	Fl					✓	d
<i>I. lilacina</i>	Pk, El	✓	✓	✓			yzE
<i>I. lucifuga</i>	Fl			✓			b
<i>I. maculata f. roseola</i>	Fl					✓	d
<i>I. margaritipora</i>	El			✓			t
<i>I. muricellata</i>	Fi			✓			h
<i>I. nitidiuscula</i>	Ei, El	✓		✓			qtE
<i>I. petiginosa</i>	El, Epl	✓	✓				E
<i>I. phaeoleuca</i>	Pk			✓			d
<i>I. pruinosa</i>	Ei, El, Fl			✓		✓	dt
<i>I. putilla</i>	Epl		✓				E
<i>I. rhodiolum</i>	Pi			✓			d
<i>I. rufoalba</i>	El	✓					E
<i>I. rufuloides</i>	Ei					✓	t
<i>I. sambucina</i>	Ei			✓			q
<i>I. sindonia</i>	El	✓					E
<i>I. splendens</i>	Ei			✓			t
<i>I. tenebrosa</i>	Pl				✓		d
<i>Inosperma cookei</i>	Pkl			✓			v

	<i>I. erubescens</i>	Pkl			✓		β	
	<i>Mallocybe heimii</i>	Ei, Pl, Epl			✓	✓	dt	
	<i>M. malenconii</i>	Fi			✓		dh	
	<i>Pseudosperma perlatum</i>	Ei			✓		h	
	<i>P. rimosum</i>	Ei, Fl, Pl			✓	✓	bt	
Lycoperdaceae	<i>Apioperdon pyriforme</i>	Ei, Fi			✓		k	
	<i>Calvatia candida</i>	Fi			✓		h	
	<i>Bovista plumbea</i>	Ei, Fl			✓		bh	
	<i>B. nigrescens</i>	El		✓	✓		E	
	<i>Lycoperdon echinatum</i>	Ei, Pkl			✓		qtv	
	<i>L. excipuliforme</i>	Ei, Fi, El		✓	✓	✓	hjkqtuyE	
	<i>L. lividum</i>	El		✓			E	
	<i>L. mammiforme</i>	Ei				✓	q	
	<i>L. molle</i>	Ei, El		✓	✓	✓	yzE	
	<i>L. perlatum</i>	Ei, Fi, El, Fl, Ep, Epl, Pkl		✓	✓	✓	βbhjkqtuyz ADE	
	<i>L. pratense</i>	Ei				✓	h	
	<i>L. pyriforme</i>	Pi, El, Epl		✓	✓	✓	kE	
	<i>L. utriforme</i>	Ei, El				✓	hu	
	Lyophyllaceae	<i>Asterophora lycoperdoides</i>	El		✓			E
		<i>Atractosporocybe inornata</i>	Ei, Pl				✓	qt
<i>Lyophyllum atratum</i>		El		✓			h	
<i>L. baeospermum</i>		El		✓			E	
<i>L. decastes</i>		El		✓			d	
<i>L. mephiticum</i>		El		✓	✓		E	
<i>L. putidum</i>		Epl				✓	s	
<i>Calocybe ionides</i>		Ei				✓	h	
<i>Tephrocybe oldae</i>		Fi				✓	l	
<i>T. platypus</i>		El, Epl		✓	✓		E	
<i>T. rancida</i>	Ei, El		✓		✓	βuAE		
Macrocystidiaceae	<i>Macrocystidia cucumis</i>	El, Pl		✓		✓	jq	
Marasmiaceae	<i>Crinipellis scabella</i>	E			✓		qz	
	<i>Marasmius bulliardii</i>	El		✓		✓	tE	
	<i>M. curreyi</i>	Ei				✓	q	
	<i>M. lupuletorum</i>	Pi				✓	d	
	<i>M. oreades</i>	Ei, Fi, Pi, Fl, Pkl				✓	bdhtv	

	<i>M. roula</i>	El, Fl		✓				bu
	<i>M. torquescens</i>	El, Epl	✓	✓	✓			uE
	<i>M. wynneae</i>	Ei, Fi, Pi, El, Fl			✓			bdqtu
	<i>Megacollybia platyphylla</i>	El	✓	✓				yE
Melanoleuca- ceae	<i>Melanoleuca melaleuca</i>	Ei, El, Fl, Pl	✓	✓	✓			bhq
	<i>M. cf. microcephala</i>	Pl					✓	d
Mycenaceae	<i>Atheniella flavoalba</i>	El	✓					E
	<i>Hemimycena gracilis</i>	El					✓	t
	<i>H. lactea</i>	Ei, Fi			✓			st
	<i>H. pseudogracilis</i>	Fi			✓			dh
	<i>Mycena amicta</i>	Ei, El	✓	✓				tE
	<i>M. arcangeliana</i>	E, El, Epl	✓	✓				E
	<i>M. aurantiomarginata</i>	El, Epl	✓	✓				E
	<i>M. capillaris</i>	El	✓					E
	<i>M. chlorantha</i>	Ei			✓			q
	<i>M. clavicularis</i>	Epl		✓				E
	<i>M. crocata</i>	El, Pkl			✓	✓	✓	βvy
	<i>M. diosma</i>	El	✓					E
	<i>M. epipterygia</i>	P, Ei, El, Pl, Epl, Pkl	✓	✓	✓	✓		βdnvAE
	<i>M. cf. fagetorum</i>	El	✓					E
	<i>M. filopes</i>	E, El, Epl	✓	✓				E
	<i>M. flavescens</i>	El, Epl	✓	✓				E
	<i>M. galericulata</i>	Ei, El, Fl, Epl	✓	✓	✓	✓		bhuyE
	<i>M. galopus</i>	Ei, El, Pl, Epl, Pkl	✓	✓	✓	✓	✓	βdhyE
	<i>M. haematopus</i>	Pkl					✓	β
	<i>M. leptcephala</i>	Ei, Pi, El, Pl, Epl	✓	✓	✓			dtE
	<i>M. leucogala</i>	El	✓					E
	<i>M. metata</i>	El	✓					E
	<i>M. olida</i>	Ei			✓			t
	<i>M. pelianthina</i>	Pi					✓	g
	<i>M. polygramma</i>	El			✓	✓		uy
	<i>M. pura</i>	Ei, Pi, Pk, El, Fl, Epl, Pkl	✓	✓	✓	✓	✓	βbghjkmuvy ADE
	<i>M. pura var. violacea</i>	Ei, Fi			✓			t
	<i>M. purpureofusca</i>	E, Ei					✓	qt
<i>M. cf. rebaudengoi</i>	El	✓					E	

		<i>M. renati</i>	El		✓				y
		<i>M. rosea</i>	Ei, Fi, El, Pl	✓	✓	✓	✓		djkuE
		<i>M. rosella</i>	El, Epl	✓	✓				E
		<i>M. rubromarginata</i>	E, El, Pl	✓				✓	dE
		<i>M. sanguinolenta</i>	El, Pl, Epl	✓	✓			✓	dE
		<i>M. stipata</i>	Fi				✓		p
		<i>M. stylobates</i>	Pi					✓	g
		<i>M. silvae-nigrae</i>	E, El	✓		✓			uE
		<i>M. viridimarginata</i>	E, El	✓					E
		<i>M. vitilis</i>	El	✓	✓				E
		<i>M. vulgaris</i>	E, El	✓					E
		<i>M. zephrus</i>	El, Epl	✓	✓				E
		<i>Panellus stipticus</i>	El, Pkl		✓	✓	✓		jvy
		<i>Roridomyces roridus</i>	El	✓					E
		<i>Crucibulum crucibuliforme</i>	El		✓				j
Nidulariaceae		<i>Cyathus stercoreus</i>	Ei				✓		t
		<i>C. striatus</i>	El				✓		y
		<i>Infundibulicybe bresadolana</i>	Pi				✓		d
Omphalina-ceae		<i>I. geotropa</i>	Pkl					✓	β
		<i>I. gibba</i>	Ei, Fi, Pk, El	✓	✓	✓			βhuyDE
		<i>I. glareosa</i>	Ei				✓		qx
		<i>Omphalina pyxidata</i>	Ei, Pi				✓	✓	dqt
		<i>Collybiopsis confluens</i>	Pi, El				✓	✓	dy
		<i>C. peronata</i>	F, Ei, Pi, El, Pl, Pkl	✓	✓	✓	✓	✓	βdghuvyAD E
		<i>C. quercophila</i>	El	✓					E
		<i>C. ramealis</i>	Fl				✓		b
		<i>Connopus acervatus</i>	Ei				✓		βA
Omphalota-ceae		<i>Gymnopus androsaceus</i>	E, Ei, Fi, Pi, El, Fl, Pl	✓	✓	✓	✓	✓	βbdqtyAE
		<i>G. aquosus</i>	El, Epl	✓	✓				E
		<i>G. brassicolens</i>	Ei				✓		z
		<i>G. dryophilus</i>	Ei, Fi, Pi, El, Fl, Pkl	✓	✓	✓	✓	✓	βbdhjkqtuvy AE
		<i>G. erythropus</i>	F				✓		v
		<i>G. fusipes</i>	Ei, El					✓	βt
		<i>G. impudicus</i>	Ei, Pi, Pl				✓	✓	dqt

	<i>G. hariolorum</i>	Ei		✓				h
	<i>G. ocior</i>	El	✓					E
	<i>G. terginus</i>	El					✓	t
	<i>Mycetinis scorodonius</i>	E, Pi				✓		do
	<i>Omphalotus olearius</i>	Pkl					✓	β
	<i>Rhodocollybia butyracea</i>	Ei, Fi, Pi, El, Fl, Epl, Pkl	✓	✓	✓	✓	✓	bdhkmqtuvy E
	<i>R. maculata</i>	E, F, Ei, El, Pkl			✓	✓	✓	dquvyz
	<i>Rhodocollybia proluxa var. distorta</i>	E, El	✓					E
<i>Paralepista- ceae</i>	<i>Paralepista flaccida</i>	Ei, El, Fl, Pi, Epl, Pkl, V	✓	✓	✓	✓	✓	βbdghmqtuv yzADE
	<i>P. gilva</i>	El, Pl			✓		✓	dy
	<i>Ripartites tricholoma</i>	El	✓	✓	✓			jyE
<i>Phyllotopsi- daceae</i>	<i>Macrotyphula juncea</i>	Pi, El	✓				✓	gE
	<i>Phyllotopsis nidulans</i>	P					✓	d
	<i>Pleurocybella porrigens</i>	E					✓	x
	<i>Tricholomopsis rutilans</i>	E, F, P, Ei, Fi, El, Pkl, V	✓	✓		✓	✓	βdjkmqtvzA E
<i>Physalaciaceae</i>	<i>Armillaria lutea</i>	El	✓	✓				E
	<i>A. mellea</i>	El, Pkl				✓	✓	βv
	<i>A. solidipes</i>	E, El	✓					E
	<i>Desarmillaria tabescens</i>	El				✓	✓	βy
	<i>Flammulina velutipes</i>	El, Pkl			✓	✓		vy
	<i>Hymenopellis radicata</i>	Ei, El, Pkl			✓	✓	✓	βyA
	<i>Rhizomarasmius setosus</i>	El	✓					E
	<i>Strobilurus esculentus</i>	E, El, Epl	✓	✓				E
	<i>S. stephanocystis</i>	E, F, Ei, Fi, Pi, El	✓	✓	✓	✓	✓	dhjqtvzyE
	<i>S. tenacellus</i>	Ei, Fi, Pi, El, Fl, Epl	✓	✓	✓	✓	✓	βbghyE
	<i>Xerula longipes</i>	El, Pl					✓	dβ
<i>Pleurotaceae</i>	<i>Pleurotus cornucopiae</i>	P					✓	d
	<i>P. pulmonarius</i>	E					✓	d
<i>Pluteaceae</i>	<i>Pluteus cervinus</i>	Ei, El, Pkl	✓	✓	✓		✓	βjyA
	<i>P. leoninus</i>	Epl		✓				E
	<i>P. petasatus</i>	El	✓					h
	<i>P. podospileus</i>	El					✓	t
	<i>Volvopluteus gloiocephalus</i>	P, El	✓			✓		hq
<i>Porothelea- ceae</i>	<i>Phloeomana speirea</i>	El	✓					E

<i>Psathyrellaceae</i>	<i>Candolleomyces candolleanus</i>	Ei, El, Pkl	✓	✓	βhtuv		
	<i>Coprinellus disseminatus</i>	Ei, El	✓		ht		
	<i>C. micaceus</i>	El, Fl, Pkl	✓	✓	βbuv		
	<i>Coprinopsis atramentaria</i>	Ei, Pkl, V	✓	✓	βhmv		
	<i>C. cinerea</i>	Fl	✓		b		
	<i>C. cortinata</i>	El	✓		t		
	<i>Parasola leiocephala</i>	El		✓	t		
	<i>Psathyrella ammophila</i>	Ei		✓	t		
	<i>P. cortinarioides</i>	El	✓		E		
	<i>P. cotonea</i>	El	✓		h		
	<i>P. fagetophila</i>	El	✓		E		
	<i>P. niveobadia</i>	Ei		✓	t		
	<i>P. piluliformis</i>	Pkl		✓	v		
	<i>P. potteri</i>	Ei		✓	t		
	<i>Tulosesus ephemerus</i>	Fl		✓	b		
<i>Pseudoclitocybaceae</i>	<i>Aspropaxillus giganteus</i>	P		✓	d		
	<i>Bonomyces sinopicus</i>	P, Pi		✓	d		
	<i>Clitopaxillus alexandri</i>	Pi		✓	d		
	<i>Pseudoclitocybe cyathiformis</i>	El	✓	✓	yz		
<i>Pseudoomphalinaceae</i>	<i>Pseudoomphalina kalchbrenneri</i>	Ep		✓	q		
<i>Radulomycetaceae</i>	<i>Radulomyces confluens</i>	Ei		✓	t		
<i>Resupinataceae</i>	<i>Resupinatus applicatus</i>	El	✓	✓	E		
<i>Schizophyllaceae</i>	<i>Schizophyllum commune</i>	E, El, Pkl	✓	✓	✓	βqtvy	
<i>Squamanitaceae</i>	<i>Cystoderma amianthinum</i>	El, Pl, Pk	✓	✓	✓	✓	βduzE
	<i>C. carcharias</i>	Pi, El, Pl	✓	✓	✓	✓	dhjy
	<i>C. jasonis</i>	El	✓				h
	<i>Squamanita schreieri</i>	Pl				✓	d
<i>Strophariaceae</i>	<i>Agrocybe praecox</i>	Fl, Pkl		✓	✓		βb
	<i>A. pediades</i>	Ei, Fl		✓			bt
	<i>A. tabacina</i>	Fl		✓			b
	<i>Deconica montana</i>	Ei		✓			t
	<i>Hypholoma capnoides</i>	E, El	✓		✓		dE
	<i>H. ericaeum</i>	S		✓			C

<i>H. fasciculare</i>	Ei, Fi, El, Fl, V	✓	✓	✓	✓	βbkmuAE
<i>H. lateritium</i>	El, Fl	✓	✓	✓		byE
<i>H. marginatum</i>	F				✓	x
<i>H. sublateritium</i>	Ei, Pi, El, Pkl			✓	✓	βdk
<i>H. udum</i>	Pi				✓	g
<i>Kuehneromyces mutabilis</i>	E, Pkl		✓		✓	qy
<i>Naucoria bohemica</i>	El	✓				E
<i>Naucoria melinoides</i>	Pkl				✓	β
<i>Pholiota decussata</i>	Ei	✓				x
<i>P. flammans</i>	El, Epl	✓	✓			E
<i>P. gummosa</i>	El		✓			y
<i>P. lenta</i>	Pp, Pkl			✓	✓	dv
<i>P. lucifera</i>	Fi			✓		d
<i>P. scamba</i>	E, El	✓				E
<i>P. spumosa</i>	El, Fl, Pp		✓	✓		bdy
<i>P. squarrosodiposa</i>	El	✓				d
<i>P. tuberculosa</i>	P				✓	d
<i>Protostropharia luteonitens</i>	Ei			✓		h
<i>Pr. semiglobata</i>	Fl			✓		b
<i>Stropharia aeruginosa</i>	Ei, Fi, El, Pl, V		✓	✓	✓	βdhkmtuyA
<i>S. caerulea</i>	Fi, El	✓	✓			hj
<i>S. coronilla</i>	Fl			✓		b
<i>S. melanosperma</i>	Ei			✓		h
<i>S. pseudocyanea</i>	El	✓				h
<i>Leucopaxillus compactus</i>	Pl				✓	d
<i>L. cutefractus</i>	Ei			✓		d
<i>L. cutefractus f. subaerugineus</i>	Pl				✓	d
<i>L. gentianeus</i>	Ei, El	✓			✓	hqt
<i>L. paradoxus</i>	El				✓	q
<i>Tricholoma albobrunneum</i>	Pi, Pl, V			✓	✓	di
<i>T. album</i>	El	✓				E
<i>T. argyraceum</i>	Ei, Pkl			✓	✓	βh
<i>T. arvernense</i>	El	✓				s
<i>T. atosquamosum</i>	Fi			✓		h
<i>T. batschii</i>	Fi, El, Pl, Pp, V	✓	✓	✓	✓	diE

Tricholomataceae

		<i>T. bresadolanum</i>	El	✓				d
		<i>T. eosinobasis</i>	Pi, El	✓		✓		d
		<i>T. equestre</i>	E, Pi, El, V	✓		✓	✓	dgheuD
		<i>T. fucatum</i>	E, El, Pk	✓		✓	✓	βuE
		<i>T. imbricatum</i>	E, Ei, El, Pl, V	✓		✓	✓	dhiuz
		<i>T. inodermeum</i>	El	✓				h
		<i>T. joachimii</i>	Epl	✓				x
		<i>T. myomyces</i>	Ei, El			✓		hu
		<i>T. populinum</i>	Ei, El, Fl			✓	✓	dht
		<i>T. portentosum</i>	Pi, El	✓	✓	✓	✓	βdE
		<i>T. robustum</i>	Pi			✓		d
		<i>T. saponaceum</i>	El, Epl	✓	✓			dE
		<i>T. sculpturatum</i>	Ei, Pi, El, Pl	✓		✓	✓	dgqtzE
		<i>T. sciodes</i>	El	✓				E
		<i>T. sejunctum</i>	F, El, Fl, Pkl			✓	✓	βuv
		<i>T. stans</i>	El			✓		uD
		<i>T. stiparophyllum</i>	El	✓				E
		<i>T. striatum</i>	Pk			✓		β
		<i>T. sulphureum</i>	El	✓				E
		<i>T. terreum</i>	E, F, Ei, Fi, Pi, El, Fl, Pl, Pkl, V	✓		✓	✓	βbdghiqtvzA D
		<i>T. ustale</i>	El	✓				E
		<i>T. virgatum</i>	El			✓		uD
		<i>Tubaria dispersa</i>	Ei			✓		h
	<i>Tubariaceae</i>	<i>T. furfuracea</i>	El, Fl	✓		✓		bE
		<i>T. minutalis</i>	El	✓				E
	<i>Xeromphalina-naceae</i>	<i>Xeromphalina campanella</i>	Fl			✓		b
		<i>X. caudicinalis</i>	Pi				✓	d
	<i>Volvariella-ceae</i>	<i>Volvariella caesiotincta</i>	El	✓				E
		<i>Cyathus olla</i>	Fl			✓		b
	<i>incertae cedis</i>	<i>Cystodermella granulosa</i>	El, Fl			✓		bz
		<i>C. cinnabarina</i>	E, Fi, El, Pl	✓		✓	✓	dhE
		<i>Boletus aereus</i>	El			✓		j
<i>Boletales</i>	<i>Boletaceae</i>	<i>B. edulis</i>	Pi, El, Fl, Epl, Pkl	✓		✓	✓	dgvE
		<i>B. pinophilus</i>	V				✓	a
		<i>B. reticulatus</i>	El, Pkl	✓			✓	βj

	<i>Butyriboletus regius</i>	Pkl				✓			β
	<i>Chalciporus piperatus</i>	Pi, Pk, El, Fl, Pl, Pkl	✓	✓	✓				βduvE
	<i>Hortiboletus rubellus</i>	El	✓	✓					jq
	<i>Imleria badia</i>	Ei, El, Pl, Epl, Pkl	✓	✓	✓	✓			dhvE
	<i>Leccinellum pseudoscabrum</i>	El, Pkl	✓				✓		Eβ
	<i>Leccinum aurantiacum</i>	El	✓						E
	<i>L. cyaneobasileucum</i>	El	✓						E
	<i>L. scabrum</i>	El, Pkl			✓				tv
	<i>L. versipelle</i>	Pk			✓				β
	<i>Neoboletus erythropus</i>	Pk			✓				β
	<i>Pseudoboletus parasiticus</i>	El	✓						E
	<i>Suillellus luridus</i>	Pk, El	✓	✓					βj
	<i>Tylopilus felleus</i>	El	✓						E
	<i>Xerocomellus chrysenteron</i>	El, Fl, Pl	✓	✓	✓				bdj
	<i>X. porosporus</i>	El	✓						E
	<i>X. pruinatus</i>	El, Epl	✓	✓			✓		xE
	<i>Xerocomus ferrugineus</i>	El, Pkl	✓		✓				vE
	<i>Xu. subtomentosus</i>	Pi, El, Fl, Pkl	✓	✓			✓		βbgjuv
<i>Diplocystidiaceae</i>	<i>Astraeus hygrometricus</i>	V					✓		a
	<i>Chroogomphus helveticus</i>	S, Pp			✓				r
<i>Gomphidiaceae</i>	<i>C. rutilus</i>	E, Ei, Fi, Pk, El, Fl, Pl, Pkl, V	✓	✓	✓	✓	✓		βbdhijkqtuvz AE
	<i>Gomphidius glutinosus</i>	E, Pi, El, Pl			✓	✓	✓		dguD
	<i>G. roseus</i>	E, El	✓		✓				dE
<i>Gyroporaceae</i>	<i>Gyroporus castaneus</i>	Pkl			✓				y
	<i>G. cyanescens</i>	El					✓		s
<i>Hygrophoropsidaceae</i>	<i>Hygrophoropsis aurantiaca</i>	E, Ei, Fi, Pi, El, Fl, Pl, Pkl	✓	✓	✓	✓	✓	✓	bdhjkqtvzyE
<i>Paxillaceae</i>	<i>Paxillus involutus</i>	El, Pkl	✓	✓	✓		✓		βvyE
<i>Rhizopogonaceae</i>	<i>Rhizopogon roseolus</i>	P, Ei, El	✓		✓				qtwE
	<i>Pisolithus arhizus</i>	F, El					✓		px
<i>Sclerodermataceae</i>	<i>Scleroderma areolatum</i>	El	✓	✓					E
	<i>S. bovista</i>	El, Pkl			✓				y
	<i>S. citrinum</i>	Ei, Pk, El, Fl	✓	✓	✓				βbAE
	<i>S. verrucosum</i>	El, Pkl			✓				qv

	<i>Sclerogastreae</i>	<i>Sclerogaster gastrosporioides</i>	P		✓				C
		<i>Suillus amabilis</i>	Ei		✓				h
	<i>Suillaceae</i>	<i>S. bovinus</i>	E, F, El, Pl, V	✓	✓	✓	✓	✓	diqvE
		<i>S. collinitus</i>	E, F, Ei, Fi, El			✓		✓	dhqtuD
		<i>S. granulatus</i>	E, F, Ei, Fi, Pi, Pk, El, Fl, Pl, Pkl, V	✓	✓	✓	✓	✓	βbdhijkmquv yzAD
		<i>S. luteus</i>	F, Ei, Fi, Pi, Pk, El, Fl, Pl, Pkl, V	✓		✓	✓	✓	βbdghijkmqt uvzDE
		<i>S. placidus</i>	S					✓	d
		<i>S. variegatus</i>	F, P, El, Pl, V	✓		✓		✓	divwE
	<i>Tapinellaceae</i>	<i>Pseudomerulius aureus</i>	E, El	✓					E
		<i>Tapinella atrotomentosa</i>	E, F, P, Ei, Fi, El, Pkl, V	✓	✓	✓	✓	✓	βdijkqtuvzE
		<i>T. panuoides</i>	E, P				✓	✓	dq
	<i>Cantharellales</i>	<i>Hydnaceae</i>	<i>Craterellus cornucopioides</i>	El	✓	✓			E
			<i>C. lutescens</i>	El	✓	✓			E
<i>C. tubaeformis</i>			El	✓				E	
<i>C. undulatus</i>			El	✓				E	
<i>Cantharellus cibarius</i>			El	✓	✓			E	
<i>Clavulina cinerea</i>			El, Epl	✓	✓			E	
<i>C. coralloides</i>			Ei, El, Epl	✓	✓	✓		oE	
<i>C. rugosa</i>			El	✓	✓			yE	
<i>Hydnum repandum</i>			El, Epl	✓	✓			E	
<i>H. rufescens</i>			El, Epl	✓	✓			E	
<i>Sistotrema confluens</i>		El	✓				E		
<i>Dacrymycetales</i>		<i>Dacrymycetaceae</i>	<i>Calocera cornea</i>	E, Ei		✓		✓	qt
			<i>C. gracillima</i>	Pi				✓	g
	<i>C. viscosa</i>		E, F, Pi, El	✓	✓	✓	✓	gvE	
	<i>Dacrymyces capitatus</i>		El	✓	✓			E	
	<i>D. stillatus</i>		E				✓	q	
<i>Geastrales</i>	<i>Geastraceae</i>	<i>Geastrum fimbriatum</i>	Ei, El, Pl		✓		✓	qu	
		<i>G. fornicatum</i>	Ei		✓			t	
		<i>G. hungaricum</i>	Ei				✓	t	
		<i>G. kotlabae</i>	Ei		✓			t	
		<i>G. melanocephalum</i>	Fl				✓	s	
		<i>G. pectinatum</i>	Fi, Pi, El				✓	gC	
		<i>G. rufescens</i>	Ei, Fi		✓		✓	t	

		<i>G. saccatum</i>	Pl		✓	✓			t	
		<i>G. schmidelii</i>	Ei		✓				t	
		<i>G. triplex</i>	Fi, El		✓	✓			jt	
		<i>Sphaerobolus stellatus</i>	E, F		✓	✓			qx	
Gomphales	Gomphaceae	<i>Gautieria morchelliformis</i>	Fl				✓		x	
		<i>Phaeoclavulina abietina</i>	Ei		✓				hqt	
		<i>P. eumorpha</i>	El	✓					E	
		<i>P. flaccida</i>	El	✓	✓	✓			oE	
		<i>Ramaria apiculata</i>	E, El	✓	✓				E	
		<i>R. cf. fennica var. fennica</i>	E, El	✓					E	
		<i>R. fennica var. fumigata</i>	El	✓					E	
		<i>R. cf. flavescens</i>	El	✓					E	
		<i>R. formosa</i>	El		✓				j	
		<i>R. stricta</i>	Ei, El	✓		✓			qE	
Gloeophyllales	Gloeophyllaceae	<i>Gloeophyllum odoratum</i>	E, P				✓		dB	
		<i>G. sepiarium</i>	E, P, El	✓			✓		BE	
		<i>G. trabeum</i>	P				✓	✓	efB	
		<i>Neolentinus lepideus</i>	P					✓	d	
Hymenochaetales	Hirschioporaceae	<i>Hirschioporus abietinus</i>	E, P, El, Epl	✓	✓	✓	✓	✓	yaBE	
		<i>H. fuscoviolaceus</i>	E, F, P, Ei, El	✓	✓	✓	✓	✓	efjqtuvyBDE β	
	Hymenochaetaceae	<i>Coltricia perennis</i>	Ei					✓		f
		<i>Fuscoporia ferruginosa</i>	El	✓						E
		<i>F. viticola</i>	E, P, El, Epl	✓	✓		✓	✓		eBE
		<i>Hymenochaete rubiginosa</i>	El		✓	✓				jy
		<i>Phellinidium ferrugineofuscum</i>	E, El	✓						E
		<i>Porodaedalea pini</i>	E, P	✓			✓	✓	✓	afB
		<i>Hyphodontia arguta</i>	Ei					✓		t
	Rickenellaceae	<i>Rickenella fibula</i>	Ei, Pi, El, Fl, Pl, Epl	✓	✓	✓		✓		bdhqtuE
		<i>R. swartzii</i>	El	✓						E
	Schizoporaceae	<i>Xylodon paradoxus</i>	P				✓		fB	
	Sideraceae	<i>Sidera lenis</i>	E, El	✓						E
Clathraceae	<i>Clathrus archeri</i>	El	✓						h	
Phallales	Phallaceae	<i>Mutinus caninus</i>	El, Pkl			✓		✓	βy	
		<i>Phallus hadriani</i>	Ei			✓			hqz	

	<i>P. impudicus</i>	Ei, El, Fl	✓	✓	✓	βbqy
<i>Adustoporiaceae</i>	<i>Rhodonia placenta</i>	P		✓		B
<i>Climacocystaceae</i>	<i>Climacocystis borealis</i>	P		✓		B
	<i>Diplomitoporus flavescens</i>	E, P, Ei, Fi	✓	✓	✓	efB
<i>Fomitopsidaceae</i>	<i>Antrodia heteromorpha</i>	Pkl		✓		v
	<i>Fibroporia vaillantii</i>	E	✓			E
	<i>Fomitopsis pinicola</i>	E, F, P, Pkl	✓	✓	✓	efqvB
	<i>F. quercina</i>	El	✓			j
	<i>F. ramentacea</i>	E, P, Ei, Fi	✓	✓	✓	eB
	<i>F. serialis</i>	P		✓		B
<i>Ganodermataceae</i>	<i>Ganoderma lucidum</i>	El	✓		✓	βj
<i>Incrustoporiaceae</i>	<i>Skeletocutis amorphia</i>	E, P, El	✓	✓	✓	eBE
	<i>S. carneogrisea</i>	E, El	✓			E
<i>Irpicaceae</i>	<i>Irpex lacteus</i>	P, Ei		✓	✓	fqtB
	<i>Meruliopsis taxicola</i>	E, F, P, Ei, Fi	✓	✓	✓	efqtBE
<i>Ischnodermataceae</i>	<i>Ischnoderma benzoinum</i>	E, F, P		✓	✓	efB
<i>Laetiporaceae</i>	<i>Laetiporus sulphureus</i>	Pkl			✓	β
	<i>Phaeolus schweinitzii</i>	E, F, P, Ei, El, Pkl	✓	✓	✓	efhvBE
<i>Meruliaceae</i>	<i>Merulius tremellosus</i>	Ei, El, Pkl		✓	✓	βtvy
	<i>Pappia fissilis</i>	P		✓		B
<i>Meripilaceae</i>	<i>Physisporinus vitreus</i>	El	✓			E
	<i>P. sanguinolentus</i>	E	✓			E
<i>Phanerochaetaceae</i>	<i>Bjerkandera adusta</i>	P		✓		B
	<i>Hapalopilus rutilans</i>	E, P, El	✓	✓		fjB
<i>Podoscyphaeae</i>	<i>Abortiporus biennis</i>	Ei		✓		h
	<i>Cerioporus squamosus</i>	Ei		✓		h
<i>Polyporaceae</i>	<i>Daedaleopsis confragosa</i>	El	✓			h
	<i>D. confragosa</i> var. <i>tricolor</i>	Pkl		✓		v
	<i>Dichomitus squalens</i>	P		✓		B
	<i>Fomes fomentarius</i>	El, Pkl	✓	✓		ju
	<i>Lentinus brumalis</i>	Fl		✓		b
	<i>L. tigrinus</i>	Pkl			✓	β
	<i>Trametes gibbosa</i>	El			✓	β
	<i>T. hirsuta</i>	P, El		✓	✓	uB

	<i>T. suaveolens</i>	Pkl	✓	✓					vy	
	<i>T. versicolor</i>	P, El, Pkl	✓	✓	✓				juvB	
Postiaceae	<i>Amaropostia stiptica</i>	E, P, Ei, El	✓		✓	✓	✓		eqtBE	
	<i>Cyanosporus caesius</i>	El	✓	✓					yE	
	<i>Fuscopostia fragilis</i>	E, P, El	✓			✓			BE	
	<i>Ptychogaster albus</i>	Epl	✓						E	
	<i>Spongiporus balsameus</i>	P					✓		B	
Sparassida- ceae	<i>Sparassis crispa</i>	E, El, V	✓			✓	✓		iE	
Albatrellaceae	<i>Albatrellopsis confluens</i>	Ei, Epl, Pl	✓	✓					sy	
	<i>Albatrellus ovinus</i>	Fl				✓			b	
Auriscalpia- ceae	<i>Artomyces pyxidatus</i>	E						✓	q	
	<i>Auriscalpium vulgare</i>	E, Ei, Fi, Pi, El, Fl, Pkl, Ep, Epl, V	✓	✓	✓	✓	✓	✓	ghijqtuvyzE	
	<i>Lentinellus castoreus</i>	F		✓				✓	s	
	<i>L. ursinus</i>	El	✓						E	
Bondarze- wiaceae	<i>Heterobasidion annosum</i>	E, F, S, P, Ei, El	✓	✓	✓	✓	✓	✓	acefyBE	
Hericiaceae	<i>Dentipellis fragilis</i>	El	✓	✓					E	
Russulales	<i>Lactarius acris</i>	El	✓						E	
	<i>L. aurantiacus</i>	E, El	✓	✓		✓			vE	
	<i>L. blennius</i>	El, Pkl	✓	✓				✓	βE	
	<i>L. camphoratus</i>	Ei, El, Pkl	✓	✓	✓	✓		✓	βyAE	
	<i>L. chrysorrheus</i>	El	✓	✓				✓	βE	
	<i>L. circellatus</i>	El, Pl			✓		✓		dy	
	<i>L. controversus</i>	Ei, Pl				✓		✓	hqt	
	<i>L. decipiens</i>	Pkl						✓	β	
	Russulaceae	<i>L. deliciosus</i>	E, F, Ei, Pi, Pk, El, Fl, Pkl, V	✓			✓	✓	✓	βabdgiqtuvz D
		<i>L. deterrimus</i>	Epl		✓					E
		<i>L. flexuosus</i>	El	✓						E
		<i>L. fluens</i>	El	✓						E
		<i>L. fuliginosus</i>	El	✓						E
		<i>L. glyciosmus</i>	El	✓						E
		<i>L. helvus</i>	Pi						✓	g
		<i>L. hepaticus</i>	Ei				✓			βA
<i>L. hysginus</i>		Pl	✓					✓	d	
<i>L. musteus</i>		V					✓		i	

<i>L. necator</i>	EI	✓				E	
<i>L. pterosporus</i>	EI	✓				E	
<i>L. quieticolor</i>	EI, V	✓				iE	
<i>L. quietus</i>	EI, Epl, V	✓	✓	✓		jmE	
<i>L. rostratus</i>	EI, Epl	✓	✓			E	
<i>L. rubrocinctus</i>	EI	✓				d	
<i>L. rufus</i>	E, F, Ei, Pi, Pl, Pkl			✓	✓	✓	dgkuv
<i>L. sanguifluus</i>	Ei, Fi, Pl			✓		✓	dqz
<i>L. scrobiculatus</i>	EI					✓	β
<i>L. semisanguifluus</i>	Ei, Pi, EI	✓	✓	✓	✓	✓	βdhjyA
<i>L. serifluus</i>	Pi, EI, Pkl	✓	✓	✓		✓	gyE
<i>L. subdulcis</i>	Ei, EI	✓	✓	✓			htE
<i>L. subumbonatus</i>	EI			✓			u
<i>L. theiogalus</i>	Pk			✓			β
<i>L. tormentosus</i>	EI, Pl	✓				✓	βE
<i>L. turpis</i>	Pi, EI					✓	βgt
<i>L. uvidus</i>	Pi, EI, Pl	✓		✓	✓		dgE
<i>L. vietus</i>	EI	✓					E
<i>Lactifluus bertillonii</i>	EI	✓					E
<i>Lf. glaucescens</i>	EI	✓				✓	Eβ
<i>Lf. piperatus</i>	Pi					✓	g
<i>Lf. volemus</i>	EI	✓	✓				dj
<i>Lf. vellereus</i>	EI, Pkl	✓	✓			✓	βjE
<i>Russula acrifolia</i>	EI	✓	✓	✓			yE
<i>R. aeruginea</i>	EI	✓					E
<i>R. alutacea</i>	Ei, Pi, Pk, EI, Pkl			✓		✓	βguAD
<i>R. amarissima</i>	Epl	✓					E
<i>R. amoenolens</i>	EI, Epl	✓	✓				E
<i>R. aquosa</i>	EI	✓	✓				E
<i>R. atrorubens</i>	F					✓	x
<i>R. caerulea</i>	E, Ei, EI, Pkl, V	✓	✓	✓			dhivE
<i>R. cessans</i>	E, Pi, EI			✓			duD
<i>R. chamaeleontina</i>	EI	✓					d
<i>R. chloroides</i>	EI	✓					E
<i>R. cicatricata</i>	Ei, EI	✓					x
<i>R. clavipes</i>	EI	✓					E

<i>R. consobrina</i>	Fl			✓				b
<i>R. cremeoavellanea</i>	El		✓					E
<i>R. cyanoxantha</i>	El, Epl		✓	✓	✓			yE
<i>R. decipiens</i>	El				✓			u
<i>R. delica</i>	Ei, Pi, El, Pkl		✓	✓		✓		βgjuA
<i>R. densifolia</i>	El, Epl		✓	✓				E
<i>R. emetica</i>	Pi, El		✓	✓	✓		✓	gjuE
<i>R. fellea</i>	El, Pl		✓	✓		✓		dE
<i>R. firmula</i>	Ei, Pi				✓			dh
<i>R. foetens</i>	Ei, Pi, El, Fl, Pkl		✓	✓	✓	✓	✓	βbgjuvAE
<i>R. fragilis</i>	F, Ei, Pi, El, Pl, Pkl		✓	✓	✓	✓	✓	βdghjuvAE
<i>R. fragrantissima</i>	Epl		✓					E
<i>R. grata</i>	El, Epl		✓	✓				E
<i>R. graveolens</i>	Ei, El		✓					E
<i>R. grisea var. pinicola</i>	V					✓		i
<i>R. heterophylla</i>	Ei, El, Pkl		✓		✓		✓	βuAE
<i>R. illota</i>	El		✓	✓				E
<i>R. integra</i>	E, F, El, Pl, Pkl				✓	✓	✓	βduyD
<i>R. lepida</i>	Ei, El		✓		✓		✓	dqu
<i>R. lilacea f. flavoviridis</i>	El		✓			✓		di
<i>R. lutea</i>	El						✓	β
<i>R. luteotacta</i>	El, Pl		✓			✓	✓	βdh
<i>R. mairei</i>	El		✓					E
<i>R. mustelina</i>	El				✓			u
<i>R. nauseosa</i>	El, Fl, Pl				✓	✓		bduD
<i>R. nigricans</i>	Ei, El, Fl, Epl		✓	✓	✓		✓	βAE
<i>R. nitida</i>	El		✓					E
<i>R. ochroleuca</i>	El, Epl		✓	✓	✓			uE
<i>R. odorata</i>	El, Pl		✓			✓		dE
<i>R. olivacea</i>	El		✓					h
<i>R. paludosa</i>	Pl, V		✓					di
<i>R. pectinata</i>	Pi, Fl, Pkl				✓		✓	βbg
<i>R. pectinatoides</i>	Epl, Pkl		✓	✓				yE
<i>R. puellaris</i>	El, Pl		✓			✓		dE
<i>R. puellula</i>	El		✓					E
<i>R. queletii</i>	Epl		✓					E

		<i>R. raoultii</i>	EI	✓				E
		<i>R. rutila</i>	PI				✓	d
		<i>R. sanguinea</i>	Pk, EI, V	✓	✓	✓		diE
		<i>R. sardonica</i>	EI, PI, V	✓			✓	diE
		<i>R. sororia</i>	EI, FI, Pkl		✓	✓	✓	bjy
		<i>R. torulosa</i>	Ei, EI, FI	✓		✓	✓	dhE
		<i>R. undulata</i>	Ei, EI, FI, PI, Pkl	✓	✓	✓	✓	βbdhuvyAE
		<i>R. versicolor</i>	PI				✓	d
		<i>R. vesca</i>	EI, FI, Epl	✓	✓		✓	βdE
		<i>R. veteriosa</i>	FI			✓		b
		<i>R. virescens</i>	EI, Pkl		✓		✓	βj
		<i>R. xerampelina</i>	F, EI, FI, PI, Pkl	✓		✓	✓	βbdvuz
		<i>Aleurocystidiellum disciforme</i>	EI	✓	✓			E
	<i>Stereaceae</i>	<i>Stereum hirsutum</i>	EI, Pkl			✓	✓	vy
		<i>S. sanguinolentum</i>	E, EI	✓	✓	✓		qE
		<i>S. subtomentosum</i>	EI			✓		y
		<i>Phellodon fuligineoalbus</i>	Epl	✓				s
	<i>Bankeraceae</i>	<i>Sarcodon squamosus</i>	EI		✓			E
		<i>Thelephora caryophyllea</i>	Ei, Pk, EI			✓	✓	qyzC
	<i>Thelephora-ceae</i>	<i>T. palmata</i>	EI	✓	✓			yE
		<i>T. terrestris</i>	E, Ei, EI		✓	✓	✓	qtE
<i>Trechisporales</i>	<i>Hydnodontaceae</i>	<i>Porpomyces mucidus</i>	EI, Epl	✓	✓			E
		<i>Trechispora mollusca</i>	Epl		✓			E
<i>Xenamatellales</i>	<i>Xenamatellaceae</i>	<i>Xenamatella vaga</i>	E, EI		✓			E

**M6. A VIZSGÁLTBA VONT ERDŐRÉSZLETEK ORSZÁGOS ERDŐÁLLOMÁNY ADATTÁRBAN NYILVÁNTARTOTT ADATAI ÉS
AZ ADOTT TERÜLETEKEN VIZSGÁLT GOMBACSOPORTOK**

Helység, tag, részlet	Erdészeti táj	Terület [ha]	Termőhelytípus-változat						Fekvés	Domborzat	Minimum lejtés [fok]	Maximum lejtés [fok]	Minimum TSZFM [m]	Maximum TSZFM [m]	Faállomány típus	Természetességi állapot	Védettség	Natura2000	Vizsgált csoportok
			Klíma	Hidrologia	Genetikai talajtípus	Minimum termőrétteg vastagság [cm]	Maximum termőrétteg vastagság [cm]	Fizikai talajféleség											
Fenyőfő 19A	Pápai-Bakonyalja	24,49	KTT	TVFLN	RBE	140	190	H	NÁS	Sík (lapály)	0	0	250	350	Cseres-erdeifenyves	Átmeneti erdő	V	NR	ÁC
Fenyőfő 19C	Pápai-Bakonyalja	6,59	KTT	TVFLN	RBE	140	190	H	NÁS	Sík (lapály)	0	0	250	350	Egyéb lomb elegyes-erdeifenyves	Kultúrerdő	V	R	ÁC
Fenyőfő 19B	Pápai-Bakonyalja	7,64	KTT	TVFLN	BE	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	Erdeifenyves-cseres	Származék erdő	V	NR	Á	
Fenyőfő 19D	Pápai-Bakonyalja	1,72	KTT	TVFLN	BE	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	Erdeifenyves	Kultúrerdő	V	R	Á	
Fenyőfő 19F	Pápai-Bakonyalja	2,83	KTT	TVFLN	BE	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	Egyéb lomb elegyes-erdeifenyves	Kultúrerdő	NV	NR	Á	
Fenyőfő 31A	Pápai-Bakonyalja	11,97	KTT	TVFLN	BE	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	Cseres-erdeifenyves	Kultúrerdő	NV	NR	Á	
Fenyőfő 230B	Pápai-Bakonyalja	12,4	KTT	TVFLN	BE	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	Cseres-erdeifenyves	Átmeneti erdő	V	NR	Á	
Sóskút 4F	Dunazugi-Velencei-medencék	1,74	ESZTY	TVFLN	FV	40	60	V	K	Hegy-, domb-, buckaoldal	5	10	0	150	Fenyő elegyes-erdeifenyves	Kultúrerdő	NV	NR	ÁC
Sóskút 42B	Pilis-Budai-hegység	0,79	ESZTY	TVFLN	SZV	0	40	TÖ	ÉK	Hegy-, domb-, buckaoldal	2,5	5	250	350	Feketefenyves	Kultúrerdő	NV	NR	ÁC
Sóskút 19A	Pilis-Budai-hegység	3,82	ESZTY	TVFLN	VAZ	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	Feketefenyves	Kultúrerdő	NV	NR	Á	
Budapest XXII 1B	Pilis-Budai-hegység	6,01	KTT	TVFLN	SZV	0	40	TÖ	D	Hegy-, domb-, buckaoldal	2,5	5	150	250	Fenyő elegyes-feketefenyves	Kultúrerdő	V	NR	ÁC
Budapest XXII 1C	Pilis-Budai-hegység	1,17	KTT	TVFLN	VAZ	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	Egyéb lomb elegyes-feketefenyves	Kultúrerdő	V	NR	Á	
Budapest XXII 3A	Pilis-Budai-hegység	4,36	KTT	TVFLN	VAZ	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	Fenyő elegyes-erdeifenyves	Kultúrerdő	V	R	Á	

Budapest XXII 3B	Pilis-Budai-hegység	3,22	KTT	TVFLN	VAZ	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	Feketefenyves	Kultúrerdő	V	R	Á
Várpalota 85B	Keleti-Bakony	16,2	KTT	TVFLN	RE	40	60	V	NÁS	Sík (lapály)	0	0	150	250	Feketefenyves	Kultúrerdő	N	NR	ÁC
Várpalota 85C	Keleti-Bakony	6,52	KTT	TVFLN	KHT	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	Feketefenyves	Kultúrerdő	NV	NR	Á
Várpalota 88A	Keleti-Bakony	3,82	KTT	TVFLN	VAZ	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	Feketefenyves	Kultúrerdő	NV	NR	Á
Várpalota 101B	Keleti-Bakony	1,76	KTT	TVFLN	KHT	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	Feketefenyves	Kultúrerdő	NV	NR	Á
Várpalota 102D	Keleti-Bakony	9,35	KTT	TVFLN	KHT	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	Feketefenyves	Kultúrerdő	NV	NR	Á
Várpalota 102E	Keleti-Bakony	10,01	KTT	TVFLN	KHT	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	Feketefenyves	Kultúrerdő	NV	NR	Á
Veszprém-Gyulafirátót 90B	Keleti-Bakony	2,16	KTT	TVFLN	RE	40	60	V	DNY	Hegy-, domb-, buckaoldal	2,5	5	150	250	Feketefenyves	Kultúrerdő	NV	NR	C
Kétvölgy 94I	Alsó-Őrség	0,27	B	TVFLN	PGBE	60	100	V	ÉNY	Hegy-, domb-, buckaoldal	5	10	250	350	Erdeifenyves	Természetszerű erdő	FV	R	C
Gyöngyösoroszi 24D	Mátra	1,04	GYT	TVFLN	BFÖLD	60	100	V	K	Hegy-, domb-, buckaoldal	2,5	5	350	450	Vörös fenyves	Kultúrerdő	NV	R	C
Szalafő 17A	Alsó-Őrség	7,54	GYT	TVFLN	PGBE	60	100	V	D	Hegy-, domb-, buckaoldal	5	10	250	350	Egyéb lomb egyes-erdeifenyves	Természetszerű erdő	V	R	C
Gönyű 18G	Győr-Tatai-teraszvidék	6,31	ESZTY	TVFLN	HH	40	60	H	NÁS	Sík (lapály)	0	0	0	150	Fenyő egyes-erdeifenyves	Kultúrerdő	V	R	C
Gyöngyössolymos 33I	Mátra	3,73	B	SZIV	PGBE	60	100	V	D	Hegy-, domb-, buckaoldal	5	10	550	650	Egyéb lomb egyes-lucfenyves	Kultúrerdő	V	R	C
Dunaszentmiklós 1C	Gerecse	4,76	GYT	TVFLN	BFÖLD	40	60	V	ÉNY	Hegy-, domb-, buckaoldal	2,5	5	250	350	Feketefenyves-cseres	Átmeneti erdő	NV	R	C
Dunaalmás 36C	Gerecse	1,6	KTT	TVFLN	RE	40	60	H	VÁ	Változó	10	15	150	250	Egyéb lomb egyes-cseres	Származék erdő	V	NR	C
Pusztavám 31A	Vértes	2,88	GYT	ÁLLV	RBE	40	60	H	VÁ	Árok, vízmosás, szurdok, vápa	VÁ	VÁ	250	350	Egyes-mézgás égeres	Származék erdő	V	R	C
Bodony 5D	Mátra	9,19	GYT	TVFLN	ABE	60	100	V	K	Hegy, domb-, buckaoldal	2,5	5	350	450	Bükkös-gyertyános-kocsánytalan tölgyes	Természetszerű erdő	NV	R	C
Pusztavacs 38B	Duna-Tisza közti hátság	12,24	ESZTY	TVFLN	HH	60	90	H	VÁ	Változó	2,5	5	0	150	Kocsányos tölgyes	Származék erdő	NV	NR	C

Az egyes változók értékeinek rövidítései: **Klíma:** KTT: Kocsánytalan tölgyes, ill. cseres klíma; ESZTY: Erdőssztyepp klíma; B: Bükkös klíma, GYT: Gyertyános tölgyes klíma. **Hidrológia:** TVFLN: Többletvízhatástól független; SZIV: Szivárgóvízű; ÁLLV: Állandó vízhatású. **Genetikai talajtípus:** RBE: Rozsdabarna erdőtalaj; BE: Barna erdőtalaj (főcsoport); FV: Földes vázta; SZV: Sziklás, köves vázta; VAZ: Vázta (főcsoport); RE: Rendzina talaj; KHT: Közethatású (sötét színű) erdőtalaj (főcsoport); PGBE: Pseudoglejes barna erdőtalaj; BFÖLD: Barna föld (Ramann-féle barna erdőtalaj); HH: Humuszos homok; RBE: Rozsdabarna erdőtalaj; ABE: Agyagbemosódásos barna erdőtalaj. **Fizikai talajféleség:** H: Homok; V: Vályog; TŐ: Törmelék. **Fekvés:** Égtajnak megfelelően; NÁS: Nem ártéri sík; VA: Változó. **Védettség:** V: Védett természeti terület; NV: Nem védett terület; FV: Fokozottan védett természeti terület. **Natura2000:** R: Része a hálózatnak; NR: Nem része a hálózatnak. **Vizsgált csoportok:** Á: Általános mikológiai felvételezés; C: *Chroogomphus* nemzetség mintavételezési helyszín. Az 'NA'-val jelölt cellákban nem történt az adatok eléréséhez szükséges adatszolgáltatási kérelem az NFK felé.

M7. A VIZSGÁLT ÉS MEGHATÁROZOTT BAZÍDIUMOS GOMBÁK LISTÁJA

A jelen tanulmány során gyűjtött és meghatározott bazídiumos nagygombák fajlistája alfabetikus sorrendben olvasható. A tudományos név után az adott taxon aktuális rendszertani besorolása (család és rend); a szubsztrátum\gazdanövény\környezet; a gyűjtési helyszín GPS (WGS 84) koordinátái; a gyűjtési helynek megfelelő (Országos Erdőállomány Adattárban nyilvántartott) erdőrészlet; a gyűjtés dátuma; a gyűjtő (leg.) és határozó (det.) személye; valamint a fungáriumi minta adatai következnek.

1. *Agaricus arvensis* Schaeff. (*Agaricaceae* Chevall.; *Agaricales* Underw.) – Feketefenyves (Pinetum nigrae cultum) széle, talajról; GPS: 47,42788333; 18,97278333; Budapest_XXII. (9522) 1/A; 2022.10.18.; leg. Palla B.; det. Palla B., Radnóti Á.; fung.: BPalla22101814.

2. *Agaricus xanthoderma* Genev. (*Agaricaceae* Chevall.; *Agaricales* Underw.) – Telepített feketefenyves (Pinetum nigrae cultum) széle, talajról; GPS: 47,42743333; 18,97328333; Budapest_XXII. (9522) 1/A; 2022.10.18.; leg. Palla B.; det. Palla B., Radnóti Á.; fung.: BPalla22101815.

3. *Amanita pantherina* (DC.) Krombh. (*Amanitaceae* E.-J. Gilbert; *Agaricales* Underw.) – Homoki erdeifenyves (Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris); GPS: 47,35298333; 17,77051667; Fenyőfő (3175) 19/A; 2022.10.17.; leg. Dima B., Palla B., Papp V.; det. Dima B., Papp V.; fung.: DBPVPB2210173.

4. *Amaropostia stiptica* (Pers.) B.K. Cui, L.L. Shen & Y.C. Dai (*Postiaceae* B.K. Cui, Shun Liu & Y.C. Dai; *Polyporales* Gäum.) – Homoki erdeifenyves (Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris), *Pinus sylvestris*-en; GPS: 47,3553; 17,77545; Fenyőfő (3175) 19/A; 2019.06.08.; leg. Palla B., Papp V.; det. Palla B., Papp V.; fung.: BPalla1906085.

5. *Atheniella flavoalba* (Fr.) Redhead (*Marasmiaceae* Roze ex Kühner; *Agaricales* Underw.) – Telepített feketefenyves véderdő, lombos újulattal (Silva mixta: *Pinus nigra*, *Fraxinus*), avar között; GPS: 47,42266667; 18,99186667; Budapest_XXII. (9522) 3/B; 2022.10.12.; leg. Palla B.; det. Radnóti Á.; fung.: BPalla22101210.

6. *Auriscalpium vulgare* Gray (*Auriscalpiaceae* Maas Geest.; *Russulales* Kreisel ex P. M. Kirk, P. F. Cannon & J. C. David) – Telepített feketefenyves-erdeifenyves, lombos újulattal (Silva mixta: *Pinus nigra*, *Pinus sylvestris*, *Fraxinus*), eltemetett tobozról; GPS: 47,42096667; 18,9861; Budapest_XXII. (9522) 3/A; 2022.10.14.; leg. Palla B.; det. Palla B.; fung.: BPalla2210147.

7. *Chalciporus cf. piperatus* (Bull.) Bataille (*Boletaceae* Chevall.; *Boletales* E.-J. Gilbert) – Lombelegyes feketefenyves (Silva mixta: *Pinus nigra*, *Fraxinus*, *Quercus*, *Prunus*); GPS: 47,47913333; 18,93138333; Budakeszi (5557) 91/J; 2022.10.20.; leg. Palla B.; det. Radnóti Á.; fung.: BPalla2210202.

8. *Chroogomphus helveticus* (Singer) M.M. Moser (*Gomphidiaceae* Maire ex Jülich; *Boletales* E.-J. Gilbert) – *Picea abies*, *Pinus strobus* alól; GPS: 47,893169; 19,954777; Gyöngyössolymos (4109) 33/I; 2006.09.12.; leg. Dima B., Albert L.; det. Dima B., Albert L.; fung.: AL 06/11 és DB2451. – *Picea abies* alól elegyes bükkös állományban; GPS: 47,933859; 19,9574; Bodony (4049) 5/D; 2015.10.15.; leg. Albert L.; det. Albert L.; fung.: AL 15/166.

9. **Chroogomphus mediterraneus* (Finschow) Vila, Pérez-De-Greg. & G. Mir (*Gomphidiaceae* Maire ex Jülich; *Boletales* E.-J. Gilbert) – Telepített erdeifenyves, homokon (Pinetum sylvestris cultum); GPS: 47,71878; 17,845969; Gönyű (3018) 18/G; 2021.11.07.; leg. Nagy A., Dima B.; det. Dima B.; fung.: DB-2021-11-07. – Telepített fenyves (Pinetum cultum; *Pinus nigra*, *Pinus sylvestris*); GPS: 47,715728; 18,331661; Dunaalmás (4545) 36/CE4 erdőrészllettől NY-ra; 2022.11.19.; leg. Vrba Gy.; det. Dima B.; fung.: VGy2022-11-19-1, VGy2022-11-19-2, VGy2022-11-19-3. – Telepített feketefenyves (Pinetum nigrae cultum); GPS: 47,41756667; 18,85473333; Érd (5559) 32/B erdőrészllettől NY-ra; 2022.10.21.; leg. Palla B.; det. Palla B.; fung.: BPalla2210214. – Lombelegyes erdeifenyves (Silva mixta: *Pinus sylvestris*, *Acer*, *Quercus*, *Robinia*); GPS: 47,42588333; 18,81791667; Sósút (5566) 4/F; 2022.10.21.; leg. Palla B.; det. Palla B.; fung.: BPalla22102116. – Savanyú talajú lombelegyes erdeifenyves; GPS: 46,864947; 16,307959; Szalafő (8225) 17/A; 2022.10.08.; leg. Albert L., Dima B.; det. Albert L., Dima B.; fung.: DB-2022-10-08-1. – Órségi lombelegyes erdeifenyves; 2020.09.25.; leg. Radnóti Á.; det. Dima B.; fung.: DB-2020-09-25-1.

10. *Chroogomphus rutilus* (Schaeff.) O.K. Mill. (*Gomphidiaceae* Maire ex Jülich; *Boletales* E.-J. Gilbert) – Telepített kiskunsági erdeifenyves, homokon (Pinetum sylvestris cultum); 2022.10.13; leg. Anonym; det. Dima B., Sárközi I.; fung.: DB-2022-10-13-1. – Telepített fenyves (Pinetum cultum), *Pinus nigra* alól; GPS: 47,42506667; 18,9742; Budapest_XXII. (9522) 1/B erdőrészllettől É-ra; 2022.10.18; leg. Palla B.; det. Palla B.; fung.: BPalla2210185–BPalla2210188. – Cseres-erdeifenyves közelében, Csuka-tónál, *Pinus nigra* és *Pinus sylvestris* alól; GPS: 47,402254; 18,261686; Pusztavám (2591) 31/A; 2018.09.25; leg. Vrba Gy.; det. Dima B.; fung.: VGy2018-09-25. – Homoki erdeifenyves (*Festuco vaginatae*-Pinetum sylvestris); GPS: 47,35298333; 17,77051667; Fenyőfő (3175) 19/A; 2022.10.17.; leg. Dima B., Palla B., Papp V.; det. Palla B.; fung.: DBPVPB2210175. – Homoki erdeifenyves (*Festuco vaginatae*-Pinetum

sylvestris); GPS: 47.35478333; 17.7756; Fenyőfő (3175) 19/C; 2022.10.17.; leg. Dima B.; det. Palla B.; fung.: DBPVPB22101711. – Erdeifenyő ültetvény (*Pinetum sylvestris cultum*), savanyú talajon; GPS: 47,854099; 19,872127; Gyöngyösoroszi (4112) 24/D; 2002.10.01.; leg. Dima B.; det. Dima B.; fung.: DB087. – Feketefenyves-cseres (*Silva mixta: Pinus nigra, Quercus cerris*); GPS: 47,706241; 18,397472; Dunaszentmiklós (4510) 1/C; 2022.11.12.; leg. Vrba Gy.; det. Dima B.; fung.: VGy-2022-11-12. – Telepített feketefenyves (*Pinetum nigrae cultum*); GPS: 47,41756667; 18,85473333; Érd (5559) 32/B erdőrésztől NY-ra; 2022.10.21.; leg. Palla B.; det. Palla B.; fung.: BPalla2210211, BPalla2210212. – Telepített feketefenyves (*Pinetum nigrae cultum*); GPS: 47,41756667; 18,85503333; Érd (5559) 32/B; 2022.10.21.; leg. Palla B.; det. Palla B.; fung.: BPalla2210217. – Telepített feketefenyves (*Pinetum nigrae cultum*); GPS: 47,41746667; 18,85548333; Érd (5559) 32/B; 2022.10.21.; leg. Palla B.; det. Palla B.; fung.: BPalla2210218-BPalla22102111. – Telepített feketefenyves (*Pinetum nigrae cultum*) közelében (38/A); GPS: 47,156081; 19,493329; Pusztavacs (5595) 38/B; 2019.10.19.; leg. Albert L.; det. Dima B.; fung.: AL 19/172. – Nedűgombás rét és fiatal erdeifenyves peremén; GPS: 46,886099; 16,224724; Kétvölgy (8200) 94/I-től D-re; 2002.10.05.; leg. Dima B.; det. Dima B.; fung.: DB104. – Lombelegyes erdeifenyves; GPS: 46,864621; 16,309022; Szalafő (8225) 17/A; 2019.09.28.; leg. Albert L.; det. Albert L., Dima B.; fung.: AL 19/144. – Telepített feketefenyves (*Pinetum nigrae cultum*); GPS: 47,20281667; 18,12146667; Várpalota (8509) 85/B; 2022.10.28.; leg. Palla B.; det. Palla B.; fung.: BPalla2210282. – Fiatal telepített feketefenyves (*Pinetum nigrae cultum*); GPS: 47,152169; 17,948074; Veszprém-Gyulafirátót (8511) 90/B; 2018.07.13.; leg. Mérő E.; det. Dima B.; fung.: DB-2018-07-13.

11. **Chroogomphus subfulmineus* Niskanen, Loizides, Scambler & Liimat. (*Gomphidiaceae* Maire ex Jülich; *Boletales* E.-J. Gilbert) – Őrségi lombelegyes erdeifenyves; 2020.09.25.; leg. Radnóti Á.; det. Dima B.; fung.: DB-2020-09-25-5.

12. *Cinereomyces lindbladii* (Berk.) Jülich (*Gelatoporiaceae* Miettinen, Justo & Hibbett; *Polyporales* Gäum.) – Homoki erdeifenyves (*Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris*), holt *Pinus* ágon; GPS: 47,35558333; 17,7759; Fenyőfő (3175) 19/A; 2018.11.03.; leg. Palla B., Papp V.; det. Palla B., Papp V.; fung.: VPapp18110312. – Homoki erdeifenyves (*Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris*), *Pinus* ágon; GPS: 47,35555; 17,77611667; Fenyőfő (3175) 19/A; 2019.11.15.; leg. Palla B., Papp V.; det. Palla B., Papp V.; fung.: BPalla1911159. – Lápért Pusztavám közelében, *Pinus sylvestris* törzsön; leg. Koszka A., det. Palla B.; fung.: AKoszka2203151.

13. *Collybia sordida* (Schumach.) Z.M. He & Zhu L. Yang (*Clitocybaceae* Vizzini, Consiglio & M. Marchetti; *Agaricales* Underw) – Telepített feketefenyves véderdő, lombos újulattal (*Silva*

mixta: *Pinus nigra*, *Fraxinus*), talajról; GPS: 47,42271667; 18,99171667; Budapest_XXII. (9522) 3/B; 2022.10.12.; leg. Palla B.; det. Palla B., Radnóti Á.; fung.: BPalla2210121. – Telepített feketefenyves véderdő, lombos újulattal (Silva mixta: *Pinus nigra*, *Fraxinus*), talajról; GPS: 47,42131667; 18,98813333; Budapest_XXII. (9522) 3/B; 2022.10.13.; leg. Palla B.; det. Palla B., Radnóti Á.; fung.: BPalla2210131. – Telepített feketefenyves-erdeifenyves, lombos újulattal (Silva mixta: *Pinus nigra*, *Pinus sylvestris*, *Fraxinus*), talajról; GPS: 47,42085; 18,98621667; Budapest_XXII. (9522) 3/A; 2022.10.14.; leg. Palla B.; det. Palla B., Radnóti Á.; fung.: BPalla2210146. – Telepített feketefenyves-erdeifenyves, lombos újulattal (Silva mixta: *Pinus nigra*, *Pinus sylvestris*, *Fraxinus*), talajról; GPS: 47,42078333; 18,9859; Budapest_XXII. (9522) 3/A; 2022.10.14.; leg. Palla B.; det. Palla B., Radnóti Á.; fung.: BPalla22101410.

14. *Coniophora arida* (Fr.) P. Karst. (*Coniophoraceae* Ulbr.; *Boletales* E.-J. Gilbert) – Telepített feketefenyves-erdeifenyves, lombos újulattal (Silva mixta: *Pinus nigra*, *Pinus sylvestris*, *Fraxinus*, *Celtis*, *Prunus*), korhadó *Pinus* ágon; GPS: 47,42063333; 18,98591667; Budapest_XXII. (9522) 3/A; 2022.10.12.; leg. Palla B.; det. Palla B.; fung.: BPalla22101212.

15. *Coniophora olivacea* (Fr.) P. Karst. (*Coniophoraceae* Ulbr.; *Boletales* E.-J. Gilbert) – Homoki erdeifenyves (*Festuco vaginatae*-*Pinetum sylvestris*), holt *Pinus sylvestris* ágon; GPS: 47,35631667; 17,77445; Fenyőfő (3175) 19/B; 2019.11.15.; leg. Palla B., Papp V.; det. Palla B., Papp V.; fung.: BPalla19111523.

16. **Dacryobolus karstenii* (Bres.) Oberw. ex Parmasto (*Dacryobolaceae* Jülich; *Polyporales* Gäum.) – Telepített feketefenyves véderdő, lombos újulattal (Silva mixta: *Pinus nigra*, *Fraxinus*), korhadó *Pinus* ágon; GPS: 47,42128333; 18,98838333; Budapest_XXII. (9522) 3/B; 2022.10.14.; leg. Palla B.; det. Palla B.; fung.: BPalla2210142. – Telepített feketefenyves véderdő, lombos újulattal (Silva mixta: *Pinus nigra*, *Fraxinus*), korhadó *Pinus* ágon; GPS: 47,42128333; 18,98838333; Budapest_XXII. (9522) 3/B; 2022.10.14.; leg. Palla B.; det. Palla B.; fung.: BPalla2210143.

17. *Daedaleopsis confragosa* (Bolton) J. Schröt. (*Polyporaceae* Corda.; *Polyporales* Gäum.) – Telepített feketefenyves (*Pinetum nigrae cultum*), holt *Pinus nigra* ágon; GPS: 47,20626667; 18,10333333; Várpalota (8509) 102/D; 2022.10.28.; leg. Palla B.; det. Palla B.; fung.: BPalla2210288.

18. *Dichomitus squalens* (P. Karst.) D.A. Reid (*Polyporaceae* Corda.; *Polyporales* Gäum.) – Homoki erdeifenyves (*Festuco vaginatae*-*Pinetum sylvestris*), holt *Pinus sylvestris*-en; GPS: 47,35405; 17,77273333; Fenyőfő (3175) 19/A; 2018.11.03.; leg. Palla B., Papp V.; det. Palla B.,

Papp V.; fung.: VPapp1811032. – Homoki erdeifenyves (Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris), holt *Pinus sylvestris*-en; GPS: 47,35536667; 17,77588333; Fenyőfő (3175) 19/C; 2018.11.03.; leg. Palla B., Papp V.; det. Palla B., Papp V.; fung.: VPapp18110313. – Homoki erdeifenyves (Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris), holt *Pinus sylvestris*-en; Fenyőfő (3175) 19/C; 2018.11.03.; leg. Palla B., Papp V.; det. Palla B., Papp V.; fung.: VPapp18110320. – Homoki erdeifenyves (Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris), holt *Pinus sylvestris*-en; GPS: 47,3545; 17,76575; Fenyőfő (3175) 19/F; 2019.06.08.; leg. Palla B., Papp V.; det. Palla B., Papp V.; fung.: BPalla1906081. – Homoki erdeifenyves (Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris), holt *Pinus sylvestris*-en; GPS: 47,355; 17,76631667; Fenyőfő (3175) 19/A; 2019.06.08.; leg. Palla B., Papp V.; det. Palla B., Papp V.; fung.: BPalla1906082. – Homoki erdeifenyves (Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris), holt *Pinus sylvestris*-en; GPS: 45,945; 47,3545; Fenyőfő (3175) 19/F; 2019.06.08.; leg. Palla B., Papp V.; det. Palla B., Papp V.; fung.: BPalla1906083. – Homoki erdeifenyves (Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris), holt *Pinus sylvestris*-en; GPS: 47,3541; 17,76841667; Fenyőfő (3175) 19/A; 2019.11.15.; leg. Palla B., Papp V.; det. Palla B., Papp V.; fung.: BPalla1911158. – Homoki erdeifenyves (Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris), holt *Pinus sylvestris*-en; GPS: 47,3568; 17,77256667; Fenyőfő (3175) 19/A; 2019.11.15.; leg. Palla B., Papp V.; det. Palla B., Papp V.; fung.: BPalla19111515.

19. *Fibroporia pseudorennyi (Spirin) Spirin (*Fibroporiaceae* Audet; *Polyporales* Gäum.) – Homoki erdeifenyves (Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris), korhadat, öreg *Pinus sylvestris*-ben; Fenyőfő (3175) 19/A; 2018.10.14.; leg. Palla B., Papp V.; det. Palla B.; fung.: VPapp1810142.

20. Fomitopsis pinicola (Sw.) P. Karst. (*Fomitopsidaceae* Jülich; *Polyporales* Gäum.) – Homoki erdeifenyves (Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris), korhadat, öreg *Pinus sylvestris*-ben; GPS: 47,35636667; 17,77358333; Fenyőfő (3175) 19/A; 2019.11.15.; leg. Palla B., Papp V.; det. Papp V.; fung.: BPalla19111518.

21. Fomitopsis ramentacea (Berk. & Broome) Spirin & Vlasák (*Fomitopsidaceae* Jülich; *Polyporales* Gäum.) – Telepített feketefenyves-erdeifenyves, lombos újulattal (*Silva mixta*: *Pinus nigra*, *Pinus sylvestris*, *Fraxinus*), holt *Pinus* ágon; GPS: 47,42121667; 18,98623333; Budapest_XXII. (9522) 3/A; 2022.10.14.; leg. Palla B.; det. Palla B.; fung.: BPalla22101412.

22. Fuscoporia cf. torulosa (Pers.) T. Wagner & M. Fisch. (*Hymenochaetaceae* Donk; *Hymenochaetales* Oberw.) – Homoki erdeifenyves (Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris), korhadat *Pinus sylvestris* faanyag aljáról; Fenyőfő (3175) 19/A; 2018.10.14.; leg. Palla B., Papp V.; det. Palla B.; fung.: VPapp1810143.

23. *Fuscopostia leucomallella* (Murrill) B.K. Cui, L.L. Shen & Y.C. Dai (*Postiaceae* B.K. Cui, Shun Liu & Y.C. Dai; *Polyporales* Gäum.) – Telepített feketefenyves véderdő, lombos újulattal (Silva mixta: *Pinus nigra*, *Acer campestre*, *Fraxinus*, *Tilia*), holt *Pinus* ágon; GPS: 47,42123333; 18,98848333; Budapest_XXII. (9522) 3/B; 2022.10.13.; leg. Palla B.; det. Palla B.; fung.: BPalla22101318. – Telepített fenyves, lombos újulattal (Silva mixta: *Pinus nigra*, *Pinus sylvestris*, *Fraxinus*), kidőlt *Pinus* törzsön; GPS: 47,4246; 18,97386667; Budapest_XXII. (9522) 1/B; 2022.10.18.; leg. Palla B.; det. Palla B.; fung.: BPalla22101810.
24. *Galerina marginata* (Batsch) Kühner (*Hymenogastraceae* Vittad.; *Agaricales* Underw.) – Telepített feketefenyves véderdő, lombos újulattal (Silva mixta: *Pinus nigra*, *Fraxinus*), korhadó *Pinus* ágon; GPS: 47,42271667; 18,99171667; Budapest_XXII. (9522) 3/B; 2022.10.12.; leg. Palla B.; det. Palla B., Radnóti Á.; fung.: BPalla2210122. – Telepített feketefenyves véderdő, lombos újulattal (Silva mixta: *Pinus nigra*, *Fraxinus*), korhadó *Pinus nigra* ágon; GPS: 47,42125; 18,98825; Budapest_XXII. (9522) 3/B; 2022.10.13.; leg. Palla B.; det. Palla B., Radnóti Á.; fung.: BPalla2210139. – Telepített feketefenyves véderdő, lombos újulattal (Silva mixta: *Pinus nigra*, *Fraxinus*), tűlevelek között; GPS: 47,42131667; 18,98828333; Budapest_XXII. (9522) 3/B; 2022.10.13.; leg. Palla B.; det. Palla B., Radnóti Á.; fung.: BPalla22101316.
25. *Gymnopilus penetrans* (Fr.) Murrill (*Hymenogastraceae* Vittad.; *Agaricales* Underw.) – Telepített feketefenyves-erdeifenyves, lombos újulattal (Silva mixta: *Pinus nigra*, *Pinus sylvestris*, *Fraxinus*), eltemetett holt faanyag; GPS: 47,42158333; 18,98673333; Budapest_XXII. (9522) 3/A; 2022.10.14.; leg. Palla B.; det. Palla B., Radnóti Á.; fung.: BPalla22101416. – Lombelegyes feketefenyves (Silva mixta: *Pinus nigra*, *Fraxinus*, *Quercus*, *Prunus*), korhadó *Pinus* ágon; GPS: 47,47913333; 18,93138333; Budakeszi (5557) 91/J; 2022.10.20.; leg. Palla B.; det. Palla B., Radnóti Á.; fung.: BPalla2210201.
26. *Gymnopus dryophilus* (Bull.) Murrill (*Omphalotaceae* Bresinsky; *Agaricales* Underw.) – Telepített feketefenyves (Pinetum nigrae cultum), talajról; GPS: 47,20626667; 18,10333333; Várpalota (8509) 102/D; 2022.10.28.; leg. Palla B.; det. Palla B., Radnóti Á.; fung.: BPalla2210289.
27. *Hebeloma sinapizans* (Paulet) Gillet (*Hymenogastraceae* Vittad.; *Agaricales* Underw.) – Telepített fenyves (Pinetum cultum) széléről, *Pinus* újulat alatt; GPS: 47,42473333; 18,97721667; Budapest_XXII. (9522) 1/C; 2022.10.18.; leg. Palla B.; det. Palla B., Radnóti Á.; fung.: BPalla2210181. – Telepített feketefenyves (Pinetum nigrae cultum), *Pinus nigra* újulat alatt; GPS: 47,2005; 18,10945; Várpalota (8509) 101/B; 2022.10.28.; leg. Palla B.; det. Palla B., Radnóti Á.; fung.: BPalla2210287.

- 28.** *Heterobasidion annosum* (Fr.) Bref. (*Bondarzewiaceae* Kotl. & Pouzar; *Russulales* Kreisel ex P. M. Kirk, P. F. Cannon & J. C. David) – Homoki erdefenyves (*Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris*), élő *Pinus sylvestris* tövében; GPS: 47,35536667; 17,77588333; Fenyőfő (3175) 19/C; 2018.11.03.; leg. Palla B., Papp V.; det. Papp V.; fung.: VPapp18110315.
- 29.** *Hirschioporus fuscoviolaceus* (Ehrenb.) Donk (*Hirschioporaceae* Y.C. Dai, Yuan Yuan & Meng Zhou; *Hymenochaetales* Oberw.) – Homoki erdefenyves (*Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris*), kidölt, holt *Pinus sylvestris*-en; GPS: 47,35536667; 17,77588333; Fenyőfő (3175) 19/C; 2018.11.03.; leg. Palla B., Papp V.; det. Papp V.; fung.: VPapp18110318.
- 30.** *Hydnomerulius pinastri* (Fr.) Jarosch & Besl (*Paxillaceae* Lotsy; *Boletales* E.-J. Gilbert) – Homoki erdefenyves (*Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris*), holt *Pinus sylvestris*-en; GPS: 47,35648333; 17,77308333; Fenyőfő (3175) 19/A; 2019.11.15.; leg. Palla B., Papp V.; det. Palla B., Papp V.; fung.: BPalla19111512.
- 31.** *Hygrophoropsis aurantiaca* (Wulfen) Maire (*Hygrophoropsidaceae* Kühner; *Boletales* E.-J. Gilbert) – Lombelegyes erdefenyves (*Silva mixta: Pinus sylvestris, Acer, Quercus, Robinia*), korhadt *Pinus sylvestris* törzsről; GPS: 47,42588333; 18,81791667; Sóskút (5566) 4/F; 2022.10.21.; leg. Palla B.; det. Palla B., Radnóti Á.; fung.: BPalla22102114.
- 32.** **Irpicodon pendulus* (Alb. & Schwein.) Pouzar (*Amylocorticiaceae* Jülich; *Amylocorticiales* K. H. Larss., Manfr. Binder & Hibbett) – Homoki erdefenyves (*Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris*), holt *Pinus sylvestris*-en; GPS: 47,35493333; 17,76795; Fenyőfő (3175) 19/A; 2019.06.08.; leg. Palla B., Papp V.; det. Papp V.; fung.: BPalla1906084. – Homoki erdefenyves (*Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris*), holt *Pinus sylvestris*-en; GPS: 47,35648333; 17,77308333; Fenyőfő (3175) 19/A; 2019.11.15.; leg. Palla B., Papp V.; det. Papp V.; fung.: BPalla19111524. – Homoki erdefenyves (*Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris*), holt *Pinus sylvestris*-en; GPS: 47,35535; 17,7756; Fenyőfő (3175) 19/A; 2019.11.15.; leg. Palla B., Papp V.; det. Papp V.; fung.: BPalla19111525. – Homoki erdefenyves (*Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris*), holt *Pinus sylvestris*-en; GPS: 47,35576667; 17,77461667; Fenyőfő (3175) 19/A; 2019.11.15.; leg. Palla B., Papp V.; det. Papp V.; fung.: BPalla19111526. – Homoki erdefenyves (*Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris*), holt *Pinus sylvestris*-en; GPS: 47,35631667; 17,77455; Fenyőfő (3175) 19/B; 2019.11.15.; leg. Palla B., Papp V.; det. Papp V.; fung.: BPalla19111527. – Homoki erdefenyves (*Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris*), holt *Pinus sylvestris*-en; GPS: 47,35581667; 17,77458333; Fenyőfő (3175) 19/A; 2020.10.29.; leg. Palla B., Papp V.; det. Palla B., Papp V.; fung.: BPalla20102912. – Homoki erdefenyves (*Festuco vaginatae-Pinetum*

sylvestris), holt *Pinus sylvestris*-en; GPS: 47,35646667; 17,7745; Fenyőfő (3175) 19/B; 2020.10.29.; leg. Palla B., Papp V.; det. Palla B., Papp V.; fung.: BPalla20102914.

33. *Lactarius deliciosus* (L.) Gray (*Russulaceae* Lotsy; *Russulales* Kreisel ex P. M. Kirk, P. F. Cannon & J. C. David) – Homoki erdeifenyves (*Festuco vaginatae*-*Pinetum sylvestris*); GPS: 47,35426667; 17,77468333; Fenyőfő (3175) 19/C; 2022.10.17.; leg. Dima B., Palla B., Papp V.; det. Dima B., Papp V.; fung.: DBPVPB2210179.

34. *Lactarius semisanguifluus* R. Heim & Leclair (*Russulaceae* Lotsy; *Russulales* Kreisel ex P. M. Kirk, P. F. Cannon & J. C. David) – Telepített fenyves, lombos újulattal (*Silva mixta*: *Pinus nigra*, *Pinus sylvestris*, *Prunus*, *Acer*), *Pinus sylvestris* alól; GPS: 47,42368333; 18,97358333; Budapest_XXII. (9522) 1/B; 2022.10.18.; leg. Palla B.; det. Palla B., Radnóti Á.; fung.: BPalla22101813.

35. *Lepiota aspera* (Pers.) Qué. (*Agaricaceae* Chevall.; *Agaricales* Underw.) – Lombelegyes erdeifenyves (*Silva mixta*: *Pinus sylvestris*, *Acer*, *Quercus*, *Robinia*), korhadt *Pinus sylvestris* ág mellől, talajról; GPS: 47,42588333; 18,81791667; Sóskút (5566) 4/F; 2022.10.21.; leg. Palla B.; det. Palla B., Radnóti Á.; fung.: BPalla22102115.

36. *Lepiota oreadiformis* Velen. sensu lato (*Agaricaceae* Chevall.; *Agaricales* Underw.) – Homoki erdeifenyves (*Festuco vaginatae*-*Pinetum sylvestris*), talajról; GPS: 47,35298333; 17,77051667; Fenyőfő (3175) 19/A; 2022.10.17.; leg. Dima B., Palla B., Papp V.; det. Dima B., Papp V.; fung.: DBPVPB2210171.

37. *Leptoporus mollis* (Pers.) Qué. (*Irpicaceae* Spirin & Zmitr.; *Polyporales* Gäum.) – Ismeretlen, *Pinus*-ról; leg. Anonym; det. Palla B.; fung.: BPalla2303311.

38. *Leucogyrophana mollusca* (Fr.) Pouzar (*Hygrophoropsidaceae* Kühner; *Boletales* E.-J. Gilbert) – Homoki erdeifenyves (*Festuco vaginatae*-*Pinetum sylvestris*), holt faanyagon; GPS: 47,35636667; 17,77425; Fenyőfő (3175) 19/B; 2019.11.15.; leg. Palla B., Papp V.; det. Palla B., Papp V.; fung.: BPalla19111514.

39. **Melanoleuca luteosperma* (Britzelm.) Singer (*Melanoleucaceae* Locq. ex Vizzini, Consiglio & P. Alvarado; *Agaricales* Underw.) – Telepített feketefenyves-erdeifenyves, lombos újulattal (*Silva mixta*: *Pinus nigra*, *Pinus sylvestris*, *Fraxinus*), talajról; GPS: 47,42085; 18,98621667; Budapest_XXII. (9522) 3/A; 2022.10.14.; leg. Palla B.; det. Palla B.; fung.: BPalla2210145.

40. *Meruliopsis taxicola* (Pers.) Bondartsev (*Irpicaceae* Spirin & Zmitr.; *Polyporales* Gäum.) – Homoki erdeifenyves (*Festuco vaginatae*-*Pinetum sylvestris*), holt *Pinus sylvestris*-en; GPS: 47,35631667; 17,77455; Fenyőfő (3175) 19/B; 2019.11.15.; leg. Palla B., Papp V.; det. Papp V.; fung.: BPalla19111517.
41. *Mycena cf. leptcephala* (Pers.) Gillet (*Mycenaceae* Overeem; *Agaricales* Underw.) – Telepített feketefenyves véderdő, lombos újulattal (*Silva mixta: Pinus nigra, Fraxinus*), fenyőtű között; GPS: 47,42126667; 18,9881; Budapest_XXII. (9522) 3/B; 2022.10.13.; leg. Palla B.; det. Palla B., Radnóti Á.; fung.: BPalla2210137.
42. *Mycena filopes* (Bull.) P. Kumm (*Mycenaceae* Overeem; *Agaricales* Underw.) – Telepített feketefenyves véderdő, lombos újulattal (*Silva mixta: Pinus nigra, Fraxinus*), fenyőtű között; GPS: 47,42271667; 18,99171667; Budapest_XXII. (9522) 3/B; 2022.10.12.; leg. Palla B.; det. Palla B., Radnóti Á.; fung.: BPalla2210125.
43. *Mycena galericulata* (Scop.) Gray (*Mycenaceae* Overeem; *Agaricales* Underw.) – Telepített feketefenyves-erdeifenyves, lombos újulattal (*Silva mixta: Pinus nigra, Pinus sylvestris, Fraxinus, Celtis, Prunus*), korhadt *Pinus* ágon; GPS: 47,42063333; 18,98591667; Budapest_XXII. (9522) 3/A; 2022.10.12.; leg. Palla B.; det. Palla B., Radnóti Á.; fung.: BPalla22101211. – Telepített feketefenyves véderdő, lombos újulattal (*Silva mixta: Pinus nigra, Fraxinus*), eltemetett faanyag; GPS: 47,42125; 18,98825; Budapest_XXII. (9522) 3/B; 2022.10.13.; leg. Palla B.; det. Palla B., Radnóti Á.; fung.: BPalla22101310.
44. *Mycena purpureofusca* (Peck) Sacc. (*Mycenaceae* Overeem; *Agaricales* Underw.) – Telepített feketefenyves véderdő, lombos újulattal (*Silva mixta: Pinus nigra, Fraxinus*), holt *Pinus* ágon; GPS: 47,42131667; 18,98828333; Budapest_XXII. (9522) 3/B; 2022.10.13.; leg. Palla B.; det. Palla B., Radnóti Á.; fung.: BPalla22101314.
45. **Onnia triquetra* (Pers.) Imazeki (*Hymenochaetaceae* Donk; *Hymenochaetales* Oberw.) – Zala megye, Szilvagy település közelében, *Pinus sylvestris* törzsön; 1959.01.22.; leg. Haracsi L.; det. Papp V.; fung.: Z. Igmándy 1131. – Komárom-Esztergom megye, Búbánat-völgy, *Pinus nigra* törzsön; 2016.09.10.; leg. Borsiczki I.; det. Papp V.; fung.: Borsicki 100916.
46. **Phaeoclavulina carovinacea* Franchi & M. Marchetti (*Gomphaceae* Donk; *Gomphales* Jülich) – Telepített feketefenyves véderdő, lombos újulattal (*Silva mixta: Pinus nigra, Acer campestre, Tilia, Fraxinus*), holt *Pinus* ág mellett, talajon; GPS: 47,42123333; 18,98848333; Budapest_XXII. (9522) 3/B; 2022.10.13.; leg. Palla B.; det. Palla B.; fung.: BPalla22101319. –

Telepített feketefenyves-erdeifenyves, lombos újulattal (Silva mixta: *Pinus nigra*, *Pinus sylvestris*, *Fraxinus*), tülevelek, avar között, talajról; GPS: 47,42096667; 18,9861; Budapest_XXII. (9522) 3/A; 2022.10.14.; leg. Palla B.; det. Palla B.; fung.: BPalla2210148.

47. *Phaeolus schweinitzii* (Fr.) Pat. (*Laetiporaceae* Jülich; *Polyporales* Gäum.) – Homoki erdeifenyves (*Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris*), holt *Pinus sylvestris* tövében; Fenyőfő (3175) 19/A; 2018.11.03.; leg. Palla B., Papp V.; det. Papp V.; fung.: VPapp1811039. – Homoki erdeifenyves (*Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris*), holt *Pinus sylvestris*-en; GPS: 47,35555; 17,77611667; Fenyőfő (3175) 19/A; 2019.11.15.; leg. Palla B., Papp V.; det. Papp V.; fung.: BPalla19111521.

48. *Phanerochaete sordida* (P. Karst.) J. Erikss. & Ryvarden (*Phanerochaetaceae* Jülich; *Polyporales* Gäum.) – Homoki erdeifenyves (*Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris*), holt faanyagon; Fenyőfő (3175) 19/A; 2018.11.03.; leg. Palla B., Papp V.; det. Palla B.; fung.: VPapp18110310.

49. *Phlebia centrifuga* P. Karst. (*Meruliaceae* Rea; *Polyporales* Gäum.) – Homoki erdeifenyves (*Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris*), kidőlt *Pinus sylvestris* törzsön; GPS: 47,355; 17,77418333; Fenyőfő (3175) 19/A; 2018.11.03.; leg. Palla B., Papp V.; det. Papp V.; fung.: VPapp1811036.

50. *Phlebiopsis gigantea* (Fr.) Jülich (*Phanerochaetaceae* Jülich; *Polyporales* Gäum.) – Homoki erdeifenyves (*Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris*), kidőlt *Pinus sylvestris* törzsön; GPS: 47,355; 17,77418333; Fenyőfő (3175) 19/F; 2019.06.08.; leg. Palla B., Papp V.; det. Palla B., Papp V.; fung.: BPalla19060812.

51. **Phloeomana clavata* (Peck) Redhead (*Porotheleaceae* Murrill; *Agaricales* Underw.) – Telepített feketefenyves-erdeifenyves, lombos újulattal (Silva mixta: *Pinus nigra*, *Pinus sylvestris*, *Fraxinus*), *Pinus* tülevél avaron; GPS: 47,42096667; 18,9861; Budapest_XXII. (9522) 3/A; 2022.10.14.; leg. Palla B.; det. Palla B.; fung.: BPalla2210149.

52. *Plicaturopsis crispa* (Pers.) D.A. Reid (*Amylocorticiaceae* Jülich; *Amylocorticiales* K. H. Larss., Manfr. Binder & Hibbett 2010) – Fekete-tó, Orfalu; 2020.11.08.; leg. Radnóti Á., det. Radnóti Á.; fung.: ARadnoti2011081.

53. *Pluteus atromarginatus* (Konrad) Kühner (*Pluteaceae* Kotl. & Pouzar; *Agaricales* Underw.) – Homoki erdeifenyves (*Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris*), kidőlt *Pinus sylvestris*

tuskón; GPS: 47,35546667; 17,77436667; Fenyőfő (3175) 19/A; 2018.11.03.; leg. Palla B., Papp V.; det. Papp V.; fung.: VPapp1811034.

54. *Porodaedalea pini* (Brot.) Murrill (*Hymenochaetaceae* Donk; *Hymenochaetales* Oberw.) – Homoki erdeifenyves (*Festuco vaginatae*-*Pinetum sylvestris*), *Pinus sylvestris*-en; GPS: 47,35413333; 17,76788333; Fenyőfő (3175) 19/A; 2019.06.08.; leg. Palla B., Papp V.; det. Palla B., Papp V.; fung.: BPalla19060811. – Homoki erdeifenyves (*Festuco vaginatae*-*Pinetum sylvestris*), *Pinus sylvestris*-en; GPS: 47,3567; 17,77111667; Fenyőfő (3175) 19/A; 2019.11.15.; leg. Palla B., Papp V.; det. Palla B., Papp V.; fung.: BPalla1911152.

55. *Ptychogaster albus* Corda (*Postiaceae* B.K. Cui, Shun Liu & Y.C. Dai; *Polyporales* Gäum.) – Homoki erdeifenyves (*Festuco vaginatae*-*Pinetum sylvestris*), fekvő *Pinus sylvestris* rönkön; GPS: 47,35546667; 17,77436667; Fenyőfő (3175) 19/A; 2018.11.03.; leg. Palla B., Papp V.; det. Palla B., Papp V.; fung.: VPapp1811033. – Homoki erdeifenyves (*Festuco vaginatae*-*Pinetum sylvestris*), *Pinus sylvestris*-en; GPS: 47,3555; 17,7745; Fenyőfő (3175) 19/A; 2019.11.15.; leg. Palla B., Papp V.; det. Palla B., Papp V.; fung.: BPalla1911155.

56. *Pycnoporellus fulgens* (Fr.) Donk (*Pycnoporellaceae* Audet; *Polyporales* Gäum.) – Ismeretlen, *Pinus*-ról; leg. Anonym; det. Palla B., Papp V., fung.: VPapp2303311.

57. **Resupinatus striatulus* (Pers.) Murrill (*Resupinataceae* (Singer) Jülich; *Agaricales* Underw.) – Homoki erdeifenyves (*Festuco vaginatae*-*Pinetum sylvestris*), holt *Pinus sylvestris*-en; GPS: 47,35598333; 17,7742; Fenyőfő (3175) 19/A; 2019.11.15.; leg. Palla B., Papp V.; det. Palla B., Papp V.; fung.: BPalla19111511.

58. *Rhodocollybia maculata* (Alb. & Schwein.) Singer (*Omphalotaceae* Bresinsky; *Agaricales* Underw.) – Telepített feketefenyves-erdeifenyves, lombos újulattal (*Silva mixta*: *Pinus nigra*, *Pinus sylvestris*, *Fraxinus*), élő *Pinus sylvestris* mellett, lehullott tülevelek között; GPS: 47,42121667; 18,98613333; Budapest_XXII. (9522) 3/A; 2022.10.14.; leg. Palla B.; det. Palla B.; fung.: BPalla22101413.

59. *Russula caerulea* Fr. (*Russulaceae* Lotsy; *Russulales* Kreisel ex P. M. Kirk) – Homoki erdeifenyves (*Festuco vaginatae*-*Pinetum sylvestris*), talajról; GPS: 47,35298333; 17,77051667; Fenyőfő (3175) 19/A; 2022.10.17.; leg. Dima B., Palla B., Papp V.; det. Dima B.; fung.: DBPVPB2210177.

60. *Russula integra* (L.) Fr. (*Russulaceae* Lotsy; *Russulales* Kreisel ex P. M. Kirk) – Homoki erdeifenyves (*Festuco vaginatae*-*Pinetum sylvestris*), talajról; GPS: 47,35298333; 17,77051667;

Fenyőfő (3175) 19/A; 2022.10.17.; leg. Dima B., Palla B., Papp V.; det. Dima B.; fung.: DBPVPB2210172.

61. *Schizophyllum commune* Fr. (*Schizophyllaceae* Quél.; *Agaricales* Underw.) – Telepített fenyves melletti *Pinus* fák alatt, tobozon; GPS: 47,42531667; 18,97408333; Budapest_XXII. (9522) 1/B erdőrésztől északra; 2022.10.18.; leg. Palla B.; det. Palla B., Radnóti Á.; fung.: BPalla2210184.

62. *Serpula himantioides* (Fr.) P. Karst. (*Serpulaceae* Jarosch & Bresinsky; *Boletales* E.-J. Gilbert) – Homoki erdeifenyves (Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris), *Pinus sylvestris* rönkön; Fenyőfő (3175) 19/A; 2018.10.14.; leg. Palla B., Papp V.; det. Papp V.; fung.: VPapp1810141. – Homoki erdeifenyves (Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris), *Pinus sylvestris*-en; GPS: 47,35558333; 17,7759; Fenyőfő (3175) 19/A; 2018.11.03.; leg. Palla B., Papp V.; det. Papp V.; fung.: VPapp18110311. – Homoki erdeifenyves (Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris), hatalmas, holt *Pinus sylvestris* törzsén; GPS: 47,35536667; 17,77588333; Fenyőfő (3175) 19/C; 2018.11.03.; leg. Palla B., Papp V.; det. Palla B., Papp V.; fung.: VPapp18110314.

63. *Singerocybe phaeophthalma* (Pers.) Harmaja (*Clitocybaceae* Vizzini, Consiglio & M. Marchetti; *Agaricales* Underw.) – Telepített feketefenyves véderdő, lombos újulattal (Silva mixta: *Pinus nigra*, *Fraxinus*), vegyes lomb-és tűlevélavaron; GPS: 47,42266667; 18,99186667; Budapest_XXII. (9522) 3/B; 2022.10.12.; leg. Palla B.; det. Palla B.; fung.: BPalla2210128. – Telepített feketefenyves véderdő, lombos újulattal (Silva mixta: *Pinus nigra*, *Fraxinus*), vegyes lomb-és tűlevélavaron; GPS: 47,42126667; 18,9881; Budapest_XXII. (9522) 3/B; 2022.10.13.; leg. Palla B.; det. Palla B.; fung.: BPalla2210136. – Telepített feketefenyves véderdő, lombos újulattal (Silva mixta: *Pinus nigra*, *Fraxinus*), vegyes lomb-és tűlevélavaron; GPS: 47,42131667; 18,98828333; Budapest_XXII. (9522) 3/B; 2022.10.13.; leg. Palla B.; det. Palla B.; fung.: BPalla22101313.

64. *Skeletocutis amorpha* (Fr.) Kotl. & Pouzar (*Incrustoporiaceae* Jülich; *Polyporales* Gäum.) – Homoki erdeifenyves (Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris), holt *Pinus sylvestris*-en; GPS: 47,3563; 17,77398333; Fenyőfő (3175) 19/B; 2019.11.15.; leg. Palla B., Papp V.; det. Papp V.; fung.: BPalla1911156.

65. **Skeletocutis papyracea* A. David (*Incrustoporiaceae* Jülich; *Polyporales* Gäum.) – Homoki erdeifenyves (Festuco vaginatae-Pinetum sylvestris), *Pinus sylvestris* rönkön; GPS: 47,35546667; 17,77436667; Fenyőfő (3175) 19/A; 2018.11.03.; leg. Palla B., Papp V.; det. Papp V., Palla B.; fung.: VPapp1811035. – Homoki erdeifenyves (Festuco vaginatae-Pinetum

sylvestris), holt *Pinus sylvestris*-en; GPS: 47,35628333; 17,77361667; Fenyőfő (3175) 19/A; 2019.11.15.; leg. Palla B., Papp V.; det. Papp V.; fung.: BPalla19111520.

66. *Sparassis crispa* (Wulfen) Fr. (*Sparassidaceae* Jülich; *Polyporales* Gäum.) – Homoki erdeifenyves (*Festuco vaginatae*-*Pinetum sylvestris*), élő *Pinus sylvestris* tövében; GPS: 47,35641667; 17,77095; Fenyőfő (3175) 19/A; 2019.11.15.; leg. Palla B., Papp V.; det. Papp V.; fung.: BPalla1911154.

67. *Suillus collinitus* (Fr.) Kuntze (*Suillaceae* (Singer) Besl & Bresinsky; *Boletales* E.-J. Gilbert) – Telepített feketefenyves (*Pinetum nigrae cultum*); GPS: 47,41756667; 18,85473333; Érd (5559) 32/B erdőrésztől NY-ra; 2022.10.21.; leg. Palla B.; det. Palla B., Radnóti Á.; fung.: BPalla2210215.

68. *Suillus granulatus* (L.) Roussel (*Suillaceae* (Singer) Besl & Bresinsky; *Boletales* E.-J. Gilbert) – Homoki erdeifenyves (*Festuco vaginatae*-*Pinetum sylvestris*), talajról; GPS: 47,35298333; 17,77051667; Fenyőfő (3175) 19/A; 2022.10.17.; leg. Dima B., Palla B., Papp V.; det. Dima B.; fung.: DBPVPB2210176. – Telepített fenyves (*Pinetum cultum*) széléről, *Pinus* újulat alatt; GPS: 47,42473333; 18,97721667; Budapest_XXII. (9522) 1/C; 2022.10.18.; leg. Palla B.; det. Palla B., Radnóti Á.; fung.: BPalla2210182. – Telepített fenyves (*Pinetum cultum*) közelében, *Pinus* alól; GPS: 47,42506667; 18,9742; Budapest_XXII. (9522) 1/B erdőrésztől É-ra; 2022.10.18.; leg. Palla B.; det. Palla B., Radnóti Á.; fung.: BPalla2210189.

69. *Tapinella atrotomentosa* (Batsch) Šutara (*Tapinellaceae* C. Hahn; *Boletales* E.-J. Gilbert) – Telepített feketefenyves véderdő, lombos újulattal (*Silva mixta*: *Pinus nigra*, *Fraxinus*), kidőlt, holt *Pinus nigra* tövében; GPS: 47,42123333; 18,98848333; Budapest_XXII. (9522) 3/B; 2022.10.13.; leg. Palla B.; det. Palla B.; fung.: BPalla22101317.

70. *Tapinella panuoides* (Fr.) E.-J. Gilbert (*Tapinellaceae* C. Hahn; *Boletales* E.-J. Gilbert) – Telepített feketefenyves, lombos újulattal (*Silva mixta*: *Pinus nigra*, *Quercus*), holt *Pinus nigra* tuskón; GPS: 47,4182; 18,85438333; Érd (5559) 19/A; 2022.10.21.; leg. Palla B.; det. Palla B.; fung.: BPalla22102112.

71. *Tricholoma batschii* Gulden ex Mort. Chr. & Noordel. (*Tricholomataceae* R. Heim ex Pouzar; *Agaricales* Underw.) – Telepített feketefenyves (*Pinetum nigrae cultum*) szélén, talajról; GPS: 47,20851667; 18,10876667; Várpalota (8509) 102/E; 2022.10.28.; leg. Palla B.; det. Radnóti Á.; fung.: BPalla22102811.

72. *Tricholoma imbricatum* (Fr.) P. Kumm. (*Tricholomataceae* R. Heim ex Pouzar; *Agaricales* Underw.) – Homoki erdeifenyves (*Festuco vaginatae*-*Pinetum sylvestris*), talajról; GPS: 47,35298333; 17,77051667; Fenyőfő (3175) 19/A; 2022.10.17.; leg. Dima B., Palla B., Papp V.; det. Dima B.; fung.: DBPVPB2210174.
73. *Tricholoma terreum* (Schaeff.) P. Kumm. (*Tricholomataceae* R. Heim ex Pouzar; *Agaricales* Underw.) – Telepített fenyves (*Pinetum cultum*) széléről, *Pinus* újulat alatt; GPS: 47,42473333; 18,97721667; Budapest_XXII. (9522) 1/C; 2022.10.18.; leg. Palla B.; det. Palla B., Radnóti Á.; fung.: BPalla2210183. – Telepített lombelegyes feketefenyves véderdő (*Silva mixta: Pinus nigra, Fraxinus*) szélén, talajon; GPS: 47,42131667; 18,98813333; Budapest_XXII. (9522) 3/B; 2022.10.13.; leg. Palla B.; det. Palla B., Radnóti Á.; fung.: BPalla2210132, BPalla2210134, BPalla2210135.
74. *Tubaria furfuracea* (Pers.) Gillet (*Tubariaceae* Vizzini; *Agaricales* Underw.) – Lombelegyes feketefenyves (*Silva mixta: Pinus nigra, Fraxinus, Quercus, Prunus*), kidőlt, korhadó *Pinus* törzsön; GPS: 47,4789; 18,9316; Budakeszi (5557) 91/J; 2022.10.20.; leg. Palla B.; det. Radnóti Á.; fung.: BPalla2210203, BPalla2210204.
75. **Xylodon spathulatus* (Schrad.) Kuntze (*Schizoporaceae* Jülich; *Hymenochaetales* Oberw.) – Telepített feketefenyves véderdő, lombos újulattal (*Silva mixta: Pinus nigra, Fraxinus*), holt *Pinus nigra* ágon; GPS: 47,42125; 18,98825; Budapest_XXII. (9522) 3/B; 2022.10.13.; leg. Palla B.; det. Palla B.; fung.: BPalla22101312.
76. *Xylodon cf. flaviporus* (Berk. & M.A. Curtis ex Cooke) Riebesehl & E. Langer (*Schizoporaceae* Jülich; *Hymenochaetales* Oberw.) – Homoki erdeifenyves (*Festuco vaginatae*-*Pinetum sylvestris*), *Pinus sylvestris*-ről; GPS: 47,35536667; 17,77588333; Fenyőfő (3175) 19/C; 2018.11.03.; leg. Palla B., Papp V.; det. Palla B.; fung.: VPapp18110319. – Homoki erdeifenyves (*Festuco vaginatae*-*Pinetum sylvestris*), *Pinus sylvestris*-ről; GPS: 47,3553; 17,77545; Fenyőfő (3175) 19/A; 2019.06.08.; leg. Palla B., Papp V.; det. Palla B.; fung.: BPalla1906087.

M8. A FILOGENETIKAI VIZSGÁLATOKBA BEVONT MINTÁK SZEKVENCIÁI

M8.1. A jelen munka során molekuláris módszerekkel vizsgált bazídiumos nagygombák mintáinak ITS szekvenciái.

1. *Amaropostia stiptica* (Pers.) B.K. Cui, L.L. Shen & Y.C. Dai

> *Amaropostia stiptica* _BPalla1906085

CATTATTGAATTTTTGAGGAAGTTGTTTGCTGGCCTTTCAAGAGGGGCATGTGCACGCTTCGTTCA
AATTTCCAACCTCTTTATACACCTGTGCACCTTTTGTAGGGTTGTGGCTGTAAAAGGCTGCACCTCTA
TGTTTTATCATATAAACTCTTTAGTATGTGTAGAATGTTTCATTGCGTATAACGCATCTTTATACAAC
TTTCAGCAACGGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAAATGCGATAAGTAATGTG
AATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACCTTTCGCTCCTTGGTATTCTGAGGAG
CATGCCTGTTTGAGTGTGCATGGAATCATCAACTCTCTTGGTCTTTATTGACTTTTAGAGAGCTTGG
ACTTGGAGGGTTTTTGTGCTGGTTTTCTGTACTTTTTTGAAGTATAAAAATCAGCTCCTCTTGAATGCAT
TAGCTTGAACCTATGCTGTGATCGGCTGTTTGGTGTGATAAATTGTCTACGCCACAGTTGTGAAAGC
TATAAATATGTAGGATCAGCTTTCGAACCGTCTTTTACAAATGGGACAACATCTTTATTGACCTCTG
ACCTCAAATCAG

2. *Chroogomphus helveticus* (Singer) M.M. Moser

> *Chroogomphus helveticus* _DB_2018_07_31_2

CATTAATGAATATCATTCGGTCGGCAGGAAGGAGGGAGCTGTGCTGGCCTTTTGCAAGGCATGTG
CACGCTCTCTTTGGAACGCCGATCGTCTTTTCATATTTTACCAGTGCACCTAATGTAGGATGCCTC
TCCTCCGGGAGGGGGGACCTATGTCTTTGCAGACGCCCTCAGTTTAGAAAGTCTTAGAATGTTTA
CGATCGTCGAGCTGCGACTTCCAGGAGACGCGGGTCGGCGAGATAAAAGTTATTACAACCTTTCAGC
AATGGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTGCA
GATCTACAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATGCC
TGTTTTGAGTGTGAGTAAATTCTCAACCCTCTCGATTTTTCTTTGAGGGGGAGCTTGGATAGTGGGG
GCTGCCGGAGACCCAGACTCATGTCTGGGACTTGGGCTCTCCTGAAATGCATCGGCTTTCGATCGA
CTTTTTGACTTTGCGCGACAAGGCTTTCGGTGTGATAATGATCGCCGTCTTCCGAAGCGCATGAACG
ATGGTCTCGTGCCTCCAATACGTCGACCAGCCTCTCTCTTTGGAGAGGCGACGTCTTCTTCTATA
TGTTTTGACCTCAAATCAG

> *Chroogomphus helveticus* _AL06_11

CATTAATGAATCCTCATTTGGGTGGGGGGGAAGGGAAGGGAGCTGTGCGCCGGGCTAGTTAGCAAGA
TAATGTGCAGGTATCTCCAGGGAAGACCGATCGTCTTTTCATATTTTTCATCAGTGCACGTAATGT
AGGATTCCTTTCTTCGGGGAGGGGGGACTTGTGTCTAGGCAAAAACCCCTCATTTTAGAAAGTCAA
ACAATGTTTACGATCGCCGAGCTACGACTACCAGGAGACGCGGGTTCGGCGAGATAAAAGTTATTAC
AACTCTCAGCAATGGATCTCGAAGCGAACGCAGAGATGAAAAACGCAGCGAATAGTGATATGTAAA
ATGAAATGCAGAACTGTAGTGAATCATCGAATCCATGAAGGAACACTGCGCTGCTCGGAGTT

> *Chroogomphus helveticus* _AL15_166

CATTAATGAATAATCATTCGTTGGGCGGAAAGAAGGGGGCGGTGTTGCCTTTTGCCAAGGAAGGG
CCAGGTTTTTTTTGGAAAGGCCATTGTTTTTTAAAATTTTAACCAGGGCACTAAAGGTGGAAGGCTT
TTCTTCGGGGAGGGGGAACCTAAGTTTTTGGCGGAGGCCCTTCAGTTAAAAAATCTAAAAAGTTT
ACATTTGGTGGGGTTGGAATTTCCGGGAGAGGGGGTGGGGGAAAAAAAAGTTATACAAATTTTTCAC
AAAGGGATTTTTGGGTTTTGGAATGGAGGAAAAAGGCAGGAAATTCGGATAGGAAAGGGAATTGGA
AATTTACCATGGATTAATGAATTCCTGAAAGGCCAATGGGGTCTTGGGTGTTCGAAGGAGCAGCC
CGTTTTGAAGTTTCAGAAAATCTTCAACCCCTCTGATTTTTTTTTGAGGGGGGGCTGGGATGGTGGG
GGCGCCCGGAGACCCAGACTCATGTCTGGGACTTGGGCTCTCCTGAAATGCATCGGCTTTCGATCG
ACTTTTTGACTTTGCGCGACAAGGCTTTCGGTGTGATAATGATCGCCGTCTTCCGAAGCGCATGAAC
GAAGGTCTCGTGCCTCCAATACCGTTCGAACCAGCCTCTCTCTTTGGAGAGGCGACGTCTATCGTTTC
CATAATATTTGACCTCAAATCAG

3. *Chroogomphus mediterraneus* (Finschow) Vila, Pérez-De-Greg. & G. Mir

>**Chroogomphus_mediterraneus_DB_2020_09_25_1**

CATTAATGAATATAAATGCGGTTCGGAGGGAAGGAGGGAGCCGTCGCTGGCCTTTTGGCAGGCATGTG
CACGCTCTCTTTGGAACGACGGTTCGTCTTTTCATATTTTCACCAGTGCACCCAATGTAGGATGCCTC
TCCCTCGGGAGGGGGGACCTATGTCTTTTGTAGACGCCGAACAGTTTAGAAAAGTCTCAGAATGTT
TACCATCGTCGAGCCGCGACTTCCAGGAGACGCGGGTTCGGCGAGATAAAAAGTTATCACAACCTTTCA
GCAATGGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTG
CAGATCTACAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATG
CCTGTTTGTAGTGTGAGTAAATTCTCAACCCCTCTCGATTTGCTTCGAGGGGGAGCTTGGATAGTGG
GGGCTGCCGGAGTCCAGCAGGACTCGGGCTCTCCTGAAATGCATCGGCTTTCGATCGACTTTTCGAC
TTTGCRCGACAAGGCTTTTCGGCGTGATAATGATCGCCGTCTTCCGAAGCGCACGACAGAAAAGTCT
CGTGCCCTCCAACGCGTCGACGGCAACGTCTTCTTCTTTATGTTTGACCTCAAATCAG

>**Chroogomphus_mediterraneus_DB_2022_10_08_1**

CATTAATGAATATAAATGCGGTTCGGAGGGAAGGAGGGAGCCGTCGCTGGCCTTTTGGCAGGCATGTG
CACGCTCTCTTTGGAACGACGGTTCGTCTTTTCATATTTTCACCAGTGCACCCAATGTAGGATGCCTC
TCCCTCGGGAGGGGGGACCTATGTCTTTTGTAGACGCCGAACAGTTTAGAAAAGTCTCAGAATGTT
TACCATCGTCGAGCCGCGACTTCCAGGAGACGCGGGTTCGGCGAGATAAAAAGTTATCACAACCTTTCA
GCAATGGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTG
CAGATCTACAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATG
CCTGTTTGTAGTGTGAGTAAATTCTCAACCCCTCTCGATTTGCTTCGAGGGGGAGCTTGGATAGTGG
GGGCTGCCGGAGTCCAGCAGGACTCGGGCTCTCCTGAAATGCATCGGCTTTCGATCGACTTTTCGAC
TTTGCRCGACAAGGCTTTTCGGCGTGATAATGATCGCCGTCTTCCGAAGCGCAYGACGGAAAAGTCT
CGTGCCCTCCAACGCGTCGACGGCAACGTCTTCTTCTTTATGTTTGACCTCAAATCAG

>**Chroogomphus_mediterraneus_BPalla2210214**

CATTAATGAATATAAATGCGGTTCGGAGGGAAGGAGGGAGCCGTCGCTGGCCTTTTGGCAGGCATGTG
CACGCTCTCTTTGGAACGACGGTTCGTCTTTTCATATTTTCACCAGTGCACCCAATGTAGGATGCCTC
TCCCTCGGGAGGGGGGACCTATGTCTTTTGTAGACGCCGAACAGTTTAGAAAAGTCTCAGAATGTT
TACCATCGTCGAGCCGCGACTTCCAGGAGACGCGGGTTCGGCGAGATAAAAAGTTATCACAACCTTTCA
GCAATGGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTG
CAGATCTACAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATG
CCTGTTTGTAGTGTGAGTAAATTCTCAACCCCTCTCGATTTGCTTCGAGGGGGAGCTTGGATAGTGG
GGGCTGCCGGAGTCCAGCAGGACTCGGGCTCTCCTGAAATGCATCGGCTTTCGATCGACTTTTCGAC
TTTGCRCGACAAGGCTTTTCGGCGTGATAATGATCGCCGTCTTCCGAAGCGCACRACRGAAGGTCT
CGTGCCCTCCAACGCGTCGACGGCAACGTCTTCTTCTTTATGTTTGACCTCAAATCAG

>**Chroogomphus_mediterraneus_BPalla22102116**

CATTAATGAATATAAATGCGGTTCGGAGGGAAGGAGGGAGCCGTCGCTGGCCTTTTGGCAGGCATGTG
ACGCTCTCTTTGGAACGACGGTTCGTCTTTTCATATTTTCACCAGYGCACCCAATGTAGGATGCCTCT
CCCTCGGGAGGGGGGACCTATGTCTTTTGTAGACGCCGAACAGTTTAGAAAAGTCTCAGAATGTTT
ACCATCGTCGAGCCGCGACTTCCAGGAGACGCGGGTTCGGCGAGATAAAAAGTTATCACAACCTTTTCAG
CAATGGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTG
AGATCTACAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATGC
CTGTTTGTAGTGTGAGTAAATTCTCAACCCCTCTCGATTTGCTTCGAGGGGGAGCTTGGATAGTGGG
GGCTGCCGGAGTCCAGCAGGACTCGGGCTCTCCTGAAATGCATCGGCTTTCGATCGACTTTTCGACT
TTGCGCGACAAGGCTTTTCGGCGTGATAATGATCGCCGTCTTCCGAAGCGCACGACRGAAGGTCTC
GTGCCCTCCAACGCGTCGACGGCAACGTCTTCTTCTTTATGTTTGACCTCAAATCAG

>**Chroogomphus_mediterraneus_VGy2022_11_19_1**

CATTAATGAATATAAATGCGGTTCGGAGGGAAGGAGGGAGCCGTCGCTGGCCTTTTGGCAGGCATGTG
CACGCTCTCTTTGGAACGACGGTTCGTCTTTTCATATTTTCACCAGTGCACCCAATGTAGGATGCCTC
TCCCTCGGGAGGGGGGACCTATGTCTTTTGTAGACGCCGAACAGTTTAGAAAAGTCTCAGAATGTT
TACCATCGTCGAGCCGCGACTTCCAGGAGACGCGGGTTCGGCGAGATAAAAAGTTATCACAACCTTTCA
GCAATGGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTG
CAGATCTACAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATG

CCTGTTTGAGTGTGTCAGTAAATTCTCAACCCCTCTCGATTTGCTTCGAGGGGGAGCTTGGATAGTGG
GGGCTGCCGGAGTCCAGCAGGACTCGGGCTCTCTGAAATGCATCGGCTTTCGATCGACTTTTCGAC
TTTGC GCGACAAGGCTTTTCGGCGTGATAATGATCGCCGTCTTCCGAAGCGCACGACGGAAAGGTCT
CGTGCCTCCAACGCGTCGACGGCAACGTCTTCTTCTTTATGTTTGACCTCAAATCAG

>**Chroogomphus_mediterraneus_VGy2022_11_19_2**

CATTAATGAATATAATGCGGTTCGGAGGGAAGGAGGGAGCCGTGCTGGCCTTTTTCGAGGCATGTG
CACGCTCTCTTTGGAACGACGGTCGTCTTTTCATATTTTACCAGTGCACCCAATGTAGGATGCCTC
TCCCTCGGGAGGGGGGACCTATGTCTTTTGTAGACGCCGAACAGTTTAGAAAAGTCTCAGAATGTT
TACCATCGTCGAGCCGCGACTTCCAGGAGACGCGGGTCGGCGAGATAAAAAGTTATCACAACCTTCA
GCAATGGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTG
CAGATCTACAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATG
CCTGTTTGAGTGTGTCAGTAAATTCTCAACCCCTCTCGATTTGCTTCGAGGGGGAGCTTGGATAGTGG
GGGCTGCCGGAGTCCAGCAGGACTCGGGCTCTCTGAAATGCATCGGCTTTCGATCGACTTTTCGAC
TTTGC GCGACAAGGCTTTTCGGCGTGATAATGATCGCCGTCTTCCGAAGCGCACGACGGAAAGGTCT
CGTGCCTCCAACGCGTCGACGGCAACGTCTTCTTCTTTATGTTTGACCTCAAATCAG

>**Chroogomphus_mediterraneus_VGy2022_11_19_3**

CATTAATGAATATAATGCGGTTCGGAGGGAAGGAGGGAGCCGTGCTGGCCTTTTTCGAGGCATGTG
CACGCTCTCTTTGGAACGACGGTCGTCTTTTCATATTTTACCAGTGCACCCAATGTAGGATGCCTC
TCCCTCGGGAGGGGGGACCTATGTCTTTTGTAGACGCCGAACAGTTTAGAAAAGTCTCAGAATGTT
TACCATCGTCGAGCCGCGACTTCCAGGAGACGCGGGTCGGCGAGATAAAAAGTTATCACAACCTTCA
GCAATGGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTG
CAGATCTACAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATG
CCTGTTTGAGTGTGTCAGTAAATTCTCAACCCCTCTCGATTTGCTTCGAGGGGGAGCTTGGATAGTGG
GGGCTGCCGGAGTCCAGCAGGACTCGGGCTCTCTGAAATGCATCGGCTTTCGATCGACTTTTCGAC
TTTGC GCGACAAGGCTTTTCGGCGTGATAATGATCGCCGTCTTCCGAAGCGCACGACGGAAAGGTCT
CGTGCCTCCAACGCGTCGACGGCAACGTCTTCTTCTTTATGTTTGACCTCAAATCAG

4. ***Chroogomphus rutilus*** (Schaeff.) O.K. Mill.

>**Chroogomphus_rutilus_DB_2018_07_13**

CATTAATGAATATAATTCGGTTCGACAGGAAGGAGGGAGCTGTGCTGGCCTGCGTGGCATGTGCAC
GCTCTCTTTGGATCGTCGATTGTCTTTTCATATCTTACCAGTGCACCTAATGTAGGATGCCTCTCC
TCCGGGAGGGGGGACCTATGTCTTTTTTAGACACCTGCAGTTTAGAAAAGTCTCTGAATGTTTACTA
TCGTCGAGCCACGACGTGGGTTCGGCGAGATAAAAAGTTATTACAACCTTTAGCAATGGATCTCTTG
GCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTGCAGATCTACAGTGAA
TCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATGCCTGTTTGAGTGTCA
GTAAATTCTCAACCCCTCTCGATTAGCTTTCGAGGGGGAGCTTGGATAGTGGGGGCTGCCAGAGACC
TGGACCTTTGCGTCTGGGACTTGGGCTCTCCTGAAATGCATCGGCTTTCGATCGACTTTTCGACTTT
GCGCGACAAGGCTTTTCGGCGTGATAATGATCGCCGTCTTCTGAAGCGCATGACAGAAGGTCTCGTG
CCTCCAACACGTTCGACATCGCCTTCGATGTCTTCTTCTTTATGTTTGACCTCAAATCAGCCCTG

>**Chroogomphus_rutilus_DB104**

CATTAATGAATATAATTCGGTTCGACAGGAAGGAGGGAGCTGTGCTGGCCTGCGTGGCATGTGCAC
GCTCTCTTTGGATCGTCGATTGTCTTTTCATATCTTACCAGTGCACCTAATGTAGGATGCCTCTCC
TCCGGGAGGGGGGACCTATGTCTTTTTTAGACACCTGCAGTTTAGAAAAGTCTCTGAATGTTTACTA
TCGTCGAGCCACGACGTGGGTTCGGCGAGATAAAAAGTTATTACAACCTTTAGCAATGGATCTCTTG
GCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTGCAGATCTACAGTGAA
TCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATGCCTGTTTGAGTGTCA
GTAAATTCTCAACCCCTCTCGATTAGCTTTCGAGGGGGAGCTTGGATAGTGGGGGCTGCCAGAGACC
TGGACCTTTGCGTCTGGGACTTGGGCTCTCCTGAAATGCATCGGCTTTCGATCGACTTTTCGACTTT
GCGCGACAAGGCTTTTCGGCGTGATAATGATCGCCGTCTTCTGAAGCGCATGACAGAAGGTCTCGTG
CCTCCAACACGTTCGACATCGCCTTCGATGTCTTCTTCTTTAATGTTTGACCTCAAATCAG

>**Chroogomphus_rutilus_DB087**

CATTAATGAATATAAATTCGGTCGACAGGAAGGAGGGAGCTGTCGCTGGCCTGCGTGCCATGTGCAC
GCTCTCTTTGGATCGTCGATTGTCTTTTCATATCTTCACCAGTGCACCTAATGTAGGATGCCTCTCC
TCCGGGAGGGGGGACCTATGTCTTTTTTAGACACCTGCAGTTTAGAAAGTCTCTGAATGTTACTA
TCGTCGAGCCCACGACGTGGGTTCGGCGAGATAAAAAGTTATTACAACCTTTCAGCAATGGATCTCTTG
GCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTGCAGATCTACAGTGAA
TCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATGCCTGTTTGAGTGTC
GTAAATTCTCAACCCCTCTCGATTAGCTTCGAGGGGGAGCTTGGATAGTGGGGGCTGCCAGAGACC
TGGACCTTTGCGTCTGGGACTTGGGCTCTCCTGAAAATGCATCGGCTTTCGATCGACTTTCGACTTT
GCGCGACAAGGCTTTTCGGCGTGATAATGATCGCCGTCTTCTGAAGCGCATGACAGAAGGTCTCGTG
CCTCCAACACGTTCGACATCGCCTTCGATGTCTTCCTTCTTTATGTTTGACCTCAAATCAG

>**Chroogomphus_rutilus_VGy2018_09_25**

CATTAATGAATATAAATTCGGTCGACAGGAAGGAGGGAGCTGTCGCTGGCCTGCGTGCCATGTGCAC
GCTCTCTTTGGATCGTCGATTGTCTTTTCATATCTTCACCAGTGCACCTAATGTAGGATGCCTCTCC
TCCGGGAGGGGGGACCTATGTCTTTTTTAGACACCTGCAGTTTAGAAAGTCTCTGAATGTTACTA
TCGTCGAGCCCACGACGTGGGTTCGGCGAGATAAAAAGTTATTACAACCTTTCAGCAATGGATCTCTTG
GCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTGCAGATCTACAGTGAA
TCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATGCCTGTTTGAGTGTC
GTAAATTCTCAACCCCTCTCGATTAGCTTCGAGGGGGAGCTTGGATAGTGGGGGCTGCCAGAGACC
TGGACCTTTGCGTCTGGGACTTGGGCTCTCCTGAAAATGCATCGGCTTTCGATCGACTTTCGACTTT
GCGCGACAAGGCTTTTCGGCGTGATAATGATCGCCGTCTTCTGAAGCGCATGACAGAAGGTCTCGTG
CCTCCAACACGTTCGACATCGCCTTCGATGTCTTCCTTCTTTATGTTTGACCTCAAATCAG

>**Chroogomphus_rutilus_DB-2022-10-13-1**

CATTAATGAATATAAATTCGGTCGACAGGAAGGAGGGAGCTGTCGCTGGCCTGCGTGCCATGTGCAC
GCTCTCTTTGGATCGTCGATTGTCTTTTCATATCTTCACCAGTGCACCTAATGTAGGATGCCTCTCC
TCCGGGAGGGGGGACCTATGTCTTTTTTAGACACCTGCAGTTTAGAAAGTCTCTGAATGTTACTA
TCGTCGAGCCCACGACGTGGGTTCGGCGAGATAAAAAGTTATTACAACCTTTCAGCAATGGATCTCTTG
GCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTGCAGATCTACAGTGAA
TCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATGCCTGTTTGAGTGTC
GTAAATTCTCAACCCCTCTCGATTAGCTTCGAGGGGGAGCTTGGATAGTGGGGGCTGCCAGAGACC
TGGACCTTTGCGTCTGGGACTTGGGCTCTCCTGAAAATGCATCGGCTTTCGATCGACTTTCGACTTT
GCGCGACAAGGCTTTTCGGCGTGATAATGATCGCCGTCTTCTGAAGCGCATGACAGAAGGTCTCGTG
CCTCCAACACGTTCGACATCGCCTTCGATGTCTTCCTTCTTTATGTTTGACCTCAAATCAG

>**Chroogomphus_rutilus_DBPVPB2210175**

CATTAATGAATATAAATTCGGTCGACAGGAAGGAGGGAGCTGTCGCTGGCCTGCGTGCCATGTGCAC
GCTCTCTTTGGATCGTCGATTGTCTTTTCATATCTTCACCAGTGCACCTAATGTAGGATGCCTCTCC
TCCGGGAGGGGGGACCTATGTCTTTTTTAGACACCTGCAGTTTAGAAAGTCTCTGAATGTTACTA
TCGTCGAGCCCACGACGTGGGTTCGGCGAGATAAAAAGTTATTACAACCTTTCAGCAATGGATCTCTTG
GCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTGCAGATCTACAGTGAA
TCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATGCCTGTTTGAGTGTC
GTAAATTCTCAACCCCTCTCGATTAGCTTCGAGGGGGAGCTTGGATAGTGGGGGCTGCCAGAGACC
TGGACCTTTGCGTCTGGGACTTGGGCTCTCCTGAAAATGCATCGGCTTTCGATCGACTTTCGACTTT
GCGCGACAAGGCTTTTCGGCGTGATAATGATCGCCGTCTTCTGAAGCGCATGACAGAAGGTCTCGTG
CCTCCAACACGTTCGACATCGCCTTCGATGTCTTCCTTCTTTATGTTTGACCTCAAATCAG

>**Chroogomphus_rutilus_DBPVPB22101711**

CATTAATGAATATAAATTCGGTCGACAGGAAGGAGGGAGCTGTCGCTGGCCTGCGTGCCATGTGCAC
GCTCTCTTTGGATCGTCGATTGTCTTTTCATATCTTCACCAGTGCACCTAATGTAGGATGCCTCTCC
TCCGGGAGGGGGGACCTATGTCTTTTTTAGACACCTGCAGTTTAGAAAGTCTCTGAATGTTACTA
TCGTCGAGCCCACGACGTGGGTTCGGCGAGATAAAAAGTTATTACAACCTTTCAGCAATGGATCTCTTG
GCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTGCAGATCTACAGTGAA
TCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATGCCTGTTTGAGTGTC
GTAAATTCTCAACCCCTCTCGATTAGCTTCGAGGGGGAGCTTGGATAGTGGGGGCTGCCAGAGACC
TGGACCTTTGCGTCTGGGACTTGGGCTCTCCTGAAAATGCATCGGCTTTCGATCGACTTTCGACTTT

GCGCGACAAGGCTTTCGGCGTGATAATGATCGCCGTCTTCTGAAGCGCATGACAGAAGGTCTCGTG
CCTCCAACACGTCGACATCGCCTTCGATGTCTTCCTTCTTTATGTTTGACCTCAAATCAG

>**Chroogomphus_rutilus_BPalla2210185**

CATTAATGAATATAATTCGGTCGACAGGAAGGAGGGAGCTGTGCTGGCCTGCGTGCCATGTGCAC
GCTCTCTTTGGATCGTCGATTGTCTTTCATATCTTCACCAGTGCACCTAATGTAGGATGCCTCTCC
TCCGGGAGGGGGGACCTATGTCTTTTTTAGACACCTGCAGTTTAGAAAGTCTCTGAATGTTACTA
TCGTGAGCCACGACGTGGGTGCGGAGATAAAAAGTTATTACAACCTTTCAGCAATGGATCTCTTG
GCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTGCAGATCTACAGTGAA
TCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATGCCTGTTTGAGTGTC
GTAAATTCTCAACCCCTCTCGATTAGCTTCGAGGGGGAGCTTGGATAGTGGGGGCTGCCAGAGACC
TGGACCTTTGCGTCTGGGACTTGGGCTCTCCTGAAAATGCATCGGCTTTCGATCGACTTTTCGACTTT
GCGCGACAAGGCTTTCGGCGTGATAATGATCGCCGTCTTCTGAAGCGCATGACAGAAGGTCTCGTG
CCTCCAACACGTCGACATCGCCTTCGATGTCTTCCTTCTTTATGTTTGACCTCAAATCAG

>**Chroogomphus_rutilus_BPalla2210186**

CATTAATGAATATAATTCGGTCGACAGGAAGGAGGGAGCTGTGCTGGCCTGCGTGCCATGTGCAC
GCTCTCTTTGGATCGTCGATTGTCTTTCATATCTTCACCAGTGCACCTAATGTAGGATGCCTCTCC
TCCGGGAGGGGGGACCTATGTCTTTTTTAGACACCTGCAGTTTAGAAAGTCTCTGAATGTTACTA
TCGTGAGCCACGACGTGGGTGCGGAGATAAAAAGTTATTACAACCTTTCAGCAATGGATCTCTTG
GCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTGCAGATCTACAGTGAA
TCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATGCCTGTTTGAGTGTC
GTAAATTCTCAACCCCTCTCGATTAGCTTCGAGGGGGAGCTTGGATAGTGGGGGCTGCCAGAGACC
TGGACCTTTGCGTCTGGGACTTGGGCTCTCCTGAAAATGCATCGGCTTTCGATCGACTTTTCGACTTT
GCGCGACAAGGCTTTCGGCGTGATAATGATCGCCGTCTTCTGAAGCGCATGACAGAAGGTCTCGTG
CCTCCAACACGTCGACATCGCCTTCGATGTCTTCCTTCTTTATGTTTGACCTCAAATCAG

>**Chroogomphus_rutilus_BPalla2210187**

CATTAATGAATATAATTCGGTCGACAGGAAGGAGGGAGCTGTGCTGGCCTGCGTGCCATGTGCAC
GCTCTCTTTGGATCGTCGATTGTCTTTCATATCTTCACCAGTGCACCTAATGTAGGATGCCTCTCC
TCCGGGAGGGGGGACCTATGTCTTTTTTAGACACCTGCAGTTTAGAAAGTCTCTGAATGTTACTA
TCGTGAGCCACGACGTGGGTGCGGAGATAAAAAGTTATTACAACCTTTCAGCAATGGATCTCTTG
GCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTGCAGATCTACAGTGAA
TCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATGCCTGTTTGAGTGTC
GTAAATTCTCAACCCCTCTCGATTAGCTTCGAGGGGGAGCTTGGATAGTGGGGGCTGCCAGAGACC
TGGACCTTTGCGTCTGGGACTTGGGCTCTCCTGAAAATGCATCGGCTTTCGATCGACTTTTCGACTTT
GCGCGACAAGGCTTTCGGCGTGATAATGATCGCCGTCTTCTGAAGCGCATGACAGAAGGTCTCGTG
CCTCCAACACGTCGACATCGCCTTCGATGTCTTCCTTCTTTATGTTTGACCTCAAATCAG

>**Chroogomphus_rutilus_BPalla2210188**

CATTAATGAATATAATTCGGTCGACAGGAAGGAGGGAGCTGTGCTGGCCTGCGTGCCATGTGCAC
GCTCTCTTTGGATCGTCGATTGTCTTTCATATCTTCACCAGTGCACCTAATGTAGGATGCCTCTCC
TCCGGGAGGGGGGACCTATGTCTTTTTTAGACACCTGCAGTTTAGAAAGTCTCTGAATGTTACTA
TCGTGAGCCACGACGTGGGTGCGGAGATAAAAAGTTATTACAACCTTTCAGCAATGGATCTCTTG
GCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTGCAGATCTACAGTGAA
TCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATGCCTGTTTGAGTGTC
GTAAATTCTCAACCCCTCTCGATTAGCTTCGAGGGGGAGCTTGGATAGTGGGGGCTGCCAGAGACC
TGGACCTTTGCGTCTGGGACTTGGGCTCTCCTGAAAATGCATCGGCTTTCGATCGACTTTTCGACTTT
GCGCGACAAGGCTTTCGGCGTGATAATGATCGCCGTCTTCTGAAGCGCATGACAGAAGGTCTCGTG
CCTCCAACACGTCGACATCGCCTTCGATGTCTTCCTTCTTTATGTTTGACCTCAAATCAG

>**Chroogomphus_rutilus_BPalla2210211**

CATTAATGAATATAATTCGGTCGACAGGAAGGAGGGAGCTGTGCTGGCCTGCGTGCCATGTGCAC
GCTCTCTTTGGATCGTCGATTGTCTTTCATATCTTCACCAGTGCACCTAATGTAGGATGCCTCTCC
TCCGGGAGGGGGGACCTATGTCTTTTTTAGACACCTGCAGTTTAGAAAGTCTCTGAATGTTACTA
TCGTGAGCCACGACGTGGGTGCGGAGATAAAAAGTTATTACAACCTTTCAGCAATGGATCTCTTG
GCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTGCAGATCTACAGTGAA

TCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATGCCTGTTTGAGTGTCA
GTAAATTCTCAACCCCTCTCGATTAGCTTCGAGGGGGAGCTTGGATAGTGGGGGCTGCCAGAGACC
TGGACCTTTGCGTCTGGGACTTGGGCTCTCCTGAAATGCATCGGCTTGCATCGACTTTTCGACTTT
GCGCGACAAGGCTTTTCGGCGTGATAATGATCGCCGTCTTCTGAAGCGCATGACAGAAGGTCTCGTG
CCTCCAACACGTCGACATCGCCTTCGATGTCTTCCTTCTTTTATGTTTGACCTCAAATCAG

>**Chroogomphus_rutilus_BPalla2210212**

CATTAATGAATATAAATTCGGTCGACAGGAAGGAGGGAGCTGTGCTGGCCTGCGTSGCATGTGCAC
GCTCTCTTTGGATCGTCGATTGTCTTTTCATATCTTCACCAGTGCACCTAATGTAGGATGCCTCTCC
TCCGGGAGGGGGACCTATGTCTTTTTTAGACACCTGCAGTTTAGAAAGTCTCTGAATGTTTACTA
TCGTGAGCCACGACGTGGGTGGGCGAGATAAAAAGTTATTACAACCTTTCAGCAATGGATCTCTTG
GCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTGCAGATCTACAGTGAA
TCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATGCCTGTTTGAGTGTCA
GTAAATTCTCAACCCCTCTCGATTAGCTTCGAGGGGGAGCTTGGATAGTGGGGGCTGCCAGAGACC
TGGACCTTTGCGTCTGGGACTTGGGCTCTCCTGAAATGCATCGGCTTGCATCGACTTTTCGACTTT
GCGCGACAAGGCTTTTCGGCGTGATAATGATCGCCGTCTTCTGAAGCGCATGACAGAAGGTCTCGTG
CCTCCAACACGTCGACATCGCCTTCGATGTCTTCCTTCTTTTATGTTTGACCTCAAATCAG

>**Chroogomphus_rutilus_BPalla2210217**

CATTAATGAATATAAATTCGGTCGACAGGAAGGAGGGAGCTGTGCTGGCCTGCGTGGCATGTGCAC
GCTCTCTTTGGATCGTCGATTGTCTTTTCATATCTTCACCAGTGCACCTAATGTAGGATGCCTCTCC
TCCGGGAGGGGGACCTATGTCTTTTTTAGACACCTGCAGTTTAGAAAGTCTCTGAATGTTTACTA
TCGTGAGCCACGACGTGGGTGGGCGAGATAAAAAGTTATTACAACCTTTCAGCAATGGATCTCTTG
GCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTGCAGATCTACAGTGAA
TCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATGCCTGTTTGAGTGTCA
GTAAATTCTCAACCCCTCTCGATTAGCTTCGAGGGGGAGCTTGGATAGTGGGGGCTGCCAGAGACC
TGGACCTTTGCGTCTGGGACTTGGGCTCTCCTGAAATGCATCGGCTTGCATCGACTTTTCGACTTT
GCGCGACAAGGCTTTTCGGCGTGATAATGATCGCCGTCTTCTGAAGCGCATGACAGAAGGTCTCGTG
CCTCCAACACGTCGACATCGCCTTCGATGTCTTCCTTCTTTTATGTTTGACCTCAAATCAG

>**Chroogomphus_rutilus_BPalla2210218**

CATTAATGAATATAAATTCGGTCGACAGGAAGGAGGGAGCTGTGCTGGCC---
TGCGTGGCATGTGCACGCTCTCTTTGGATCGTCGATTGTCTTTTCATATCTTCACCAGTGCACCTAA
TGTAGGATGCCTCTCCTCCGGGAGGGGGGACCTATGT-CTTTTTTAGACACCTG-
CAGTTTAGAAAGTCTCTGAATGTTTACTATCGTCGAGCC-----CACGA--
CGTGGGTGGGCGAGATAAAAAGTTATTACAACCTTTCAGCAATGGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATG
AAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTGCAGATCTACAGTGAATCATCGAATCTTTGA
ACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATGCCTGTTTGAGTGTGAGTAAATTCTCAACCC
CTCTCGATTAGCTTCGAGGGGGAGCTTGGATAGTGGGGGCTGCCAGAGACCTGGACCTTTGCGTCT
GGGACTTGGGCTCTCCTGAAATGCATCGGCTTGCATCGACTTTTCGACTTTGCGCGACAAGGCTTT
CGGCGTGATAATGATCGCCGTCTTCTGAAGCGCATGACAG-
AAGGTCTCGTGCCTCCAACACGTCGACATCGCCTTCGATGTCTTCCTTCTTTTATGTTTGACCTCAA
ATCAG

>**Chroogomphus_rutilus_BPalla2210219**

CATTAATGAATATAAATTCGGTCGACAGGAAGGAGGGAGCTGTGCTGGCC---
TGCGTGGCATGTGCACGCTCTCTTTGGATCGTCGATTGTCTTTTCATATCTTCACCAGTGCACCTAA
TGTAGGATGCCTCTCCTCCGGGAGGGGGGACCTATGTCTTTT-TTAGACACC-
TGCAGTTTAGAAAGTCTCTGAATGTTTACTATCGTCGAGCC-----
CACGACGTGGGTGGGCGAGATAAAAAGTTATTACAACCTTTCAGCAATGGATCTCTTGGCTCTCGCAT
CGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTGCAGATCTACAGTGAATCATCGAATC
TTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATGCCTGTTTGAGTGTGAGTAAATTCTC
AACCCTCTCGATTAGCTTCGAGGGGGAGCTTGGATAGTGGGGGCTGCCAGAGACCTGGACCTTTG
CGTCTGGGACTTGGGCTCTCCTGAAATGCATCGGCTTGCATCGACTTTTCGACTTTGCGCGACAAG
GCTTTTCGGCGTGATAATGATCGCCGTCTTCTGAAGCGCATGACAG-
AAGGTCTCGTGCCTCCAACACGTCGACATCGCCTTCGATGTCTTCCTTCTTTTATGTTTGACCTCAA
ATCAG

>**Chroogomphus_rutilus_BPalla22102110**

CATTAATGAATATAAATTCGGTCGACAGGAAGGAGGGAGCTGTCGCTGGCCTGCGTGCCATGTGCAC
GCTCTCTTTGGATCGTCGATTGTCTTTTCATATCTTCACCAGTGCACCTAATGTAGGATGCCTCTCC
TCCGGGAGGGGGGACCTATGTCTTTTTTAGACACCTGCAGTTTAGAAAGTCTCTGAATGTTACTA
TCGTCGAGCCCACGACGTGGGTGGCGAGATAAAAAGTTATTACAACCTTCAGCAATGGATCTCTTG
GCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTGCAGATCTACAGTGAA
TCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATGCCTGTTTGAGTGTC
GTAAATTCTCAACCCCTCTCGATTAGCTTCGAGGGGGAGCTTGGATAGTGGGGGCTGCCAGAGACC
TGGACCTTTGCGTCTGGGACTTGGGCTCTCCTGAAAATGCATCGGCTTGGCATCGACTTTCGACTTT
GCGCGACAAGGCTTTTCGGCGTGATAATGATCGCCGTCTTCTGAAGCGCATGACAGAAGGTCTCGTG
CCTCCAACACGTGACATCGCCTTCGATGTCTTCCTTCTTTTATGTTTGACCTCAAATCAG

>**Chroogomphus_rutilus_BPalla22102111**

CATTAATGAATATAAATTCGGTCGACAGGAAGGAGGGAGCTGTCGCTGGCCTGCRITSGCATGTGCAC
GCTCTCTTTGGATCGTCGATTGTCTTTTCATATCTTCACCAGYGCACCTAATGTAGGATGCCTCTCC
TCCGGGAGGGGGGACCTATGTCTTTTTTAGACACCTGCAGTTTAGAAAGTCTCTGAATGTTACTA
TCGTCGAGCCCACGACGTGGGTGGCGAGATAAAAAGTTATTACAACCTTCAGCAATGGATCTCTTG
GCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTGCAGATCTACAGTGAA
TCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATGCCTGTTTGAGTGTC
GTAAATTCTCAACCCCTCTCGATTAGCTTCGAGGGGGAGCTTGGATAGTGGGGGCTGCCAGAGACC
TGGACCTTTGCGTCTGGGACTTGGGCTCTCCTGAAAATGCATCGGCTTGGCATCGACTTTCGACTTT
GCGCGACAAGGCTTTTCGGCGTGATAATGATCGCCGTCTTCTGAAGCGCATGACAGAAGGTCTCGTG
CCTCCAACACGTGACATCGCCTTCGATGTCTTCCTTCTTTTATGTTTGACCTCAAATCAG

>**Chroogomphus_rutilus_BPalla2210282**

CATTAATGAATATAAATTCGGTCGACAGGAAGGAGGGAGCTGTCGCTGSCCTGCGTGSCATGTSCAC
GCTCTCTTKGGWTCGTSGATTGTCTTTTCATATCTTCACCAGTGCACYTAAKTRGGATGCCTYTCY
TCCGGGAGGGGGGACCTATGTCTTTTTTAGACACCTGCAGTTTAGAAAGTYTYTGAATGTTTACAW
TSGTSGAGCCASGACGTGGKTSGGCGAGATAAAAAGTTATTACAACCTTCASCAAKGGATYTCCTG
GCTCTSGCATCGATGAAGAACGCAGSGAATTGCGATATGTAATGTGAATKGCARATYTMCAKGA
TCATSGAATCTTTGAACSCMCATTGCGYTCCTSGGTGTTCCGAGGASCATSCCKGTTTGAGKGYCA
GTAAATTYTCAMCCCTCTSGWTWAGYTTSGAGGGGGAGCTKGGATAGTGGGGGYTSCCAGAGMCC
KGGMCCTKGSKTYTGGGACTTGGGYTYTCYTGAAAATGCATSGGCTTGGCATSGACTTTSAGACTTT
GCGSGMCAAGGCTTTSGGCGTGATAATRATCSCKTYTYTGAAGCSCATGACAGAAGGTCTCGTG
CYTCCAACASGTSAGACATCSYTTSGAKKTYTYCYTTYTTTTATGTTTGACCTCAAATCAG

>**Chroogomphus_rutilus_VGy_2022_11_22**

CATTAATGAATATAAATTCGGTCGACAGGAAGGAGGGAGCTGTCGCTGGCCTGCGTGCCATGTGCAC
GCTCTCTTTGGATCGTCGATTGTCTTTTCATATCTTCACCAGTGCACCTAATGTAGGATGCCTCTCC
TCCGGGAGGGGGGACCTATGTCTTTTTTAGACACCTGCAGTTTAGAAAGTCTCTGAATGTTACTA
TCGTCGAGCCCACGACGTGGGTGGCGAGATAAAAAGTTATTACAACCTTCAGCAATGGATCTCTTG
GCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTGCAGATCTACAGTGAA
TCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATGCCTGTTTGAGTGTC
GTAAATTCTCAACCCCTCTCGATTAGCTTCGAGGGGGAGCTTGGATAGTGGGGGCTGCCAGAGACC
TGGACCTTTGCGTCTGGGACTTGGGCTCTCCTGAAAATGCATCGGCTTGGCATCGACTTTCGACTTT
GCGCGACAAGGCTTTTCGGCGTGATAATGATCGCCGTCTTCTGAAGCGCATGACAGAAGGTCTCGTG
CCTCCAACACGTGACATCGCCTTCGATGTCTTCCTTCTTTTATGTTTGACCTCAAATCAG

>**Chroogomphus_rutilus_AL19_172**

CATTAATGAATATAAATTCGGTCGACAGGAAGGAGGGAGCTGTCGCTGGCCTGCGTGCCATGTGCAC
GCTCTCTTTGGATCGTCGATTGTCTTTTCATATCTTCACCAGTGCACCTAATGTAGGATGCCTCTCC
TCCGGGAGGGGGGACCTATGTCTTTTTTAGACACCTGCAGTTTAGAAAGTCTCTGAATGTTACTA
TCGTCGAGCCCACGACGTGGGTGGCGAGATAAAAAGTTATTACAACCTTCAGCAATGGATCTCTTG
GCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTGCAGATCTACAGTGAA
TCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATGCCTGTTTGAGTGTC
GTAAATTCTCAACCCCTCTCGATTAGCTTCGAGGGGGAGCTTGGATAGTGGGGGCTGCCAGAGACC
TGGACCTTTGCGTCTGGGACTTGGGCTCTCCTGAAAATGCATCGGCTTGGCATCGACTTTCGACTTT

GCGCGACAAGGCTTTTCGGCGTGATAATGATCGCCGTCTTCTGAAGCGCATGACAGAAGGTCTCGTG
CCTCCAACACGTCGACATCGCCTTCGATGTCTTCTTCTTTATGTTTGACCTCAAATCAG

>**Chroogomphus_rutilus_AL19_144**

CATTAATGAATATAATTCGGTCGACAGGAAGGAGGGAGCTGTGCTGGCCTGCGTGGCATGTGCAC
GCTCTCTTTGGATCGTCGATTGTCTTTCATATCTTCACCAGTGCACCTAATGTAGGATGCCTCTCC
TCCGGGAGGGGGGACCTATGTCTTTTTTAGACACCTGCAGTTTAGAAAGTCTCTGAATGTTACTA
TCGTCGAGCCACGACGTGGGTTCGGCGAGATAAAAAGTTATTACAACCTTTCAGCAATGGATCTCTTG
GCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTGCAGATCTACAGTGAA
TCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATGCCTGTTTGAGTGTC
GTAAATTCTCAACCCCTCTCGATWAGCTTCGAGGGGGAGCTKGGATAGTGGGGGCTGCCAGAGACC
TGGACCTTTGCGTCTGGGACTTGGGCTCTCCTGAAATGCATCGGCTTTCGATCGACTTTCGACTTT
GCGCGACAAGGCTTTTCGGCGTGATAAT

5. ***Chroogomphus subfulmineus*** Niskanen, Loizides, Scambler & Liimat.

>**Chroogomphus_subfulmineus_TEB535b_15**

CATTAATGAATATAATTCGGTCGACAGGAAGGAGGGAGCTGTGCTGGCCTGCGTGGCATGTGCAC
GCTCTCTTTGGATCGTCGATTGTCTTTCATATCTTCACCAGTGCACCTAATGTAGGATGCCTCTCC
TCCGGGAGGGGGGACCTATGTCTTTTTTAGACACCTGCAGTTTAGAAAGTCTCTGAATGTTACTA
TCGTCGAGCCACGACGTGGGTTCGGCGAGATAAAAAGTTATTACAACCTTTCAGCAATGGATCTCTTG
GCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTGCAGATCTACAGTGAA
TCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATGCCTGTTTGAGTGTC
GTAAATTCTCAACCCCTCTCGATTAGCTTCGAGGGGGAGCTTGGATAGTGGGGGCTGCCAGAGACC
TGGACCTTTGCGTCTGGGACTTGGGCTCTCCTGAAATGCATCGGCTTTCGATCGACTTTCGACTTT
GCGCGACAAGGCTTTTCGGCGTGATAATGATCGCCGTCTTCTGAAGCGCATGACAGAAGGTCTCGTG
CCTCCAACACGTCGACATCGCCTTCGATGTCTTCTTCTTTATGTTGACCTCAAATCAGCCCTG

>**Chroogomphus_subfulmineus_DB_2020_09_25_5**

CATTAATGAATACAATTCGGTCGGCGGGAAGGAGGGGGAGCTGTGCTGGCCTTGTGGCATGTGCA
CGCTCTCTTTGGAACGTCGGTCGTCTTTCATATTTTCACCAGTGCACCCAATGTAGGATGCCTCTC
CTCCGGGAGGGGGGACCTATGTCTTTTTTCAGACGCCCCACAGTTTAGAAAGTCTCAGAATGTTTA
CTATCGTCGAACCATGACTTCCAGGAGACGTGGGTTCGGCGAGATAAAAAGTTATCACAACCTTTCAGC
AACGGATCTCTTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTGCA
GATCTACAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCTCCTCGGTGTTCCGAGGAGCATGCC
TGTTTGAGTGTCAGTAAATTCTCAACCCCTCTCGATTAGCTTCGAGGGGGAGCTTGGATAGTGGGG
GCTGCCAGAGACCCAGACTTTGT

6. ***Cinereomyces lindbladii*** (Berk.) Jülich

>**Cinereomyces_lindbladii_AKoszka2203151**

CATTATCGAATTTGAAAGGGGTTGTAGCTGGCCTTTCACGAGGCATGTGCACACCCTGCTCATCCA
CTTACACCTGTGCACATTTGTAGGTTAGATGCGGACTGGGGACTCTGTGTTCTCGGTGCAAGTCTG
CCTATGTCTTTACATACTCTGTTTCAGTCAATGAATGTAATCTGCGATAAACGCATTTTAAATACAAC
TTTCAGCAACGGATCTCTTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAAATGCGATAAGTAATGTG
AATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACCTTTCGCCCCCTTGGTATTCCGAGGGG
CACACCCGTTTGAGTGTCGTGAAATTCTCAACTCAAATACTTTTTCGAGTGTGTTGGGCTTGGACTT
GGGGGTCTGCCGGCCTGTCCC GGCTCCCCTTGAATGCATTAGCTCGGACCCTTTCGGATCAGCTAT
CGGTGTGATAATTGTCTACGCCGTGGTTTGTGATGCCACCTTTCAGGTGTTGAGGGATCGGCTTCT
AATCGTCCCCCGGGACAATTAACCTTTAAATCTGACCTCAAATCGG

>**Cinereomyces_lindbladii_BPalla1911159**

CATTATYGAATTTGAAAGGGGTTGTAGCTGGCCTTTCYRCGAGGCATGTGCACACCCTGCTCATCCA
YTYACACCTGTGCACAYTTGTAGGTTAGATGCGGACTGGGGACYCTGTGTTCTCGGTGCAAGTCTG
CCTATGTCTTTACATACTCTGTTTCAGTCAAYGAATGTAATCTGCGATAAACGCATTTTAAATACAAC
TTTCAGCAACGGATCTCTTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAAATGCGATAAGTAATGTG
AATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACCTTTCGCCCCCTTGGTATTCCGAGGGG

CACACCCGTTTGAGTGTCTGAAATTTCTCAACTCAAATRCTTTTGCAGYRRTTTGGGCTTGACTT
GGGGGTCTGCCGGCCTGTCTYCGGCTCCCCTTGAATGCATTAGCTCGGACCCTTGCGGATCAGCTAT
CGGTGTGATAATTGTCTACGCCGTGGTTTGTGATGCCACCTTTTCAGGTGTTGAGGGATCGGCTTCT
AATCGTCCCCCGGGACAATTAACCTTTKAAATCTGACCTCAAATCGG

7. *Coniophora olivacea* (Fr.) P. Karst.

>**Coniophora_olivacea_BPalla19111523**

CATTATCGATTCAACACAAATGAGAAGGGAGTCGTTTGCAGCTGTGCTGGCCTCCGACAAAGGGGC
ATGTGCACGCTCGACTTCTCCTTTTCTTCATTTACACACCTGTGAACCTGTTTGTAGGGTGTCTCG
CAAGGGATGCTCTATGTCTTTTTTCATATACTCCATCGTATGTTTATAGAATGTATCTTTTTTGCTCT
CGTCAGAGACAAAAGTAAAGCCTTTATAACTTTCAGCAACGGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATGA
AGAACGCAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTGCAGATTTTCAGTGAATCATCGAATCTTTGAA
CGCACCTTGGCTCCTTGGTATTCCGAGGAGCATGCCTGTTTGTGAGTGTATTAAATCTCAACTCC
CTTTGATTTTTTCAAGGGTGTGAGCTTGGATCGTGGAGGTTCTGCCGGCTGTGAAGTCGGCTCCTCTG
AAATGCATTGGCAAATGCGTGTGCATGAATCGGCCTTTCCGGTGTGATAATGATCACCGTGGCTGGA
TTGCTTTAACGCCTATGCCAACCTTTCCATTCACTTGGAAAAACCCCACTTGACATTTTGACCT
CAAATCAG

8. *Dichomitus squalens* (P. Karst.) D.A. Reid

>**Dichomitus_squalens_VPapp18110313**

CATTATCGAGTTTTGACTGGGTTGTAGCTGGCCTTCCGAGGCATGTGCACGCCCTGCTCATCCACT
CTACACCTGTGCACTTACTGTGGGTTTCAGATGCCGTTAGCGGGCCTTCGCGGGSTCGTGAAAGCG
TCTGGGCCTGCGTTTTATTACAAACTCTTATCAGTATCAGAATGTGTATTGCGATGTAACGCATCTA
TATACAACTTTTCAGCAACGGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAAATGCGATAA
GTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACCTTGGCTCCTTGGTATT
CCGAGGAGCATGCCTGTTTGTGAGTGTATGAAATCTTCAACCTATAAACCTTTGCGGGTTTATYAGG
CTTGGACTTGGAGGCTTGTCCGCCAGCTGGTGTCCGGCTCCTCTCAAATGCATTAGCTTGATTCCT
TGCGGATCGGCTCTCGGTGTGATAAATTGTCTACGCCGYGACCGTGAAGCGTTTGGCGAGCTTCTAA
CCGTCTCGCATGAGACAATTCATTGACCTCTGACCTCAAATCAG

>**Dichomitus_squalens_VPapp18110320**

CATTATCGAGTTTTGACTGGGTTGTAGCTGGCCTTCCGAGGCATGTGCACGCCCTGCTCATCCACT
CTACACCTGTGCACTTACTGTGGGTTTCAGATGCCGTTAGCGGGCCTTCGCGGGSTCGTGAAAGCG
TCTGGGCCTGCGTTTTATTACAAACTCTTATCAGTATCAGAATGTGTATTGCGATGTAACGCATCTA
TATACAACTTTTCAGCAACGGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAAATGCGATAA
GTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACCTTGGCTCCTTGGTATT
CCGAGGAGCATGCCTGTTTGTGAGTGTATGAAATCTTCAACCTATAAACCTTTGCGGGTTTATYAGG
CTTGGACTTGGAGGCTTGTCCGCCAGCTGGTGTCCGGCTCCTCTCAAATGCATTAGCTTGATTCCT
TGCGGATCGGCTCTCGGTGTGATAAATTGTCTACGCCGYGACCGTGAAGCGTTTGGCGAGCTTCTAA
CCGTCTCGCATGAGACAATTCATTGACCTCTGACCTCAAATCAG

9. *Fibroporia pseudorennyi* (Spirin) Spirin

>**Fibroporia_pseudorennyi_VPapp1810142**

CATTAATGAATTTATTGAATTGGGTTGTAGCTGGCTCTCTCTGGGGGCATGTGCACACTCTATTCA
TCTATTTCTATATACACCTGTGCACCTTTTGTGGGTCGGTCATATGAGGGAAAGTTGAAAGGCTTT
TGTTCTAGACCTTCCCTACGTTTTTTATTATAAACCTTAGCATGTCTTTGAATGTCTTTGCATTAATG
ATGCATTTTAAATACAACCTTTTCAGCAACGGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAA
ATGCGATAAGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACCTTGGCTC
CTTGGTATTCCGAGGAGCATGCCTGTTTGTGAGTGTATGGAATTATCAATCCTGTTTTACTTTATTG
TGAAATGGGCTTGGATTTGGAGGCTTTTTGCTGGCTGCATTTATATTTGCTGGTCCGGCTCCTCTTG
AATATATTAGCTTGTGAGTCTTTTAAATGAGATTGGCTTATCGGTGTGATAAATTTGCGCCGTGGTTGG
TTTCATGTAAATTAAGCTTCTAAATYGTCCCGCGCAGGGACAAATACATTTGACCTCTGACCTCAA
ATCAG

10. *Fomitopsis ramentacea* (Berk. & Broome) Spirin & Vlasák

>**Fomitopsis_ramentacea_BPalla22101412**

CATTAATGAATTTTGAACGGGTTGTAGCYGGCCTTACGGGGCATTTTGTGCACGCCCTGCTCAT
TTGTCCCCATCTCACACCTGTGCACACTCTGTAGGATGGTTATAGCGGTGAAGCCTTCAGTGGTT
TTGCTATGCGTAGCCTTCCCTATGTTTTATCACACTACTCAGTTTAAAGAATGTCCTTTGCGTC
TAACGCATTTAAATACAACCTTTCAGCAACGGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGC
GAAATGCGATAAGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACCTTGC
GCTCCTTGGTATTCCGAGGAGCATGCCTGTTTGTAGTGTGATGAAATTCTCAACTCCCTTTCACTT
GTGAACATGGGATGTTGGATGTGGAGGTTTTTGTGCTGGATGCTCTTATGTATTTCAGCTCCTTGA
ATGCATTAGCTTCAACCTTTTGTGGATCAGCTTCGGTGTGATAATTGTCTACGCCGTTCTGTGAA
GCAATATATATGTTAGAGCTTCCAATCGTGTCTGTACACAATTCTTGACCTTTGACCTCAAATC
AG

11. *Fuscopostia leucomallella* (Murrill) B.K. Cui, L.L. Shen & Y.C. Dai

>**Fuscopostia_leucomallella_BPalla22101318**

CATTAACGAAAACGCTCAAAGGAAGGTTGTTGCTGGCTCTTCCGGGCATGTGCACGCTCCCTTTG
AAGCTAATCCACCTTTATACACCTCTGTGCATCATCTGTAGGGGGTCCCCTGAAGGGACAGCCTA
TGTTTCATTTTTACAACTCTGTATTGTCATGGAATGTCATCGCGTGAACGCACAAATATACAAC
TTCAGCAACGGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAAATGCGATAAGTAATGTGA
ATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACCTTTCGCTCCTTGGTATTCCGAGGAGC
ATGCCTGTTTGTAGTGTGATGGAATCATCAAACCTTCAGGCTCTCTCCTGTAGAGACGTTTGAAGG
TTGGACTTTGGAGGTTTTATTGCTGGCCCTTCTGCGTGTGAGCTCCTTGAATGCATTAGCCCGG
ACCCTTGTGATCGGCTTCAGCGTGATAATTGTCTGCGCTGTGGCTGTGAGGCTGCCATGAGGGT
TTGGCTTCTAGCRGTCTCCTTGGAGAGACATTTTCATTTTGACCTCTGGCCTCAAATCAG

12. *Hydnomerulius pinastri* (Fr.) Jarosch & Besl

>**Hydnomerulius_pinastri_BPalla19111512**

CATTATYGAAATAAAGTCTGAAGGGGAGACGAGTAGGCCAAGTTTGGAGAGTGTAGAGATTGTCC
CTGGCCTCCGGAAACGGGGGCATGTGCACGTCTTTCCTCGACTTAGTCCCTGCTCTCTTTCCCTTC
GCAAACCTCAACACCTGTGCACCTATTGTAGGGACCGAAAGGGACCTATGTTTTTCATCTCGCCCA
AACGTATGTCTATAGAATGTATTTAATGCGTGCACCGGCTGGCTAACGCCTTGTGGCGACGGYA
AACTATTACAACCTTTCAGCAACGGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATTGCG
ATAAGTAATGTGAATTGCAGATTTTCAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACCTTTCGCTCCTTG
GTATTCCGAGGAGCATGCCTGTTTGTAGTGTGATTTAATTCTCAACCACGCTTTGATTGATTTTCGAG
GCATGGCTTGGACTTTGGGAGCTGCTGGCGACCTTTGGGACGTCGGCTCTCCTTAAAAGCATTAGC
AAAGGCGAGTCTAGCATGAATGGCCTTCGGCGTGATAATGATCGTGTGGCTAGAGTGTGGGCAT
GAATTGTCTATGCTTCTAATCGCTGTTTCACTTCGGTGGACAGAACTCTAATGAACTTGACCTCA
AATCAG

13. *Irpicodon pendulus* (Alb. & Schwein.) Pouzar

>**Irpicodon_pendulus_BPalla1906084**

TAACAGTCTATGGAACGTCCTGTGCGGTTTTGCCCTAAAAGCGAACCAGCAAACTTTGTATAACTT
TCAACAACGGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAAACGCGATATGTAATGTGAA
TTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACCTTTCGCTCCTTGGTATTCCGAGGAGCA
TGCCTGTTTGTAGTGTGATTTGAACCATCAACCCTTYGGCTTTGTTGACGAAGTGGCTTGGAGTTGGA
GCGTGCCGGCGTGAGTCGGCTCCTCTTCAAATGCATTAGCGGAACCTCTTTTCCGTGGTTGGCGTG
ATATTTATCTGCGCCTGTGATCCACCGAATAGCGTTCAGCTTCGAACCGTCCCATTGTTGGGACA
AACACACATCACTTTTGACCTCAAATCAG

>**Irpicodon_pendulus_BPalla19111524**

TGCGGAGGATCATTATCGAATCTTCAGTGAAGGGTTGTGCTGGCCTCAACGGGCATGTGCACGC
CTGGAYCGTRTATACAYCCSYGSACTCTTTGTAGCGAGAGAGGCAAACCTCTCTTGTATGTCTTT
ACACACCCTATCGTAACAGTCTATGGAACGTCCTGTGCGGTTTTGCCCTAAAAGCGAACCAGCAAA

CTTTGTATAACTTTCAACAACGGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAAACGCGA
TATGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACCTTGGCTCCTTGGT
ATTCGAGGAGCATGCCTGTTTGTAGTGTATTGAACCATCAACCTTTCGGCTTTGTTGACGAAGTG
GCTTGGAGTTGGAGCGTGCCGGCGTGAGTCGGCTCCTCTTCAAATGCATTAGCGGAACCTCTTTTC
CGTGGTTGGCGTGATATTTATCTGCGCCTGTGATCCACCGAATAGCGTTCAGCTTCGAACCGTCC
CATTGTTGGGACAAACACACATCACTTTTGACCTCAAATCAGGTAGGATTACCCGCTGAACCTAAG
CATATCAATAAGCGGAGGAAAAGAACTAACAAGGATTCCCCTAGTAACTGCGAGTGAAGAGGGAA
AAGCTCAAATTTAAAATCTGGCGGTCTTTGTGGCCGTCCGAGTTGTAATCTGGAGAAGCGTCGTCC
CGCTGGACCGTGTA

>**Irpicodon pendulus_BPalla19111526**

TGCGGAGGATCATTATCGAATTCTTCAGTGAAGGGTTGTGCTGGCCTCAACGGGCATGTGCACGC
CTGGATCGTATATACACCCGTGSACTCTTTGTAGCGAGAGAGGCWMACCTCTCTTGCTATGTCTTT
ACACACCCTATCGTAACAGTCTATGGAACGTCTGTGCGTTTTGCCCTAAAAAGCGAACCGCAAAA
CTTTGTATAACTTTCAACAACGGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAAACGCGA
TATGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACCTTGGCTCCTTGGT
ATTCGAGGAGCATGCCTGTTTGTAGTGTATTGAACCATCAACCTTTCGGCTTTGTTGACGAAGTG
GCTTGGAGTTGGAGCGTGCCGGCGTGAGTCGGCTCCTCTTCAAATGCATTAGCGGAACCTCTTTTC
CGTGGTTGGCGTGATATTTATCTGCGCCTGTGATCCACCGAATAGCGTTCAGCTTCGAACCGTCC
CATTGTTGGGACAAACACACATCACTTTTGACCTCAAATCAGGTAGGATTACCCGCTGAACCTAAG
CATATCAATAAGCGGAGGAAAAGAACTAACAAGGATTCCCCTAGTAACTGCGAGTGAAGAGGGAA
AAGCTCAAATTTAAAATCTGGCGGTCTTTGTGGCCGTCCGAGTTGTAATCTGGAGAAGCGTCGTCC
CGCTGGACCGTGTA

>**Irpicodon pendulus_BPalla19111527**

TGCGGAGGATCATTATCGAATTCTTCAGTGAAGGGTTGTSGCTGGCCTCAACGGGCATGTGCACGC
CTGGAYCGTRTAYACAYCYSYKSACTCTTTGTAGCGAGAGAGGYWMRCCTCTCTTGCTATGTCTTT
ACACACCCTATCGTAAMMRKCCATGAAACTCCTGGCCCGGTTGGCCCAAAAARCSAAACCSMAAA
CTTTTGAWTACTTTTACCACCGATCTCTTGGCTCTCCCATCCATTAARAAACCCRCAAACCCCA
TWAGGTATGGGAATTGGCRAAATTCRTGGATCCWCCAATCCTTGAACGMMCCCTGGSTTTGGTGAASAARTG
AATTC SAAGAASATGGCTGGTTTAAATGGYMWTTAAMCCWCMAMCCCTTGGSTTTGGTGAASAARTG
GSTTGGAAATTGGAACCGTGCCGCCTTAATCCGCTCTTCTCCAATGGCATAACCGAACCTCCTTTTC
CGKGGKTGGGSTGGTATTTATCCGCCCTGGCCATCCMMCSAATAACSKTCMRCTTCCAACCKTCM
TTGGTGGGAACAACMMMMTMMYTTGAACTTCATCMAGKAAGAWTAACGGTGACCTAGSMTATAT
ARCGARGAAAGACTTACAGAATCCCAAKTACTGGCAATGAAAGGAAAGCCAATTAATYGCCGCCT
TKGCGKCCAATGGATTG

14. ***Leptoporus mollis* (Pers.) Quél.**

>**Leptoporus mollis_BPalla2303311**

CATTATCGAGTTATTTGAACAGGTTGTAGCTGGCCTCTTACTTGAGGCATGTGCACGCTTGGCTCA
TCCACTCTCCAACCCCTGKGCCTTTTCGTAGAAATGACAGAAATCAAGATGTAAAAAATCTTGGT
GGAAGTCTTTTCTATGTTTTTTCTTACAACTTCAGTTTAAAGAAATGTCTACTTGCAAACAATGCAA
ATTATATACAACCTTTCAGCAACGGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAAATGCG
ATAAGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACCTTGGCTCCTTGG
TATTCCTTGGAGCATGCCTGTTTGTAGTATCATGGAATTATCAACCCCTAAAAATTTTCCCTCAGCTC
CTCTCAAATGCATTAGCAGTGAACCTTACACATTGCCTACAGCGTGATAATCATCTACGTTGTGCG
ATTATGTATTCATACGTTCTCGCTTACAATCGTCTCTCTGAGACATTTTTTTCTAATTTCTGATCTC
AAATCAG

15. ***Leucogyrophana mollusca* (Fr.) Pouzar**

>**Leucogyrophana mollusca_BPalla19111514**

CATTAACGAATCGTTTTGAGAGGGGGAGGGGGCGGACTGTGCTGGCCTTTTCGGGGCATGTGCACGT
CTGCTCCTTTTCTGATCACATCGTTCTTACACACCTGTGCACCTGTTGTAGCCGTAAAAAAGC
CTATGTTTTTCCACACACCTTTTTTAAACGTATGTCAAAGAAAGTCTCCATTAATTTACCGAGTGGC

TTCGCTATTTTTGAAGTCGGTCGGTAAGGAAAACCTTTATATAACTTTTCAGCAACGGATCTCTTGGC
TCTCGCATCGATGAAGAACGTAGCGAATTGCGATATGTAATGTGAATTGCAGATTTTCAGTGAATC
ATCGAATCTTTGAACGCACCTTGCCTCCTTGGTATTCAGGAGCATGCCTGTTTGAGTGTCAAT
AAATTCTCAACCCCTTTGGTTTCGCAAGAAGTCGAAGTGGGCTTGGACAGTGGGTYTGCTGGTGC
TTTTGGGTCGTCGGCTCTCCTTAAATGCATTGGCGGAGGCGATGGCATGATAACGTCCTTCGGTGT
GATAATGATCGCCGTGGATGGAAGTGTCCAGTTCACCTGCGCCTTTAACAGCCCTTTGGTGGCCAC
CCCTCGGGGTGATAGCTTTTGAACCTTTTGACCTCAAATCAG

16. *Melanoleuca luteolosperma* (Britzelm.) Singer

>**Melanoleuca_luteolosperma_BPalla2210145**

CATTATTGAATAAACTTGGTGGGTTGTTGCTGGCTTTTAAGAGCATGTGCACACTTGCCATTGTTT
CATTCTTTCTCCACCTGTGCACCTTTTGTAGGCGTGGATATCTCTCAAGTGGGGATTGTATTATCA
TAATCTCTCTTGGACTTGAGGATTGTTTAGTAAACTTTCCCTTGCATTTCCAGCCTATGTCTATTA
TAACATATATATACACCCATTAGTATGTTTTAGAAATGTTTATATTTGGCCTTTTAATAGGCTT
TAAAACATATACAACCTTCAACAACGGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAAAT
GCGATAAGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACCTTGCCTCCT
TGGTATTCAGGAGCATGCCTGTTGAGTGTCAATTAATTCTCAATTCCTCTGGGTTTATTCTC
AGTTGGGCTTGGATATGGGGGGTCAATGCTGGCTTTGCAAAAAGTCAGCTCTCCTTAAAAGTATT
AGCAGGACTTTTGTGCAACCTTCTATCTGGTGTGATAGTTATCTACATCATAGATTATGTGCAGT
TTATTATGTCTGGCTTCTAACAGTCCAATTGACTTGGACAACACTCTGATAATTTGACCTCAAATC
AG

17. *Phaeoclavulina carovinacea* Franchi & M. Marchetti

>**Phaeoclavulina_carovinacea_BPalla2210148**

CATTATAGAAGCTTAAAYCGRRGGGGCTGTCGCCGTCGGCKTCTCGCCTGACGCGCACGCCCTTC
GCTTCAAATCCCACMAACACTTTTGTGCACCATAGGTCTCGCGCCCCCATGAGGAGCCGTCCCGC
GAGAGCGGGGCCGGGGCCGTGTTCTCTCCWTTACATCCGGTAACGAAGCATGTGTATATCGCTCC
GGCGAGTTTACTATTATAATAACAACCTTCAACAACGGATCTCTTGGCTTTTCGCATCGATGAAGGA
CGCCGCGAAAGTGCGAAACGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCSAATCTTTGAACGCA
TCTTGCGCCCTTGGTATTCAGGAGGCATGCCTGTTTGGTGTGCTGAACCTTCCATCGACCTCG
ACCTTGTAAATGAGGTCTTGGGGCGGATTTGGACGTTGCGGGTCCCGTTCGCGGTCCCGCTCGTCTT
GAAATGCATCAGCCGCTCTCTAATGCCTTCCGTCTGACGGCGGCGTGATAAGGTGCTCGTGCCGTA
ATCGTCGTCTGTGGTTCGAGGGGGGACGGGGCCGGCTTCTAATGGTCTTCGGACGSGACTTCATT
GTGATCTGACCTCAAATCAG

18. *Phanerochaete sordida* (P. Karst.) J. Erikss. & Ryvar den

>**Phanerochaete_sordida_VPapp18110310**

CATTAACGAGTTATTGAACAGGTTGTAGCTGGCCTTCAGGGGCATGTGCACGCTGGCTCATCCAC
TCTTCAACCTCTGTGCACCTATTGTAGGTGGTGGAAAGAGTAAGTCTAAGTGATTAGACTTGCTTG
GAAGCCTTCCTATGTTTTTACAAACGCTTTCAGTTAAGAATGTATCTCTGCGTATAACGCATTTAT
ATACAACCTTTCAGCAACGGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAAATGCGATAAG
TAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACCTTGCCTCCCTGGTATTC
CGGGGAGCATGCCTGTTTGGTGTGCTGTTTCAACCTTCTAATACTTTTGTATCGAAGGCTT
GGATTTGGAGTTGTGCTGGCTTCTCGTCAAGTCGGCTCCTCTTAAAGCATTAGCGTGAGTGTA
CGGATCGCTTCGGTGTGATAATTATCTGCGCCGTGGTGTGAAAGTAACATAAGCTTGCCTTCTAA
CCGTCTTCAGCTGGACAAATTTACTCTGACATCTGACCTCAAATCAG

19. *Phlebiopsis gigantea* (Fr.) Jülich

>**Phlebiopsis_gigantea_BPalla19060812**

ATTTAATATACAACCTTTCAGCAACGGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAAATG
CGATAAGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACCTTGCCTCCCT
GGTATTCGGGGAGCATGCCTGTTTGGTGTGCTGTTTCAACTTCTAATACTTTTTTGTATC
AGAAGCTTGGATTTGGAGGCTCGTGTGGCTCTCTCGTTAGAGTCGGCTCCTCTTAAATGAATTAG

CGTGAATCACTATGGATCGCTTCGGTGTGATAATTATCTGCGCCGTAGTCGTGAAGTATTAATAAA
AGTTCTCGCTTCTAATCGTCCTTCACGGGACAATTAACCCTGACTTTTTGACCTCAAATCAG

20. *Plicaturopsis crispa* (Pers.) D.A. Reid

>**Plicaturopsis_crispa_ARadnoti2011081**

AAAAAACTATATAACTTTCAACAACGGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAAA
CGCGATATGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACCTTGCGCTCC
TTGGTATTCGAGGAGCATGCCTGTTTGTAGTGTTCATTAATAATTATCAAACCCTCCGTCTTTGTTGAC
GKGGTGGCTTTGGACTTGGAGGCTGCCGGCGCGAGTCCGCTCTCTAAATGCATTAGCGGAATG
TCTTTTTCGTGGTTCGGTGTGATAATTATCTACGCCGTTCAAGCCGCGAAGCAAGCGTTTTGGCTTCT
AACCGTCCCTTGCGGACAACATACATCAATTTTACCTCAAATCAGGTAGGATTACCCGCTGAACT
TAAGCATATCAATAAGCGGAGGAAAAGAACTAACAAGGATTCCCCTAGTAACTGCGAGTGAAGCG
GGAAAAGCTCAA

21. *Porodaedalea pini* (Brot.) Murrill (*Hymenochaetaceae* Donk)

>**Porodaedalea_pini_BPalla1906081**

CATCATCGAGKWKTTWAAATMGGAGGGGTGATGMTGGYGTGGARACACGCACYGTGSTCGGCGKTC
GTGCTTAATMCACTCAACACCTGTGCWCCTCATYGAAGWTAGTAGTMTTTCYTCCTCAGTWGGAGC
CGCCGGGGTTRACTTTGTTAGTAGTGKTTYGACGCGAAAGCATATGGTCGGCCTTGGSTGGGATTG
RCGAACAMTTTGAMTTCATCATAACACACYTTAAWTGTTYTGTAAGWTAATGSTCCYTGKGGGSG
AAAWGAAATWCAACYTTCAACAAMGGATTTTTYTGCTCTYGCATYGATGAAGAACGCAGSGAAATG
SGATAAGTAAAGKGAAWTGCAGAATTCAGKGAATCATTGAATTTTTGAACGCCCCYTGCGCCCYT
GGTATTTGAGGGGCCWKCCYKTTGAGKGTCAWGTAAACATCAAATCCCYTGSTTGTAAAGGSTT
GGGGSTTGGATTTGGAGGTTTGWGSCGGCCYGSTTCATTKTCAGTTGTTGGSTCCTTTTAAAGCA
TTAASYGGAATTTGGTTTGSGGGTCCGTTGKATAGTTTATTCCCCATTGSTTTCCTAAAGGGTTY
GSTTYTAAWGGTTYTTGGRCMARGKYTTAACAGCCTTCTTGACTCTTTGACCTCAAATCAG

22. *Ptychogaster albus* Corda

>**Ptychogaster_albus_BPalla1911155**

CATTATTGAATTTTTGAAGGAGTTGTTGCTGGCCTTTCATCGGGCATGTGCACGCTCCGTTCAA
TCCAACCTTCTATACACCTGTGCACCGTTTGTAGGGTCGCGTGGCCGAAAGGCCGCGCTCTATGT
CTATCACAACTCTTTAGTATGTTTTGAATGTGACGCGTGTAAACGCATCTTTATACAACCTTTCAG
CAACGGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAAATGCGATAAGTAATGTGAATTGC
AGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACCTTGCCTCCTTGGTATTCCGAGGAGCATGCC
TGTTTTGAGTGTGCATGGAATCATCAACTCTTATCCTTTCTTTGTTGAGAGGATGAGGGCTTGGACTT
GGAGGTTTCTGCTGGTCCGTCTTTGTAAGAAGATGGTCGGCTCCTCTTGAATGCATTAGCTTGA
ACCTCTGCTGTATCGGCTGTCCAGTGTGATAATTGTCTACGCTGTGGCTGTGAGGCGTTTTAGTGG
GCTCGGCTTCTAACCGTCTTCTTACGGAGACAACAACATTCGTTACGAATGACCTCTGACCTCAA
TCAG

23. *Pycnoporellus fulgens* (Fr.) Donk

>**Pycnoporellus_fulgens_VPapp2303311**

CATTAACAAATGTGAAACGGAGGAGCTGTGCTGGCCCTTGGGGCATGTGCACGCTCTTTCGAAT
CCAATCTTAAACCTGTGAACCCACGGCGGAGGGGGCTCCTTCGGGGGCTTTTTCTGCTCATT
CACACCTTTGTATGTTTGAATGTCTCTTTGCGCATCGTACGCAATAAATAACAACCTTTCAGCAAC
GGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAAATGCGATAAGTAATGTGAATTGCAGAA
TTCAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACCTTGCACGCTCCGGTATTCCGAAGCGTATGCCTGTT
TGAGTGTGCGTGGCATCATCAAACCTCACTGTTTCTGACGGTGACGGTTTTGGAATTGGAGGTGTTGC
TGTGGCCCTTCTTGGGCTTTCCGGCTCCTCTCAAATGCATTAGCTGGGACGTTTTGGTCCGTAGGCTC
TGACGTGATAGTGTGTTGCGTGTGTTCCACCCCTCCTGTGCGCGCTTCTAATCGTCCGAAAGGA
CAGCTTACCATTGACCTTTGACCTCAAATCAG

24. *Resupinatus striatulus* (Pers.) Murrill

>**Resupinatus striatulus_BPalla19111511**

CATTATTGAATTCAAACGCGGAGCTGTGCTGGCTTTCAGGAGCATGTGCACGCTTTCATATATTC
AACCACCTGTGAACCTAATGTAGATCTGAGAATATTTCTCAAGGAACTTGGACGTAGAGTTTGCT
GGTCTCGAAAGAGGTCGACTGCTCTTGCTTCTCAGGTCTATGCTTTTATACACCCATAATATGTT
ATAGAGTGTTTTAAACGGCTTTATAAGCCTTAAACTTAATACAACCTTCAACAACGGATCTCTTGCC
TCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAAATGCGATAAGTAATGTGAATTGCAGAAATTCAGTGAATCA
TCGAATCTTTGAACGCACCTTGCACCTTTGGTATTCCGAAGGGTATGCCTGTTTGTAGTGTGATTA
AATTCTCAACCTTACCAGCTTGTGGTTTTAAAGGCTTGGATTTGGAGGCTTATATGCGGGCTTCA
TTTGAAGTCGGCTCCTCTTAAATGCATTAGCAGAACTATTGTGTATCAGCTCTTGGTGTGATAATT
ATCTACGCCCTTGAAGCTATCACTGTAAAGCTCTGCTTCTAATCGTCCRCAAGGACAATACACCTG
ACATTTGACCTCAAATCAG

25. *Serpula himantioides* (Fr.) P. Karst.

>**Serpula himantioides_VPapp18110314**

CATTATCGATTCAACGAAGTGCCTGTGAGTTGTGCTGGCCTCTCTYGGGGCAYGTGCACGCTTCAT
GGGTCTTACACATCCACACCTGTGAACCAATTGTAGGTCTTTCGGGACMTAYGTCTTCTCATAAC
ACACTGTATGTYTAGAATGTCATTATGATTATMGTYTGCTTCTTGTGGAGTTGGGYTGATAAGA
TAAACAATATWCAACTTTCAGCAACGGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAATT
GMGATATGTAATGTGAATTGCAGATTTTCAGTGAATCATYGAATCTTTGAACGCACCYTSCGCTCC
TTGGTATTYCGAGGAGCAWGCCTGTYTGAGTGTGATMAATTCTCAACCCATCGATTTGTTTCGG
TTGTGGGATTGGATTGTGGGGGTTKGTGGTGGRCYTMTCGTCCGTCGGCTCCTCTGAAATGTATT
AGCAAAGGTTGATGTGCGAACCAGTGTCTCGGTGTGATAATGATCATCGTGCCYACGWGCAGTGT
CCTGTGCTTACAGTYGTYGTAAGACAACATTTTGAACCTTTGACCTCAAATCAG

26. *Skeletocutis papyracea* A. David

>**Skeletocutis papyracea_VPapp1811035**

CATTATCGAGTTTTGAAAGAGGTTGTAGCTGGCCTTTTGGGGCATGTGCACACCTCGCTCATTTC
AACTCTTCAACACCTGTGAATCAGCTGTAGGTTGGTTTTGAAGTGGGTTCTTGCAGCCCTTTGTG
CCTTCCATATGCTTTAAACAACTCCAGTTGTATCGGAATGTTTTTCGCGCTTTTAAACGCATCAAT
ATAACTTTCAGCAACGGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATGAAGAACGCAGCGAAATGCGATAAGTA
ATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACCTTGCGCCCTTGGTATTCCG
AGGGGCATGCCCGTTTTGAGTGTGATTTCTCAAATCCCCTTGCTTTTGTGAGGCTTGGATTTG
GATTTTGGAGGTTCTGCGGTGACTCTGTTGTCCGCTTCTTGAATGCATTAGCTGGAACCTTTTG
CTAGATCGGCCTCGGTGTGATAATTATCTGCGCCGTAGTTGTGAAGGTGACTCTGTTGAGGATCCG
CTTCCAATCGTCTCCTTTGTTGAGACAACTTATTTGACATCTGGCCTCAAATCGG

27. *Xylodon cf. flaviporus* (Berk. & M.A. Curtis ex Cooke) Riebesehl & E. Langer

>**Xylodon flaviporus_BPalla1906087**

CATTACTGAGTTTTGAAGTGGGCTTGATGCTGGCATCTTTTTGATGCATGTGCTCRGCCCCGCTCT
CAAATCCACTCAACACCTGTGCACTTTCAAAGYGTAGTCTCCGTAATGGGAGTCKCAAGTCTTT
TTTGAAGTGGGACTGCGCTTTGCCATTTATCACAAACGATATTCATTGTTTTGTAGAATGTCT
AGCCTCATTGTAGGTGAAACTTAATACAACCTTTCAACAACGGATCTCTTGGCTCTCGCATCGATGA
AGAACGCAGCGAAATGCGATAAGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTTGAAC
GCACCTTGCAGCTCCTTGGTATTCCGAGGAGCATGCCTGTTTGTAGTGTGCTGAAATTTCAACTCCT
ATTCTTTATTGAATGGTGTGAGCTTGGATTTGGAGATTGCTGGTGAAAATCGGCTTCTCTTGAATGAA
TTAGCTGGAATTTGRTTCGCAGCATATATGCGGTGTGATAATGTGCTCACTGTGTAGCTCGGATTTG
TCTGGCTTCTAATCRTCTTTCATGGACAATTTGATCATTTTGAACCTCAAATCAG

M8.2. A jelen munka során molekuláris módszerekkel vizsgált bazídiumos nagygombák mintáinak LSU szekvenciái.

1. *Irpicodon pendulus* (Alb. & Schwein.) Pouzar

>Irpicodon pendulus_BPalla1906084

TATACCCAAATTCGACGATCGATTTGCACGTCAGAATCGCTACGAGCCTCCACCAGAGTTTCCTCT
GGCTTCACCCTATTCAGGCATAGTTCACCATCTTTCGGGTCCCAACATACACGCTCTACCGCGGAA
CCGTACACAGAAGGTCTGGTCCGGGCGTCGATGCTCCCCACGACAGGGATCTCAACTATCACTTTCA
TTACGCGTAAGGGTTTGCCACCCAAACACTCGCGGGCATGTTAGACTCCTTGGTCCGTGTTTCAAG
ACGGGTTCGATTAAAGCCATTACGCCAGCGTCCCAAGCACGTTGCGTGAGCCRAAGCCCCGGCCAGT
GAAGGCGTGCTGAGTTCCTCAATCCCAACCACGGCATGCGAACGAGGGCTATAACACATCCGAGGA
TGCCACATTTCCCCCGCACTTTATCCCGCAATCGAAACTGACGCTGACCCGTACACCCGAGAAGTGC
ACCAAGCAAAAAAGCAAGGTTGATCCTCGGCAGACGCGACTGACTTCAAGCGTTTCCCTTTCAACA
ATTTACGTACGGTTTAACTCTCTTTCCAAAGTTCTTTTCATCTTTCCTCACGGTACTTGTTTCGC
TATCGGTCTCTCGCCAATATTTAGCTTTASATGGAATTTACCACCCGATTTGAGCTGCATTCCCAA

>Irpicodon pendulus_BPalla19111524

TATACCCAAATTCGACGATCGATTTGCACGTCAGAATCGCTACGAGCCTCCACCAGAGTTTCCTCT
GGCTTCACCCTATTCAGGCATAGTTCACCATCTTTCGGGTCCCAACATACACGCTCTACCGCGGAA
CCGTACACAGAAGGTCTGGTCCGGGCGTCGATGCTCCCCACGACAGGGATCTCAACTATCACTTTCA
TTACGCGTAAGGGTTTGCCACCCAAACACTCGCGGGCATGTTAGACTCCTTGGTCCGTGTTTCAAG
ACGGGTTCGATTAAAGCCATTACGCCAGCGTCCCAAGCACGTTGCGTGAGCCGAAGCCCCGGCCAGT
GAAGGCGTGCTGAGTTCCTCAATCCCAACCACGGCATGCGAACGAGGGCTATAACACATCCGAGGA
TGCCACATTTCCCCCGCACTTTATCCCGCAATCGAAACTGACGCTGACCCGTACACCCGAGAAGTGC
ACCAAGCAAAAAAGCAAGGTTGATCCTCGGCAGACGCGACTGACTTCAAGCGTTTCCCTTTCAACA
ATTTACGTACGGTTTAACTCTCTTTCCAAAGTTCTTTTCATCTTTCCTCACGGTACTTGTTTCGC
TATCGGTCTCTCGCCAATATTTAGCTTTAGATGGAATTTACCACCCGATTTGAGCTGCATTCCCAA
ACAACTCGACTCGTTGATAGCGCGTCACAAAAGCCCCGGTGGTCCATGCCAAAGACGGGATTTCTCA
CCCTCTATGATGCTCTTTTCCAAGAGACTTGTGCACGGGCCGGCGGGACGACGCTTCTCCAGATT
ACAACTCGGACGGCCACAAAGACCGCCAGATTTTAAATTTGAGCTTTTCCC

>Irpicodon pendulus_BPalla19111526

TATACCCAAATTCGACGATCGATTTGCACGTCAGAATCGCTACGAGCCTCCACCAGAGTTTCCTCT
GGCTTCACCCTATTCAGGCATAGTTCACCATCTTTCGGGTCCCAACATACACGCTCTACCGCGGAA
CCGTACACAGAAGGTCTGGTCCGGGCGTCGATGCTCCCCACGACAGGGATCTCAACTATCACTTTCA
TTACGCGTAAGGGTTTGCCACCCAAACACTCGCGGGCATGTTAGACTCCTTGGTCCGTGTTTCAAG
ACGGGTTCGATTAAAGCCATTACGCCAGCGTCCCAAGCACGTTGCGTGAGCCGAAGCCCCGGCCAGT
GAAGGCGTGCTGAGTTCCTCAATCCCAACCACGGCATGCGAACGAGGGCTATAACACATCCGAGGA
TGCCACATTTCCCCCGCACTTTATCCCGCAATCGAAACTGACGCTGACCCGTACACCCGAGAAGTGC
ACCAAGCAAAAAAGCAAGGTTGATCCTCGGCAGACGCGACTGACTTCAAGCGTTTCCCTTTCAACA
ATTTACGTACGGTTTAACTCTCTTTCCAAAGTTCTTTTCATCTTTCCTCACGGTACTTGTTTCGC
TATCGGTCTCTCGCCAATATTTAGCTTTAGATGGAATTTACCACCCGATTTGAGCTGCATTCCCAA
ACAACTCGACTCGTTGATAGCGCGTCACAAAAGCCCCGGTGGTCCATGCCAAAGACGGGATTTCTCA
CCCTCTATGATGCTCTTTTCCAAGAGACTTGTGCACGGGCCGGCGGGACGACGCTTCTCCAGATT
ACAACTCGGACGGCCACAAAGACCGCCAGATTTTAAATTTGAGCTTTTCCC

>Irpicodon pendulus_BPalla19111527

TATACCCAAATTCGACGATCGATTTGCACGTCAGAATCGCTACGAGCCTCCACCAGAGTTTCCTCT
GGCTTCACCCTATTCAGGCATAGTTCACCATCTTTCGGGTCCCAACATACACGCTCTACCGCGGAA
CCGTACACAGAAGGTCTGGTCCGGGCGTCGATGCTCCCCACGACAGGGATCTCAACTATCACTTTCA
TTACGCGTAAGGGTTTGCCACCCAAACACTCGCGGGCATGTTAGACTCCTTGGTCCGTGTTTCAAG
ACGGGTTCGATTAAAGCCATTACGCCAGCGTCCCAAGCACGTTGCGTGAGCCGAAGCCCCGGCCAGT
GAAGGCGTGCTGAGTTCCTCAATCCCAACCACGGCATGCGAACGAGGGCTATAACACATCCGAGGA
TGCCACATTTCCCCCGCACTTTATCCCGCAATCGAAACTGACGCTGACCCGTACACCCGAGAAGTGC
ACCAAGCAAAAAAGCAAGGTTGATCCTCGGCAGACGCGACT

2. *Plicaturopsis crispa* (Pers.) D.A. Reid

>**Plicaturopsis crispa_ARadnoti2011081**

TATACCCAAATTCGACGATCGATTTGCACGTCAGAATCGCTACGAGCCTCCACCAGAGTTTCCTCT
GGCTTACCCTATTCAGGCATAGTTCACCATCTTTCGGGTCCCAACATACACGCTCTACCGCGGAA
CCGTACACAGAAGGTCTGGTCCGGGCGTCGATGCTCCCTACGACGGGGATCTCAACTTTCACCTTCA
TTACGCGTCCGGGTTTGCCACCCAAACACTCGCGGGCATGTTAGACTCCTTGGTCCGTGTTTCAAG
ACGGGTGATTAAAGCCATTACGCCAGCATCCTAAGCACGTACGTGAGCCGAAGCCCCGGCCAAAA
AGGCGTGCTGAGTTCCTCAATCCCAACCGCGGCATGCGAACGAGGGCTATAACACATCCGAAGATG
CCACATTCCTCGCACTTTATCCCGCAATCAAATTTGATGCTGACCCGTACACCCGAGAAGTGCAC
CGAGCAAAAGAGCAAGTTGATCCTCGGCAGACGCGACTGACTTCAAGCGTTTCCCTTTCAACAAT
TTCACGTACGGTTTAACTCTCTTTCCAAAGTTCTTTTCATCTTTCCCTCACGGTACTTGTTGCTA
TCGGTCTCTCGCCAATATTTAGCTTTAGATGGAATTTACCACCCGATTTGAGCTGCATTCCCAAC
AACTCGACTCG

3. *Skeletocutis papyracea* A. David

>**Skeletocutis papyracea_VPapp1811035**

CTGCGAGTGAAGCGGGAAAAGCTCAAATTTAAAATCTGGCGGTTTTGGCCGTCCGAGTTGTAGTCT
GGAGAAGTGCTTTCCGTGCCGGACCGTGTACAAGTCTCTTGGAACAGAGCGTCATAGAGGGTGAGA
ATCCCGTCTTTGACACGGACTACCGGTGCTTTGTGATGCGCTCTCAAAGAGTCGAGTTGTTGGGA
ATGCAGTCAAATGGGTGGTGAATTCATCTAAAGCTAAATATTGGCGAGAGACCGATAGCGAAC
AAGTACCGTGAGGGAAAGATGAAAAGCACTTTGGAAAGAGAGTTAAACAGTACGTGAAATTGCTGA
AAGGGAAACACTTGAAGTCAGTCGATTTGTTCCGAACTCAGCCTTGCTTCCGGCTTGGTGCATTTTC
TGAATGATGGGCCAGCATCGATTTTGGTCGACAGATAAAGGTCTGGGGAATGTGGCACCTCCGGGT
GTGTTATAGCCTCAGATTGTATATGTCGGTTGGGATCGAGGAACTCAGCTTCCGGCTTAGGATGCTG
GCATAATGGCTTTAAATGACCCGTCTTGAACACGGACCAAGGAGTCTAACATGCCCGCGAGTGTT
TGGGTGGTAAACCCAGGCGACAATGAAAGTGAAAGTCGAGACCTCTGTGCTGGAGGGCATCGACG
CCCGGACCTGACCTTCTGTGACGGCTCCGCGGTAGAGCGTGTATGTTGGGACCCGAAAGATGGTGA
ACTATGCCTGAATA

M8.3. A jelen munka során molekuláris módszerekkel vizsgált bazídiumos nagygombák mintáinak *RPB2* szekvenciái.

1. *Irpicodon pendulus* (Alb. & Schwein.) Pouzar

>**Irpicodon pendulus_BPalla1906084**

GCTGTTCCGTAATTGACCAAGGATGTGTACCGGTACTTGCRAAAGGTATGAGTCTCRTGTGTGTCGTC
ATTTTCCAGACTAACGGTGATTCCAGTGCCTCGAGACTAAAAAGGAGTTTAACTTTGCTCTTGCGG
TGAAGCACCAAATATTACCAACGGACTCAAGTACTCGCTTGCTACCGGTAATTGGGGTGACCAGA
AGAAGTCCATGTCGTCGAAAGCCGGTGTCTCGCAAGTGTGAACCGATACACGTATGCCTCCACGC
TCTCCCATMTGCGTCCGGTGTAAACACACCCCTCGGACGAGAGGGCAAGATTGCGAAGCCGCGTCAGC
TGCATAACACGCACTGGGGAATGGTGTGTCCGGCCGAGACGCCCGAAGGGCAGGCTTGCGGTCTCG
TGAAGAACCTGGCGCTCATGGCGTGCATATCCGTCCGGCTCGTACTCCGCTCCCGTGATCGAGTTTC
TCGAGGAGTGGGGTTTTGGAGTCGCTGGAGGAGAACGCGCATTCTTCGACACCGTGCACGAAGGTGT
TCGTGAATGGCGTGTGGATGGGCGTGCATCGTGATCCTGCTAACCTCGTCAAGACCATCAAGAAGC
TTCGCAGAAAGGACGACATTAGTCTGAGGTCTCAGTCGTGCGGGATATTTCGCGAGAAGGAGCTGC
GGCTGTACACGGATGCGGGCCGTGTTTGTAGGCCACTGTTTCAATTGTCGAGAACCA

>**Irpicodon pendulus_BPalla19111524**

GCTGTTCCGTAATTGACCAAGGATGTGTACCGGTACTTGCAAAAGGTATGAGTCTCATGTGTGTCGTC
ATTTTCCAGACTAACGGTGATTCCAGTGCCTCGAGACTAAAAAGGAGTTTAACTTTGCTCTTGCGG
TGAAGCACCAAATATTACCAACGGACTCAAGTACTCGCTTGCTACCGGTAATTGGGGTGACCAGA
AGAAGTCCATGTCGTCGAAAGCCGGTGTCTCGCAAGTGTGAACCGATACACGTATGCCTCCACGC
TCTCCCATCTGCGTCCGGTGTAAACACACCCCTCGGACGAGAGGGCAAGATTGCGAAGCCGCGTCAGC
TGCATAACACGCACTGGGGAATGGTGTGTCCGGCCGAGACGCCCGAAGGGCAGGCTTGCGGTCTCG

TGAAGAACCTGGCGCTCATGGCGTGCATATCCGTCGGCTCGTACTCCGCTCCCGTGATCGAGTTTC
TCGAGGAGTGGGGTTTGGAGTCGCTGGAGGAGAACGCGCATTCTTCGACACCGTGCACGAAGGTGT
TCGTGAATGGCGTGTGGATGGGCGTGCATCGTGATCCTGCTAACCTCGTCAAGACCATCAAGAAGC
TTCGCAGAAAGGACGACATTAGTCCTGAGGTCTCAGTCGTGCGGGATATTCGCGAGAAGGAGCTGC
GGCTGTACACGGATGCGGGCCGTGTTTGTAGGCCACTGTTTCATTGTCGAGAACCAACAGCTGGTGC
TTCAGAAGAAGCATGTCAACTGGCTAGCGCAGGGCTTCCGCGACGATGACGGTGAAGAGTTCAAGT
GGGAACAGCTGGTGAAAGGCGGTATTGTTGAGCTGCTCGACGCC

>**Irpicodon pendulus_BPalla19111526**

GCTGTTCCGTAAATTGACCAAGGATGTGTACCGGTACTTGCAAAAAGGTATGAGTCTCATGTGTCGT
CATTTTCCAGACTAACGGTGGTTCCAGTGCCTCGAGACTAAAAAGGAGTTTAATCTTGCTCTTGCG
GTGAAGCACCAAATATTACCAACGGACTCAAGTACTCGCTTGCTACCGGTAATTGGGGTGACCAG
AAGAAGTCCATGTGCTCGAAAGCCGGTGTCTCGCAAGTGCTGAACCGATACACGTATGCCTCCACG
CTCTCCCATCTGCGTCGGTGTAACACACCCCTCGGACGAGAGGGCAAGATTGCGAAGCCGCGTCAG
CTGCATAACACGCACTGGGGAATGGTGTGTCCGGCCGAGACGCCCGAAGGGCAGGCTTGCGGTCTC
GTGAAGAACCTGGCGCTCATGGCGTGCATATCCGTCGGCTCGTACTCCGCTCCCGTGATCGAGTTT
CTCGAGGAGTGGGGTTTGGAGTCGCTGGAGGAGAACGCGCATTCTTCGACACCGTGCACGAAGGTG
TTCGTGAATGGCGTGTGGATGGGCGTGCATCGTGATCCTGCTAACCTCGTCAAGACCATCAAGAAG
CTTCGCAGAAAGGACGACATTAGTCCTGAGGTCTCAGTCGTGCGGGATATTCGCGAGAAGGAGCTG
CGGCTGTACACGGATGCGGGCCGTGTTTGTAGGCCACTGTTTCATTGTCGAGAACCAACAGCTGGT
CTTCAGAAGAAGCATGTCAACTGGCTAGCGCAGGGCTTCCGCGACGATGACGGTGAAGAGTTCAAG
TGGGAACAGCTGGTGAAAGGCGGTATTGTTGAGCTGCTCGAC

>**Irpicodon pendulus_BPalla19111527**

GCTGTTCCGTAGATTGACCAAGGATGTGTACCGGTACTTGCAAAAAGGTATGAGTCTCATGTGTCGT
CATTTTCCAGACTAACGGTGATTCCAGTGCCTCGAGACTAAAAAGGAGTTTAATCTTGCTCTTGCG
GTGAAGCACCAAATATTACCAACGGACTCAAGTACTCGCTTGCTACCGGTAATTGGGGTGACCAG
AAGAAGTCCATGTGCTCGAAAGCCGGTGTCTCGCAAGTGCTGAACCGATACACGTATGCCTCCACG
CTCTCCCATCTGCGTCGGTGTAACACACCCCTCGGACGAGAGGGCAAGATTGCGAAGCCGCGTCAG
CTGCATAACACGCACTGGGGAATGGTGTGTCCGGCCGAGACGCCCGAAGGGCAGGCTTGCGGTCTC
GTGAAGAACCTGGCGCTCATGGCGTGCATATCCGTCGGCTCGTACTCCGCTCCCGTGATCGAGTTT
CTCGAGGAGTGGGGTTTGGAGTCGCTGGAGGAGAACGCGCATTCTTCGACACCGTGCACGAAGTGT
TCGTGAATGGCGTGT

M8.4. A filogenetikai vizsgálatokhoz felhasznált, génbanki adatbázisokból (Genbank: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank/>; UNITE: <http://unite.ut.ee/>) letöltött barcoding szekvenciák adatai.

Fajnév	Herbáriumi azonosító	ITS génbanki azonosító	LSU génbanki azonosító	<i>RPB2</i> génbanki azonosító	Lelőhely
<i>Amyloceraceomyces angustisporus</i>	He2824	MK520872	MK491337	-	Kína
<i>Amyloceraceomyces angustisporus</i>	He2819	MK520871	MK520871	-	Kína
<i>Amylocorticium canadense</i>	MO414701	OK346339	OK346339	-	USA
<i>Amylocorticium cebennense</i>	CFMR:HHB-2808	GU187505	GU187561	GU187770	USA
<i>Amylocorticium indicum</i>	He5357	MK520874	MK491339	-	Kína
<i>Amylocorticium subincarnatum</i>	AS-95	AY463377	AY586628	-	Svédország
<i>Amylocorticium subsulphureum</i>	CFMR:HHB-13817	GU187506	GU187562	GU187773	USA
<i>Anomoloma albolutescens</i>	CFMR:L-6088	GU187507	GU187563	GU187768	USA
<i>Anomoloma flavissimum</i>	Dai 2968a	KT954952	KT954966	-	Kína
<i>Anomoloma luteoalba</i>	Cui 2687	KT954961	KT954975	-	Kína
<i>Anomoloma myceliosum</i>	CFMR:MJL-4413	GU187500	GU187559	GU187766	Kanada
<i>Anomoloma rhizosum</i>	Cui 9717	KT954958	KT954972	-	Kína
<i>Anomoloma submyceliosum</i>	Dai 7402	KT954963	KT954977	-	Kína
<i>Anomoporia bombycina</i>	CFMR:L-6240	GU187508	GU187564	GU187765	USA
<i>Anomoporia kamtschatica</i>	KHL11072	AY463379	AY586630	-	Svédország
<i>Anomoporia vesiculosa</i>	Cui 9523	KT954950	KT954950	-	Kína
<i>Antrodiella canadensis</i>	Pentill# 1321	AF126907	AF126907	-	Finnország
<i>Ceraceomyces atlanticus</i>	URM:85888	NR_153926	NG_060427	-	Brazília
<i>Ceraceomyces tessulatus</i>	KHL8474	AY463391	AY586642	-	Svédország
<i>Ceraceomyces tessulatus</i>	KHL16429	KU518951	KU518951	-	Norvégia
<i>Chroogomphus rutilus</i>	K(M):167792	MG457851	-	-	Olaszország
<i>Chroogomphus rutilus</i>	K(M):82320	MG457849	-	-	Egyesült Királyság
<i>Chroogomphus rutilus</i>	K(M):227280	MZ159627	-	-	Egyesült Királyság
<i>Chroogomphus rutilus</i>	K(M):135802	MG457848	-	-	Egyesült Királyság
<i>Chroogomphus rutilus</i>	K(M):108451	MG457850	-	-	Egyesült Királyság
<i>Chroogomphus rutilus</i>	JCS732bis	KX452148	-	-	Spanyolország
<i>Chroogomphus rutilus</i>	K(M):175891	MG457853	-	-	Görögország
<i>Chroogomphus rutilus</i>	LIP:0401324	MG457862	-	-	Franciaország
<i>Chroogomphus rutilus</i>	ID PAN 592	KM085388	-	-	Lengyelország
<i>Chroogomphus rutilus</i>	MCVE-30295	MN960418	-	-	Olaszország
<i>Chroogomphus rutilus</i>	TUR-A 208474	MT328644	-	-	Olaszország
<i>Chroogomphus rutilus</i>	K(M):198589	MG457852	-	-	Németország
<i>Chroogomphus rutilus</i>	VPI-OKM 24401	AF205649	-	-	Svájc
<i>Chroogomphus rutilus</i>	Mushroom Observer #379942	ON692958	-	-	Litvánia
<i>Chroogomphus rutilus</i>	ID PAN 762	KM085373	-	-	Lengyelország
<i>Chroogomphus rutilus</i>	TUR-A 208105	MT328643	-	-	Olaszország
<i>Chroogomphus rutilus</i>	SOMF:29760	MG457861	-	-	Bulgária
<i>Chroogomphus rutilus</i>	K:235485	MH037156	-	-	Egyesült Királyság
<i>Chroogomphus rutilus</i>	HKAS 55294	FJ652071	-	-	Csehország
<i>Chroogomphus purpurascens</i>	HKAS 54925	FJ481128	-	-	Németország
<i>Chroogomphus sp.</i>	H:6016159	MG457855	-	-	Finnország
<i>Chroogomphus sp.</i>	K(M):233762	MG457854	-	-	Egyesült Királyság
<i>Chroogomphus sp.</i>	SOMF:29762	MG457863	-	-	Bulgária

<i>Chroogomphus purpurascens</i>	HKAS 55295	FJ652072	-	-	Csehország
<i>Chroogomphus fulmineus</i>	K(M):190394	MG457856	-	-	Franciaország
Uncultured fungus	E101	HM545722	-	-	Olaszország
<i>Chroogomphus fulmineus</i>	LIP:0401321	MG457864	-	-	Franciaország
<i>Chroogomphus fulmineus</i>	TUR-A 208102	MT328640	-	-	Olaszország
<i>Chroogomphus fulmineus</i>	JLS 3624	LT219435	-	-	Spanyolország
<i>Chroogomphus subfulmineus</i>	LIP:0401318	MG457866	-	-	Ciprus
<i>Chroogomphus subfulmineus</i>	LIP:0401323	MG457865	-	-	Ciprus
<i>Chroogomphus rutilus</i>	DG56	JQ888157	-	-	Egyesült Királyság
<i>Chroogomphus subfulmineus</i>	MCVE-30294	MN960417	-	-	Olaszország
<i>Chroogomphus subfulmineus</i>	TUR-A 208103	MN960415	-	-	Olaszország
<i>Chroogomphus subfulmineus</i>	HBIL-Fungi 2639	MT712258	-	-	Spanyolország
<i>Chroogomphus subfulmineus</i>	MCVE-30293	MN960416	-	-	Olaszország
<i>Chroogomphus helveticus</i>	WU-21373	UDB0802026	-	-	Ausztria
<i>Chroogomphus helveticus</i>	37/96	GU187514	-	-	Németország
<i>Chroogomphus sp.</i>	H:7019100	MG457859	-	-	Szlovákia
<i>Chroogomphus sp.</i>	K(M):105170	MG457860	-	-	Ausztria
<i>Chroogomphus helveticus</i>	HKAS 55293	FJ652070	-	-	Csehország
Uncultured fungus	OTU22	KM504402	-	-	Ausztria
<i>Chroogomphus britannicus</i>	H:6045578	MG457847	-	-	Finnország
<i>Chroogomphus britannicus</i>	H:6059327	MG457845	-	-	Finnország
<i>Chroogomphus britannicus</i>	H:6025417	MG457846	-	-	Finnország
<i>Chroogomphus britannicus</i>	K(M):233759	MG457843	-	-	Németország
<i>Chroogomphus britannicus</i>	H:6001678	MG457842	-	-	Finnország
<i>Chroogomphus britannicus</i>	H:6059351	MG457844	-	-	Finnország
<i>Chroogomphus mediterraneus</i>	H:6016157	MG457834	-	-	Finnország
<i>Chroogomphus mediterraneus</i>	SOMF:30880	OQ456634	-	-	Bulgária
<i>Chroogomphus mediterraneus</i>	K:200316	MG457838	-	-	Egyesült Királyság
<i>Chroogomphus mediterraneus</i>	LIP:0401328	MG457839	-	-	Franciaország
<i>Chroogomphus mediterraneus</i>	K(M):175418	MG457832	-	-	Egyesült Királyság
<i>Chroogomphus mediterraneus</i>	SOMF:29763	MG457857	-	-	Bulgária
<i>Chroogomphus mediterraneus</i>	K(M):233760	MG457835	-	-	Németország
<i>Chroogomphus mediterraneus</i>	ML411181/1	MG457867	-	-	Ciprus
<i>Chroogomphus mediterraneus</i>	K(M):233761	MG457833	-	-	Németország
<i>Chroogomphus mediterraneus</i>	K:200317	MG457837	-	-	Egyesült Királyság
<i>Chroogomphus mediterraneus</i>	K:237593	MH037155	-	-	Spanyolország
<i>Chroogomphus mediterraneus</i>	JLS 3384	LT219433	-	-	Spanyolország
<i>Chroogomphus mediterraneus</i>	FR2015401	MG457868	-	-	Görögország
<i>Chroogomphus mediterraneus</i>	K:237779	MH037154	-	-	Egyesült Királyság
<i>Chroogomphus mediterraneus</i>	H:6029004	MG457831	-	-	Finnország
<i>Chroogomphus mediterraneus</i>	JLS 3539	LT219430	-	-	Spanyolország
<i>Chroogomphus mediterraneus</i>	JLS 2917	LT219429	-	-	Spanyolország
<i>Chroogomphus mediterraneus</i>	JCS 840B	LT219434	-	-	Spanyolország
<i>Chroogomphus mediterraneus</i>	JLS3621	KX452146	-	-	Spanyolország
<i>Chroogomphus mediterraneus</i>	TUR-A 208100	MT328641	-	-	Olaszország
<i>Chroogomphus mediterraneus</i>	JLS3708	KX452147	-	-	Spanyolország
<i>Chroogomphus mediterraneus</i>	JLS3703	KX452145	-	-	Spanyolország
<i>Chroogomphus mediterraneus</i>	JLS3105	KX452144	-	-	Spanyolország
<i>Cinereomyces lindbladii</i>	Kotiranta 19911	FN907909	FN907909	-	Finnország
<i>Cinereomyces lindbladii</i>	Larsson 12078	FN907906	FN907906	-	Norvégia
<i>Collybiopsis confluens</i>	HMJAU61120	OQ597037	OQ594447	-	Kína
<i>Collybiopsis istanbulensis</i>	KATO fungi 3596	KX184795	KX184796	KY250437	Törökország
<i>Collybiopsis luxurians</i>	HMJAU61198	OQ597046	OQ594456	-	Kína
<i>Gomphidius glutinosus</i>	K(M):155394	MZ159375	-	-	Egyesült Királyság
<i>Gomphidius glutinosus</i>	h11	LN714548	-	-	Csehország

<i>Gomphidius glutinosus</i>	Champ-67	KX449471	-	-	Franciaország
<i>Irpicondon pendulus</i>	GB/B.Norden	DQ144619	DQ144619	-	n.d.
<i>Jaapia argillacea</i>	CBS:252.74	NR_119766	NG_042523	-	Hollandia
<i>Jaapia ochroleuca</i>	KHL 8433	EU118637	EU118637	-	Svédország
<i>Leptosporomyces fuscostratus</i>	RGC 121006	UDB024819	-	-	Franciaország
<i>Leptosporomyces galzinii</i>	KHL 11079	EU118642	EU118642	-	Svédország
<i>Leptosporomyces raunkiaeri</i>	CFMR:HHB-7628	GU187528	GU187588	GU187791	USA
<i>Loweomyces wynneae</i>	Palkinn s.n.	JN710605	JN710605	-	Dánia
<i>Loweomyces wynneae</i>	JV06-517	JN710604	JN710604	-	Dánia
<i>Loweomyces wynneae</i>	DD 846/08	KX378865	KX378865	-	Brazília
<i>Marasmius castanocephalus</i>	JO523	ON502679	ON502746	ON553943	Brazília
<i>Marasmius oreades</i>	ZRL2015086	LT716048	KY418864	KY419010	Kína
<i>Marasmius roseus</i>	JO352	ON502678	ON502745	ON553944	Brazília
<i>Plicatura nivea</i>	CBS:482.72	MH860536	MH872242	-	Kanada
<i>Plicatura nivea</i>	S.D. Russell ONT WCMB23	OR167801	OR167801	-	USA
<i>Plicaturopsis crispa</i>	GB/KHL8615	DQ144620	DQ144620	-	Norvégia
<i>Plicaturopsis crispa</i>	AFTOL-ID 1924	DQ494686	DQ470820	DQ474126	USA
<i>Podoserpula ailaoshanensis</i>	Liu170	KU324485	KU324488	-	Kína
<i>Podoserpula ailaoshanensis</i>	BJFC:ZJL2015015	NR_158915	NG_060161	-	Kína
<i>Podoserpula aliweni</i>	SGO:170081	NR_175645	-	-	Chile
<i>Podoserpula pusio</i>	AFTOL-ID 1522	DQ494688	DQ470821	-	Ausztrália
<i>Podoserpula sp.</i>	FFCL1456	MT912007	MT912029	-	Chile
<i>Rhizopogon jiyaozi</i>	HKAS71302	MH827597	MH827602	MH827609	Kína
<i>Rhizopogon nigrescens</i>	MB06-070	-	GU187594	GU187806	USA
<i>Rhizopogon sinoalbidus</i>	HKAS84655	MH827596	MH827601	MH827608	Kína
<i>Schizophyllum commune</i>	MUCL29305	LT217533	LT217565	LT217633	Brazília
<i>Schizophyllum fasciatum</i>	CBS:267.60	LT217559	LT217593	LT217661	USA
<i>Schizophyllum umbrinum</i>	MUCL43017	LT217560	LT217594	LT217662	USA
<i>Serpula himantioides</i>	SH115	HM135653	HM135703	HM135762	Kína
<i>Serpula incrassata</i>	Si14	HM135648	HM135698	HM135758	Kanada
<i>Serpula lacrymans</i>	REG 383	GU187542	GU187596	GU187809	USA
<i>Skeletocutis albomarginata</i>	Cui 8844	JN048764	JN048783	-	Kína
<i>Skeletocutis albomarginata</i>	Cui 8838	JN048765	JN048784	-	Kína
<i>Skeletocutis amorpha</i>	Miettinen 11038.1	FN907913	FN907913	-	Finnország
<i>Skeletocutis amorpha</i>	DK16_405	OL437013	OL437013	-	USA
<i>Skeletocutis amorpha</i>	Robledo 2836	MK785320	MK785320	-	Norvégia
<i>Skeletocutis amorpha</i>	KM31290	AJ006677	-	-	Egyesült Királyság
<i>Skeletocutis bambusicola</i>	Dai 16613	MN908950	MN908952	-	Thaiföld
<i>Skeletocutis bambusicola</i>	Dai 16597	MN908949	MN908951	-	Thaiföld
<i>Skeletocutis biguttulata</i>	TUF121314	UDB0778064	UDB0778064	-	Észtország
<i>Skeletocutis biguttulata</i>	TUF122895	UDB023042	UDB023042	-	Észtország
<i>Skeletocutis brevispora</i>	Niemela 6287	MF685347	MF685347	-	Finnország
<i>Skeletocutis brevispora</i>	Niemela 6760	MF685345	MF685345	-	Finnország
<i>Skeletocutis brevispora</i>	Spirin 11200	MF685348	MF685348	-	Norvégia
<i>Skeletocutis brevispora</i>	Uimonen 12	MF685346	-	-	Finnország
<i>Skeletocutis calida</i>	Miettinen 17466	KY953065	-	-	USA
<i>Skeletocutis calida</i>	Miettinen 17761	KY953086	-	-	USA
<i>Skeletocutis cangshanensis</i>	Cui 17978	MZ327279	MZ348535	-	Kína
<i>Skeletocutis cangshanensis</i>	Cui 17994	MZ327281	MZ348537	-	Kína
<i>Skeletocutis cangshanensis</i>	Cui 17990	MZ327280	MZ348536	-	Kína
<i>Skeletocutis chrysellae</i>	Miettinen 9472	FN907916	FN907916	-	Finnország
<i>Skeletocutis chrysellae</i>	FD-305	KP135310	KP135286	-	USA
<i>Skeletocutis coprosmae</i>	Gates 1898	KY953057	KY953057	-	Ausztrália
<i>Skeletocutis coprosmae</i>	ICMP 16389	KY953027	KY953027	-	Új-Zéland
<i>Skeletocutis coprosmae</i>	Cui 16623	ON417193	ON417245	-	Ausztrália

<i>Skeletocutis cummata</i>	Markkanen 1855	KY953059	KY953059	-	Finnország
<i>Skeletocutis cummata</i>	Niemela 9088	KY953079	KY953079	-	Finnország
<i>Skeletocutis cummata</i>	Spirin 5472	KY953041	KY953041	-	Oroszország
<i>Skeletocutis cummata</i>	Niemela 6408	KY953055	KY953055	-	Kína
<i>Skeletocutis delicata</i>	Runnel 892	MF685355	MF685355	-	Észtország
<i>Skeletocutis delicata</i>	Niemela 7553	MF685349	MF685349	-	Finnország
<i>Skeletocutis delicata</i>	Niemela 7321	MF685351	MF685351	-	Finnország
<i>Skeletocutis delicata</i>	Niemela 7583	MF685352	MF685352	-	Finnország
<i>Skeletocutis diluta</i>	LTL437	MF663583	MF663583	-	Brazília
<i>Skeletocutis diluta</i>	JV100861	JF692198	JF692198	-	USA
<i>Skeletocutis diluta</i>	iNaturalist 13904832	OP541639	OP541639	-	USA
<i>Skeletocutis diluta</i>	819-1	MZ648240	MZ648240	-	Kína
<i>Skeletocutis exilis</i>	Runnel 904	MF685359	MF685359	-	Észtország
<i>Skeletocutis exilis</i>	Helo 1627	MF685357	MF685357	-	Finnország
<i>Skeletocutis exilis</i>	Spirin 2073	MF685356	MF685356	-	Oroszország
<i>Skeletocutis exilis</i>	Niemela 6987	MF685358	-	-	Finnország
<i>Skeletocutis friata</i>	Saarenoksa 27490	MF685360	MF685360	-	Finnország
<i>Skeletocutis friata</i>	LE-BIN 2226	OL839217	OL839217	-	Oroszország
<i>Skeletocutis fulvipes</i>	Miettinen 15745	KY953095	KY953095	-	Finnország
<i>Skeletocutis impervia</i>	Ipulet F1104	KY953043	KY953043	-	Uganda
<i>Skeletocutis ipuletii</i>	Ipulet F761	KY953051	-	-	Uganda
<i>Skeletocutis kuehneri</i>	Miettinen 18407	MF685361	MF685361	-	Finnország
<i>Skeletocutis kuehneri</i>	CLZhao 11198	MW742653	MW742653	-	Kína
<i>Skeletocutis kuehneri</i>	Sample 115	AJ006678	-	-	n.d.
<i>Skeletocutis lepida</i>	Schigel 7684	MF075130	MF075130	-	Japán
<i>Skeletocutis lepida</i>	Spirin 3964	KY953063	KY953063	-	Oroszország
<i>Skeletocutis lepida</i>	Spirin 4989	KY953089	KY953089	-	Oroszország
<i>Skeletocutis lilacina</i>	HHB10522sp	KY948834	KY948894	-	USA
<i>Skeletocutis lilacina</i>	MUOB:310214	OL142194	-	-	USA
<i>Skeletocutis lilacina</i>	LYBR6900_2	OQ681969	OQ681969	-	Franciaország
<i>Skeletocutis lilacina</i>	AJ2021_1395	OQ681967	OQ681967	-	Csehország
<i>Skeletocutis mopanshanensis</i>	SWFC 006456	MK838855	MK838855	-	Kína
<i>Skeletocutis mopanshanensis</i>	CLZhao 1184	NR_172158	NG_075231	-	Kína
<i>Skeletocutis mopanshanensis</i>	CLZhao 1152	MF924720	MF924722	-	Kína
<i>Skeletocutis nemoralis</i>	Korhonen 83	KY953035	KY953035	-	Lengyelország
<i>Skeletocutis nemoralis</i>	Korhonen 90	KY953028	KY953028	-	Finnország
<i>Skeletocutis nemoralis</i>	Gaarder 5257	MF075133	MF075133	-	Norvégia
<i>Skeletocutis nemoralis</i>	Brandrud 149-04	MF075134	MF075134	-	Norvégia
<i>Skeletocutis nivea</i>	Miettinen 18255	KY953069	KY953069	-	Indonézia
<i>Skeletocutis nivea</i>	Miettinen 18217	KY953068	-	-	Indonézia
<i>Skeletocutis nivea</i>	Miettinen 10579.1	KY953084	KY953084	-	Kína
<i>Skeletocutis nivea</i>	Miettinen 16350	KY953104	KY953104	-	Malajzia
<i>Skeletocutis novae-zelandiae</i>	Ryvarden 38641	JN710582	JN710582	-	Új-Zéland
<i>Skeletocutis ochroalba</i>	Spirin 8854a	KY953070	KY953070	-	Kanada
<i>Skeletocutis ochroalba</i>	Spirin 8854b	KY953071	KY953071	-	Kanada
<i>Skeletocutis odora</i>	B40	FJ903307	FJ903307	-	Lettország
<i>Skeletocutis odora</i>	LE:303708	KP749833	KP749833	-	Oroszország
<i>Skeletocutis odora</i>	JV1007_7	JN592508	JN592508	-	Csehország
<i>Skeletocutis odora</i>	KAS-MMS 7223	MK575212	MK575212	-	Csehország
<i>Skeletocutis papyracea</i>	TUF122787	UDB023000	UDB023000	-	Észtország
<i>Skeletocutis papyracea</i>	O-F-248156	UDB037868	-	-	Norvégia
<i>Skeletocutis portcrossensis</i>	A.David 3493	FJ496689	FJ496689	-	Franciaország
<i>Skeletocutis pseudo-odora</i>	Dai16528	KY245962	-	-	Kína
<i>Skeletocutis pseudo-odora</i>	Dai16525	KY245960	-	-	Kína
<i>Skeletocutis pseudo-odora</i>	Dai16527	KY245961	-	-	Kína

<i>Skeletocutis pseudo-odora</i>	Dai16520	KY245959	-	-	Kína
<i>Skeletocutis sajanensis</i>	Manninen 2733a	HQ659239	HQ659239	-	Finnország
<i>Skeletocutis sajanensis</i>	HK 17250	JX109853	JX109853	-	Oroszország
<i>Skeletocutis semipileata</i>	Miettinen 15835	KY953108	KY953108	-	Finnország
<i>Skeletocutis semipileata</i>	Floudas s.n.	KY953102	KY953102	-	USA
<i>Skeletocutis semipileata</i>	Kinnunen 4885	KY953060	KY953060	-	Lengyelország
<i>Skeletocutis semipileata</i>	Miettinen 15536	KY953087	-	-	USA
<i>Skeletocutis stellae</i>	TUF135406	UDB0754247	-	-	Észtország
<i>Skeletocutis subalbomarginata</i>	Dai 19593	NR_172170	MN905044	-	Srí Lanka
<i>Skeletocutis subalbomarginata</i>	Dai 19599	MN908954	MN905045	-	Srí Lanka
<i>Skeletocutis subchrysellae</i>	Cui 17748	MZ327278	MZ348534	-	Kína
<i>Skeletocutis subchrysellae</i>	Cui 18141	-	MZ348538	-	Kína
<i>Skeletocutis subincarnata</i>	GEL3129	-	AJ406521	-	n.d.
<i>Skeletocutis subodora</i>	PRM 899301	JN592509	JN592509	-	USA
<i>Skeletocutis unguina</i>	Miettinen 10002	KY953083	KY953083	-	Kína
<i>Skeletocutis uralensis</i>	Spirin 5399	ON970647	ON970647	-	Oroszország
<i>Skeletocutis uralensis</i>	Spirin 10946	ON994756	ON994756	-	Oroszország
<i>Skeletocutis vietnamensis</i>	Dai18378	MG893205	MN905062	-	Vietnám
<i>Skeletocutis vietnamensis</i>	Dai18374	MG893204	MN905061	-	Vietnám
<i>Skeletocutis yuchengii</i>	Miettinen 10366.1	KY953056	KY953056	-	Kína
<i>Skeletocutis yuchengii</i>	Miettinen 9950	KY953045	KY953045	-	Kína
<i>Skeletocutis yuchengii</i>	Miettinen 10150.2	KY953061	-	-	Kína
<i>Skeletocutis yuchengii</i>	Dai 22546	OL473611	OL473624	-	Kína
<i>Skeletocutis yunnanensis</i>	Dai 15709	KU950434	KU950436	-	Kína
<i>Skeletocutis yunnanensis</i>	Dai 15712	KU950435	KU950437	-	Kína
<i>Somion formosanum</i>	ATCC MYA-262	JQ070094	JQ070165	-	USA
<i>Suillus bovinus</i>	KM164971	KU721203	KU721292	KU852336	Egyesült Királyság
<i>Suillus granulatus</i>	KM172141	KU721242	KU721344	KU852295	Olaszország
<i>Suillus pictus</i>	MB03-093	AY854069	AY684154	AY786066	n.d.
<i>Trullella polyporoides</i>	Ryvarden/Iturraga 42373	JN710602	JN710602	-	Venezuela
<i>Trullella polyporoides</i>	JV 1008/68	KY446067	KY446067	-	USA
<i>Tyromyces chioneus</i>	S.D. Russell iNaturalist # 92051126	OM972353	OM972353	-	USA
<i>Tyromyces chioneus</i>	420526MF0041	MH141993	MH141993	-	Kína
<i>Tyromyces chioneus</i>	Cui 7191	KF698744	KF698755	-	Kína
<i>Tyromyces kmetii</i>	Dai 12403	KF698747	KF698758	-	Kína
<i>Tyromyces kmetii</i>	Cui 9420	KF698746	KF698757	-	Kína
<i>Tyromyces kmetii</i>	Penttila 13474	KF705040	KF705041	-	Kína
<i>Tyromyces kmetii</i>	QHU20010	OM970904	OM970904	-	Kína

M9. A CHROOGOMPHUS NEMZETSÉG ÖKOLÓGIAI VIZSGÁLATAINAK PARAMÉTEREI

Változó	Rövidítés	Változó típus	Mérték	Vizsgálati szintek	Forrás
Agyagtartalom	Clay_m		g/kg		Soilgrids 2.0.
Homoktartalom	Sand_m		g/kg		
Kationcserekapacitás	CEC_m		mmol(c)/kg	0–5, 5–15, 15–30, 30–60, 60–100 és 100–200 cm mélységben (a rövidítésekben a maximum aláhúzással jelölve)	
Nitrogéntartalom	N_m	talajtani, folytonos	cg/kg		
Szerves széntartalom	SOC_m		dg/kg		
Talaj pH	pH_m		pHx10		
Termőréteg mélysége	mTTS		cm	minimum és maximum	
Hidrológia	Hidrológia				Országos Erdőállomány Adattár
Fizikai talajféleség	Fizikai talajféleség	talajtani, diszkrét	–	lásd az Országos Erdőállomány Adattár leírásait	
Genetikai talajtípus	Genetikai talajtípus				
Lejtés	mSlope		fok	minimum és maximum	Országos Erdőállomány Adattár
Tengerszint feletti magasság	mALT	topografikus, folytonos	m		
Gazdanövény elegyarány	HSP		%		
Gazdanövény záródás	HSC		%		
Gazdanövény átlagos kora	HSA	erdészeti, folytonos	év	–	
Gazdanövény átlagos magassága	HSH		m		
Gazdanövény átlagos törzsátmérője	HSD		cm		
Gazdanövény fakészlet	HSV		m ³ ha ⁻¹		

**M10. A CHROOGOMPHUS NEMZETSÉG VIZSGÁLATÁHOZ KÖTŐDŐ
ERDŐRÉSZLETEK ÁLLOMÁNYLEÍRÁSAI AZ ORSZÁGOS ERDŐÁLLOMÁNY
ADATTÁR NYILVÁNTARTÁSA SZERINT**

Helység, tag, részlet	Sorszám	Szint	Fafaj	Eredet	Elegyarány [%]	Elegyedés módja	Záródás [%]	Kor [év]	Magasság [m]	Átmérő [cm]	Fakészlet [m ³ ha ⁻¹]
Fenyőfő 19A	1	F	Erdeifenyő	M	100	FF	30	130	23	53	190
Fenyőfő 19A	2	A	Csertölgy	M	58	FF	29	50	14	21	38
Fenyőfő 19A	3	A	Kocsánytalan tölgy	M	9	SZ	29	50	15	26	7
Fenyőfő 19A	4	A	Virágos kőris	M	21	SZ	29	50	11	15	7
Fenyőfő 19A	5	A	Akác	SG	12	TÖ	29	40	8	10	2
Fenyőfő 19C	1	F	Erdeifenyő	M	81	FF	73	100	23	45	351
Fenyőfő 19C	2	F	Erdeifenyő	M	19	SZ	73	60	16	20	54
Fenyőfő 19C	3	A	Virágos kőris	M	70	FF	17	40	10	9	13
Fenyőfő 19C	4	A	Csertölgy	M	30	SZ	17	40	9	6	7
Sóskút 4F	1	F	Erdeifenyő	M	61	FF	70	57	21	25	205
Sóskút 4F	2	F	Feketefenyő	M	39	TÖ	70	57	19	18	133
Sóskút 42B	1	F	Feketefenyő	M	100	FF	59	48	15	20	225
Budapest XXII 1B	1	F	Feketefenyő	M	60	FF	71	42	12	19	123
Budapest XXII 1B	2	F	Erdeifenyő	M	40	SZ	71	42	13	22	84
Várpalota 85B	1	F	Feketefenyő	M	100	FF	86	41	12	20	213
Veszprém-Gyulafirátót 90B	1	F	Feketefenyő	M	100	FF	86	24	7	11	105
Kétvölgy 94I	1	F	Erdeifenyő	M	100	FF	95	32	17	20	314
Gyöngyösorozsi 24D	1	F	Vörösfenyő	M	77	FF	72	42	26	25	382
Gyöngyösorozsi 24D	2	F	Erdeifenyő	M	11	CS	72	42	19	22	30
Gyöngyösorozsi 24D	3	F	Kocsánytalan tölgy	M	3	SZ	72	42	17	17	7
Gyöngyösorozsi 24D	4	F	Csertölgy	M	4	SZ	72	42	17	15	7
Gyöngyösorozsi 24D	5	F	Gyertyán	M	5	SZ	72	42	12	9	5
Szalfő 17A	1	F	Erdeifenyő	M	100	FF	80	73	26	30	556
Szalfő 17A	2	A	Gyertyán	ST	100	FF	16	53	14	12	27
Gönyű 18G	1	F	Erdeifenyő	M	50	FF	82	38	15	20	124
Gönyű 18G	2	F	Feketefenyő	M	45	SZ	82	38	13	18	95
Gönyű 18G	3	F	Akác	SG	5	CS	82	38	14	18	5
Gyöngyössolymos 33I	1	F	Lucfenyő	M	75	FF	92	49	22	27	255
Gyöngyössolymos 33I	2	F	Vörösfenyő	M	12	CS	92	49	18	28	29
Gyöngyössolymos 33I	3	F	Mézgás éger	ST	6	CS	92	49	21	21	11
Gyöngyössolymos 33I	4	F	Gyertyán	ST	7	CS	92	49	16	14	8
Dunaszentmiklós 1C	1	F	Csertölgy	M	49	FF	83	32	12	13	69
Dunaszentmiklós 1C	2	F	Feketefenyő	M	41	SZ	83	32	12	15	78
Dunaszentmiklós 1C	3	F	Kocsánytalan tölgy	M	4	SZ	83	32	10	9	5
Dunaszentmiklós 1C	4	F	Turkesztáni szil	M	6	CS	83	32	11	15	7
Dunaalmás 36C	1	F	Csertölgy	M	48	FF	83	37	9	13	48
Dunaalmás 36C	2	F	Magas kőris	M	30	SZ	83	37	10	17	39
Dunaalmás 36C	3	F	Feketefenyő	M	15	CS	83	37	9	18	21
Dunaalmás 36C	4	F	Egyéb nemes nyár	M	7	SZ	83	47	12	46	5
Pusztavám 31A	1	F	Bükk	M	37	FF	71	180	26	57	180
Pusztavám 31A	2	F	Kocsányos tölgy	M	2	SZ	71	180	22	40	6
Pusztavám 31A	3	F	Csertölgy	M	10	SZ	71	180	21	44	30

Pusztavám 31A	4	F	Mézgás éger	M	36	TÖ	71	102	25	30	125
Pusztavám 31A	5	F	Vadgesztenye	M	4	SZ	71	102	23	40	10
Pusztavám 31A	6	F	Hegyi juhar	M	4	SZ	71	102	22	30	12
Pusztavám 31A	7	F	Bükk	M	3	SZ	71	102	23	26	12
Pusztavám 31A	8	F	Csertölgy	M	4	SZ	71	102	20	26	11
Bodony 5D	1	F	Kocsánytalan tölgy	M	68	FF	95	76	23	31	321
Bodony 5D	2	F	Bükk	M	15	TÖ	95	76	24	29	69
Bodony 5D	3	F	Gyertyán	M	17	SZ	95	76	19	18	42
Pusztavacs 38B	1	F	Kocsányos tölgy	M	92	FF	76	90	21	32	289
Pusztavacs 38B	2	F	Feketefenyő	M	5	CS	76	60	17	24	20
Pusztavacs 38B	3	F	Fekete dió	M	3	SZ	76	90	21	29	8

Az egyes változók értékeinek rövidítései: **Szint:** F: Felső; A: Alsó. **Eredet:** M: Mag; SG: Gyökérsarj; ST: Tuskóssarj. **Elegyedés módja:** FF: Főfafaj; SZ: Szórt elegy; TÖ: Tömbös elegy; CS: Csoportos elegy.

**M11. MAGYARORSZÁGRÓL GYŰJTÖTT *CHROOGOMPHUS* FAJOK BAZIDIOSPÓRA ÉS KEILOCISZTÍDIUM
PARAMÉTEREI**

L: spórahossz (µm); W: spóraszélesség (µm); Q: spórák hossz/szélesség aránya; T: keilocisztidium falvastagság (µm); n: vizsgált elemszám. Az alsó indexben szereplő 'av' felirattal jelölt paraméterek az adott paraméter n elemszáma alapján megállapított átlagos értéket jelzi.

Faj	Strain	L	W	Q	L _{av}	W _{av}	Q _{av}	n	T	T _{av}	n
<i>C. rutilus</i>	BPalla2210185	(16.3)17.3–18.9(19.5)	(6.4)6.6–7.0(7.5)	(2.4)2.5–2.8(2.9)	18.0	6.8	2.6	30	(1.2)1.5–1.8(2.0)	1.7	30
	BPalla2210211	(16.7)17.4–18.2(19.0)	(6.3)6.5–6.9(7.0)	(2.5)2.6–2.7(2.8)	17.7	6.7	2.7	30	(1.4)1.6–1.9(2.4)	1.8	20
	BPalla2210282	(18.1)18.7–19.6(19.9)	(6.2)6.4–6.9(7.0)	(2.7)2.8–3.0(3.1)	19.1	6.7	2.9	30	(1.2)1.3–1.7(1.8)	1.5	20
	DBPVPB2210175	(17.5)18.6–19.7(20.8)	(6.1)6.3–6.7(6.9)	(2.7)2.8–3.1(3.3)	19.2	6.5	3.0	30	(1.1)1.4–1.8(2.0)	1.6	20
	DB-2022-10-13-1	(17.8)18.3–19.2(19.9)	(5.8)6.2–6.8(7.4)	(2.4)2.8–3.1(3.2)	18.8	6.5	2.9	30	(1.2)1.5–1.6(1.8)	1.5	20
<i>C. mediterraneus</i>	BPalla2210214	(17.4)18.3–20.0(21.3)	(6.5)6.8–7.3(7.8)	(2.5)2.6–2.8(3.0)	19.2	7.1	2.7	30	(1.0)1.1–1.3(1.4)	1.2	20
	BPalla22102116	(17.4)18.2–19.7(21.9)	(6.7)6.9–7.4(7.8)	(2.3)2.6–2.8(3.0)	19.1	7.2	2.7	30	(1.1)1.2–1.4(1.5)	1.3	30
	DB_2021_11_07	(16.3)16.9–18.6(19.1)	(6.8)7.2–7.7(8.1)	(2.1)2.3–2.4(2.7)	17.6	7.5	2.4	30	(0.9)1.0–1.2(1.4)	1.1	20
	DB_2022_10_08_1	(15.2)16.4–17.2(19.0)	(6.3)6.9–7.4(7.6)	(2.2)2.3–2.5(2.7)	16.8	7.1	2.4	30	(0.8)1.0–1.3(1.4)	1.1	20
	VGy2022_11_19_1	(17.1)18.1–19.3(20.8)	(6.5)6.9–7.5(7.7)	(2.4)2.5–2.7(2.8)	18.7	7.1	2.6	30	(0.9)1.0–1.2(1.3)	1.1	20
<i>C. helveticus</i>	DB2451	(16.4)19.1–21.4(24.6)	(7.0)7.9–8.4(8.9)	(2.1)2.3–2.7(3.1)	20.2	8.1	2.5	30	(0.8)1.1–1.3(1.4)	1.2	20
	AL 06/11	(16.8)18.4–21.1(22.8)	(6.4)7.0–7.4(7.7)	(2.4)2.6–2.9(3.0)	19.8	7.1	2.8	30	(0.9)1.0–1.1(1.4)	1.1	20
	AL 15/166	(18.0)18.6–19.7(20.6)	(7.1)7.3–7.9(8.0)	(2.3)2.4–2.6(2.7)	19.1	7.6	2.5	30	(1.0)1.2–1.3(1.5)	1.3	20
<i>C. subfulmineus</i>	DB-2020-09-25-5	(18.5)19.9–21.1(24.0)	(6.7)6.9–7.5(8.1)	(2.6)2.7–2.9(3.0)	20.5	7.3	2.8	30	(1.2)1.3–1.5(1.7)	1.4	20

**M12. MAGYARORSZÁGRÓL GYŰJTÖTT *CHROOGOMPHUS* FAJOK PILEIPELLISZ HIFÁINAK ÉS VÉGSEJTJEINEK
MORFOLÓGIAI PARAMÉTEREI**

APE: az amiloid pileipellisz összetevők mennyisége; LP: a pileipellisz végsejtek hosszúság mérettartománya; WP: a pileipellisz végsejtek szélesség mérettartománya; HA: az amiloid pileipellisz hifák szélességeinek mérettartománya; HI: az inamiloid pileipellisz hifák szélességeinek mérettartománya; n: a megvizsgált mikromorfológiai képletek (végsejt, hifa) elemszáma. A félkövérrel szedett értékek átlagot jelölnek.

Faj	Strain	APE	LP	WP	n	HA	n	HI	n
<i>C. rutilus</i>	BPalla2210185	gyakori	(47.5)51.4– 59.0 –64.3(74.3)	(10.1)12.2– 14.3 –16.0(17.8)	10	(5.5)6.6– 6.9 –7.2(8.3)	10	(4.5)4.6– 4.8 –5.0(5.3)	10
	BPalla2210211	gyakori	(49.2)55.2– 64.0 –70.0(88.2)	(10.3)12.3– 14.2 –16.1(19.3)	10	(5.1)5.6– 6.3 –6.9(8.5)	10	(4.4)4.9– 5.5 –6.2(6.8)	10
	BPalla2210282	gyakori	(49.0)70.0– 76.8 –89.9(96.0)	(9.1)11.6– 15.3 –18.7(20.8)	10	(4.5)5.1– 6.3 –6.6(9.9)	10	(4.8)5.1– 5.6 –6.1(6.8)	10
	DBPVPB2210175	gyakori	(43.0)48.4– 63.2 –70.2(89.7)	(8.5)10.6– 13.5 –16.3(19.8)	10	(5.8)6.5– 7.4 –8.1(9.3)	10	(4.3)4.7– 5.0 –5.2(6.0)	10
	DB-2022-10-13-1	gyakori	(37.2)49.7– 63.5 –76.0(85.9)	(7.9)9.6– 11.8 –13.3(15.6)	10	(6.1)7.0– 7.8 –8.0(11.1)	10	(5.4)6.0– 6.5 –7.1(7.4)	10
<i>C. mediterraneus</i>	BPalla2210214	ritka	n.d.	n.d.	n.d.	(6.5)7.5– 7.9 –8.6(9.2)	10	(4.4)5.7– 6.6 –7.9(8.2)	10
	BPalla22102116	ritka	n.d.	n.d.	n.d.	(6.1)7.9– 8.3 –9.2(10.1)	10	(4.6)5.6– 6.4 –6.9(9.5)	10
	DB_2021_11_07	ritka	n.d.	n.d.	n.d.	(5.7)6.5– 7.6 –8.7(10.5)	10	(4.6)4.7– 6.1 –7.3(8.6)	10
	DB_2022_10_08_1	ritka	n.d.	n.d.	n.d.	(5.3)6.0– 7.1 –8.2(9.0)	10	(5.5)5.7– 6.3 –7.0(7.2)	10
	VGy2022_11_19_1	ritka	n.d.	n.d.	n.d.	(4.8)6.1– 7.4 –9.0(9.5)	10	(4.9)5.1– 6.1 –6.5(8.1)	10
<i>C. helveticus</i>	DB2451	kristályos	(42.1)46.0– 52.1 –55.4(66.1)	(9.2)11.7– 12.9 –14.7(16.6)	10	(5.6)7.0– 7.7 –8.3(9.7)	10	(5.4)6.3– 7.2 –7.5(9.6)	10
	AL 06/11	kristályos	(36.5)51.9– 72.8 –86.0(131.1)	(9.9)11.5– 15.5 –18.5(20.1)	10	(5.0)6.4– 7.3 –8.4(8.7)	10	(5.7)6.2– 7.2 –7.8(9.8)	10
	AL 15/166	kristályos	(56.2)70.1– 78.7 –88.0(96.3)	(11.5)13.0– 14.3 –14.8(18.2)	10	(5.3)6.2– 7.3 –8.0(10.1)	10	(5.5)6.3– 6.8 –7.2(8.6)	10
<i>C.subfulmineus</i>	DB-2020-09-25-5	gyakori	(58.8)61.1– 74.4 –78.2(105.8)	(13.3)15.0– 16.0 –16.6(19.5)	10	(5.7)5.8– 6.1 –6.2(6.9)	10	(4.4)4.8– 5.5 –6.3(6.9)	10

M13. A FOLYTONOS TALAJTANI PARAMÉTEREK ELEMZÉSE SORÁN KÉSZÜLT VARIANCIANALÍZIS VIZSGÁLATOK (ANOVA) EREDMÉNYEI

Az ANOVA vizsgálatokat az összes, SoilGrids adatbázisban szereplő mélységintervallumban a vizsgált talajtani paraméterek esetében MANOVA vizsgálat előzte meg. Azoknál a paraméter és mélység kombinációknál készültek ANOVA elemzések, ahol a MANOVA és a MANOVA egyes mélységek szerinti intervallumváltozói szignifikánsak ($p < 0,05$ esetén) voltak (sárgával jelölve). Az eredményeket az R 4.3.0 programba betáplált parancsok (kék) és a visszakapott futtatási eredmények (fekete) tartalmazzák. Rövidítések: cac (=CEC): kationcsere-kapacitás; n (=N): nitrogéntartalom; soc (=SOC): szerves széntartalom; ph_10 (=pH): pH; TSZFM_min_m (=ALT_min): tengerszint feletti magasság alsó határa; TSZFM_max_m (=ALT_max): tengerszint feletti magasság felső határa. Az egyes paraméterek után alsó aláhúzással ('_') elválasztott számok a SoilGrids adatbázisban szereplő talajmélység-intervallumok alsó határát jelzik (kivéve TSZFM_min_m és TSZFM_max_m); a számok után következő '_bc' jelölés Box-Cox transzformált adatokat jelölnek.

CEC MANOVA eredmények az 5, 15, 30, 60, 100 és 200 cm mélységben becsült értékek alapján:

```
> res.man.cac <- manova(cbind(t$cac_5, t$cac_15, t$cac_30, t$cac_60, t$cac_100, t$cac_200) ~ Faj, data = t)
> summary(res.man.cac)
```

```
          Df Pillai approx F num Df den Df Pr(>F)
Faj         2 0.70334   2.1697    12   48 0.0291 *
Residuals  28
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
```

```
> summary.aov(res.man.cac)
```

```
Response 1 :
          Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj         2 3516.1 1758.04  6.6893 0.00422 **
Residuals  28 7358.8  262.81
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
```

```
Response 2 :
          Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj         2  201.5  100.77  0.1576  0.855
Residuals  28 17907.2  639.54
```

```
Response 3 :
          Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj         2  121.5   60.73  0.0825  0.921
Residuals  28 20612.5  736.16
```

```
Response 4 :
          Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj         2  490.8   245.39  0.2634  0.7704
Residuals  28 26091.0  931.82
```

```
Response 5 :
          Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj         2 2130.5 1065.27  1.2076  0.314
Residuals  28 24699.3  882.12
```

```

Response 6 :
      Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2  2516.2  1258.11   1.9665 0.1588
Residuals 28 17913.3   639.76

```

3 observations deleted due to missingness

A CEC MANOVA eredmények alapján végzett ANOVA vizsgálatok eredményei:

```

> res.aov.cac5 <- aov(cac_5 ~ Faj, data = t)
> summary(res.aov.cac5)

```

```

      Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2   3516   1758.0   6.689 0.00422 **
Residuals 28   7359   262.8

```

```

---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
3 observations deleted due to missingness

```

SOC MANOVA eredmények az 5, 15, 30, 60, 100 és 200 cm mélységben becsült értékek alapján:

```

> res.man.soc <- manova(cbind(t$soc_5, t$soc_15, t$soc_30, t$soc_60, t$soc_100, t$soc_200) ~ Faj, data = t)
> summary(res.man.soc)

```

```

      Df Pillai approx F num Df den Df Pr(>F)
Faj      2 0.96054   3.6963    12   48 0.0005756 ***
Residuals 28

```

```

---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

```

```

> summary.aov(res.man.soc)

```

Response 1 :

```

      Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2  84886   42443  10.767 0.0003401 ***
Residuals 28 110377    3942

```

```

---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

```

Response 2 :

```

      Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2  60377  30188.6  22.357 1.576e-06 ***
Residuals 28  37808  1350.3

```

```

---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

```

Response 3 :

```

      Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2 14274.9   7137.4  36.173 1.735e-08 ***
Residuals 28  5524.9   197.3

```

```

---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

```

Response 4 :

```

      Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2  1872.7   936.34   6.0652 0.00648 **
Residuals 28  4322.7   154.38

```

```

---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

```

Response 5 :

```

      Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2   591.5   295.74   1.0264 0.3714
Residuals 28  8068.0   288.14

```

Response 6 :

```

      Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2   506.4   253.20   0.6966 0.5067

```

Residuals 28 10177.3 363.48

A SOC MANOVA eredmények alapján végzett ANOVA vizsgálatok eredményei:

```
> res.aov.soc5 <- aov(soc_5 ~ Faj, data = t)
> summary(res.aov.soc5)
      Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2  84886   42443   10.77 0.00034 ***
Residuals 28 110377    3942
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

> res.aov.soc15 <- aov(soc_15 ~ Faj, data = t)
> summary(res.aov.soc15)
      Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2  60377   30189   22.36 1.58e-06 ***
Residuals 28  37808    1350
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

> res.aov.soc30.bc <- aov(soc_30_bc_m2_7 ~ Faj, data = t)
> summary(res.aov.soc30.bc)
      Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2 2.080e-12 1.040e-12  9.411 0.000748 ***
Residuals 28 3.095e-12 1.105e-13
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

> res.aov.soc60 <- aov(soc_60 ~ Faj, data = t)
> summary(res.aov.soc60)
      Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2  1873    936.3    6.065 0.00648 **
Residuals 28  4323    154.4
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
```

N MANOVA eredmények az 5, 15, 30, 60, 100 és 200 cm mélységben becsült értékek alapján:

```
> res.man.n <- manova(cbind(t$n_5, t$n_15, t$n_30, t$n_60, t$n_100, t$n_200) ~ Faj, data = t)
> summary(res.man.n)
      Df Pillai approx F num Df den Df Pr(>F)
Faj      2 0.96982  3.7656  12  48 0.0004849 ***
Residuals 28
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

> summary.aov(res.man.n)
Response 1 :
      Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2 115945   57973   9.2959 0.0008015 ***
Residuals 28 174619    6236
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Response 2 :
      Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2  18117   9058.6   9.7172 0.0006236 ***
Residuals 28  26102    932.2
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Response 3 :
      Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2  36895 18447.4   8.3099 0.001468 **
Residuals 28  62158  2219.9
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
```

```

Response 4 :
Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2  14430   7214.8   2.3309 0.1158
Residuals 28  86667   3095.3

```

```

Response 5 :
Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2  11283   5641.6   1.9478 0.1614
Residuals 28  81100   2896.4

```

```

Response 6 :
Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2   9875   4937.6   2.0615 0.1462
Residuals 28  67065   2395.2

```

Az N MANOVA eredmények alapján végzett ANOVA vizsgálatok eredményei:

```

> res.aov.n5 <- aov(n_5 ~ Faj, data = t)
> summary(res.aov.n5)
      Df Sum Sq Mean Sq F value    Pr(>F)
Faj      2 115945   57973   9.296 0.000801 ***
Residuals 28 174619    6236
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

```

```

> res.aov.n15 <- aov(n_15 ~ Faj, data = t)
> summary(res.aov.n15)
      Df Sum Sq Mean Sq F value    Pr(>F)
Faj      2  18117    9059   9.717 0.000624 ***
Residuals 28  26102     932
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

```

```

> res.aov.n30 <- aov(n_30 ~ Faj, data = t)
> summary(res.aov.n30)
      Df Sum Sq Mean Sq F value    Pr(>F)
Faj      2  36895  18447   8.31 0.00147 **
Residuals 28  62158   2220
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

```

A pH MANOVA eredmények az 5, 15, 30, 60, 100 és 200 cm mélységben becsült értékek alapján:

```

> res.man.ph <- manova(cbind(t$pH10_5, t$pH10_15, t$pH10_30, t$pH10_60,
t$pH10_100, t$pH10_200) ~ Faj, data = t)
> summary(res.man.ph)
      Df Pillai approx F num Df den Df    Pr(>F)
Faj      2  1.2121    6.154    12   48 2.167e-06 ***
Residuals 28
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

```

```

> summary.aov(res.man.ph)
Response 1 :
      Df Sum Sq Mean Sq F value    Pr(>F)
Faj      2  462.43  231.215   5.0083 0.01382 *
Residuals 28 1292.67   46.167
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

```

```

Response 2 :
      Df Sum Sq Mean Sq F value    Pr(>F)
Faj      2  515.92  257.96   5.09 0.01302 *
Residuals 28 1419.05   50.68
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

```

```

Response 3 :

```

```

      Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2  600.38  300.192   5.582 0.009116 **
Residuals 28 1505.81   53.779
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Response 4 :
      Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2  696.23  348.12   5.9929 0.006816 **
Residuals 28 1626.48   58.09
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Response 5 :
      Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2  794.67  397.33   7.634 0.002259 **
Residuals 28 1457.33   52.05
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Response 6 :
      Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2  703.08  351.54  11.202 0.0002665 ***
Residuals 28  878.67   31.38
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

```

A pH MANOVA eredmények alapján végzett ANOVA vizsgálatok eredményei:

```

> res.aov.ph5.bc <- aov(pH10_5_bc_5_4 ~ Faj, data = t)
> summary(res.aov.ph5.bc)
      Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2 3.049e+18 1.524e+18  4.881 0.0152 *
Residuals 28 8.746e+18 3.124e+17
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

> res.aov.ph15.bc <- aov(pH10_15_bc_5_4 ~ Faj, data = t)
> summary(res.aov.ph15.bc)
      Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2 3.652e+18 1.826e+18  4.728 0.017 *
Residuals 28 1.081e+19 3.862e+17
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

> res.aov.ph30.bc <- aov(pH10_30_bc_5_3 ~ Faj, data = t)
> summary(res.aov.ph30.bc)
      Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2 2.082e+18 1.041e+18  5.156 0.0124 *
Residuals 28 5.652e+18 2.019e+17
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

> res.aov.ph60 <- aov(pH10_60 ~ Faj, data = t)
> summary(res.aov.ph60)
      Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2  696.2   348.1   5.993 0.00682 **
Residuals 28 1626.5   58.1
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

> res.aov.ph100.bc <- aov(pH10_100_bc_5_4 ~ Faj, data = t)
> summary(res.aov.ph100.bc)
      Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2 1.038e+19 5.192e+18  6.21 0.00586 **
Residuals 28 2.341e+19 8.360e+17
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

> res.aov.ph200.bc <- aov(pH10_200_bc_5_4 ~ Faj, data = t)

```



```

> summary(res.aov.ph200.bc)
      Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2 1.183e+19 5.916e+18  8.448 0.00135 **
Residuals 28 1.961e+19 7.002e+17
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

```

Az ALT_min változó ANOVA vizsgálatának eredményei:

```

> res.aov.tszfmmin <- aov(TSZFM_min_m ~ Faj, data = t2)
> summary(res.aov.tszfmmin)
      Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2 258241 129121  18.45 7.74e-06 ***
Residuals 28 195952  6998
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
2 observations deleted due to missingness

```

Az ALT_max változó ANOVA vizsgálatának eredményei:

```

> res.aov.tszfmmax <- aov(TSZFM_max_m ~ Faj, data = t2)
> summary(res.aov.tszfmmax)
      Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
Faj      2 240860 120430  21.99 1.82e-06 ***
Residuals 28 153333  5476
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

```

M14. A KATEGORIKUS ÖKOLÓGIAI ÉS TALAJTANI PARAMÉTEREK ELEMZÉSE SORÁN KÉSZÜLT FISCHER-FÉLE EGZAKT PRÓBÁK EREDMÉNYEI

A vizsgált kategorikus paraméterek köre az Országos Erdőállomány Adattár (Nemzeti Földügyi Központ) nyilvánosan (<https://erdoterkep.nebih.gov.hu/>), illetve adatszolgáltatás révén elérhető talajtani, klimatikus, topográfiai és erdőgazdálkodási adatait öleli fel (kivéve a Gazdanövény paramétert). A három vizsgálatba vont *Chroogomphus* faj gyakoriságaival képzett kontingenciátáblázatok és az ezek alapján készített Fischer-féle egzakt próbák eredményeit az R 4.3.0 programba betáplált parancsok (kék) és a visszakapott futtatási eredmények (fekete) tartalmazzák. A 'Faj' változó mindig a három vizsgált *Chroogomphus* fajt, mint első kategorikus változót jelöli. Amennyiben adott tesztnél szignifikáns asszociáció tapasztalható ($p < 0,05$ esetén), zölddel, egyéb esetben pirossal jelölt a p érték.

A klímabesorolás (KLIMA) és a *Chroogomphus* fajok asszociációjának vizsgálata:

```
> table(t2$Faj, t2$KLIMA)
```

	B	ESZTY	GYT	KTT
helveticus	2	0	1	0
mediterraneus	0	3	1	3
rutilus	1	8	4	8

```
> fisher.test(t2$Faj, t2$KLIMA)
```

Fisher's Exact Test for Count Data

data: t2\$Faj and t2\$KLIMA
p-value = 0.122
alternative hypothesis: two.sided

A hidrológiai viszonyok (HIDROLOGIA) és a *Chroogomphus* fajok asszociációjának vizsgálata:

```
> table(t2$Faj, t2$HIDROLOGIA)
```

	ALLV	SZIV	TVFLN
helveticus	0	2	1
mediterraneus	0	0	7
rutilus	1	0	20

```
> fisher.test(t2$Faj, t2$HIDROLOGIA)
```

Fisher's Exact Test for Count Data

data: t2\$Faj and t2\$HIDROLOGIA
p-value = 0.01424
alternative hypothesis: two.sided

A genetikai talajtípus (GENETIKAI_TALAJTIPUS) és a *Chroogomphus* fajok asszociációjának vizsgálata:

```
> table(t2$Faj, t2$GENETIKAI_TALAJTIPUS)
```

	ABE	BFOLD	FV	HH	PGBE	RBE	RE	SZV
helveticus	1	0	0	0	2	0	0	0
mediterraneus	0	0	1	1	1	0	3	1

```
rutilus          0    2 0 1    2    3 2 11
```

```
> fisher.test(t2$Faj, t2$GENETIKAI_TALAJTIPUS)
```

```
Fisher's Exact Test for Count Data
```

```
data: t2$Faj and t2$GENETIKAI_TALAJTIPUS  
p-value = 0.01562  
alternative hypothesis: two.sided
```

A fizikai talajféleség (FIZIKAI_TALAJFELESEG) és a *Chroogomphus* fajok asszociációjának vizsgálata:

```
> table(t2$Faj, t2$FIZIKAI_TALAJFELESEG)
```

	H	To	V
helveticus	0	0	3
mediterraneus	4	1	2
rutilus	4	11	6

```
> fisher.test(t2$Faj, t2$FIZIKAI_TALAJFELESEG)
```

```
Fisher's Exact Test for Count Data
```

```
data: t2$Faj and t2$FIZIKAI_TALAJFELESEG  
p-value = 0.03752  
alternative hypothesis: two.sided
```

A gazdanövény (Gazdanoveny) és a *Chroogomphus* fajok asszociációjának vizsgálata:

```
> table(t2$Faj, t2$Gazdanoveny)
```

	P. abies	P. nigra	P. strobus, P. abies	P. sylvestris	P. sylvestris, P. nigra
helveticus	1	0	2	0	0
mediterraneus	0	1	0	4	3
rutilus	0	14	0	7	1

```
> fisher.test(t2$Faj, t2$Gazdanoveny)
```

```
Fisher's Exact Test for Count Data
```

```
data: t2$Faj and t2$Gazdanoveny  
p-value = 5.907e-05  
alternative hypothesis: two.sided
```

9. KÖSZÖNETNYILVÁNÍTÁS

A mikológiai tudományok irányába való bevezetésemet Dr. Papp Viktornak köszönhetem, akinek a témavezetése révén a nemzetközi színvonalú tudományos szemlélet példája mellett hangsúlyosan nagy mennyiségű segítséget és útmutatást kaptam a doktori képzés éve alatt. Köszönettel tartozom az ELTE Növényszervezettani Tanszék munkatársának, Dima Bálintnak, akinek a disszertációban megjelent tartalomhoz, valamint a kapcsolódó publikációk anyagához, témájához való hozzájárulása gyakorlatilag társtémavezetői szintűnek tekinthető.

A molekuláris genetikai, mikrotechnikai, mikroszkópiát és egyéb területeket érintő módszertani ismeretek átnyújtásáért, a kutatáshoz szükséges eszközök használatának és a kapcsolódó háttérismeretek elsajátításában nyújtott segítségért ezúton szeretnék köszönetet mondani Benyóné Dr. György Zsuzsannának, Dr. Cseke Klárának, Farkas Máténak, Fehér Flórának, Major Enikőnek, Kovács Zsófiának, Dr. Papp Viktornak, Peter Prislannak, Radnóti Ágnesnek és Sulyok Mónikának. A labormunkákban való részvállalásért hálával tartozom Madocsay Alfrédnek.

Köszönettel tartozom azoknak a mikológusoknak, akik a kutatások elvégzéséhez saját fungáriumi gyűjteményük egyes mintáit a rendelkezésemre bocsátották. Nagy segítséget nyújtott Koszka Attila a saját, Vértesből publikált, fenyvesekből származó adatainak személyes beszélgetés során történt bemutatásával, illetve Sergio Pérez Gorjón a *Xylodon spathulatus* faj határozásával kapcsolatos észrevételeivel.

Ezúton szeretnék továbbá köszönetet mondani a házi védés során nyújtott hasznos észrevételekért, javaslatokért és a befektetett munkáért Dima Bálintnak és Dr. Pál-Fám Ferencnek.

Hálás vagyok édesanyámnak, Hintalan Klárának és a testvéremnek, Kovács Mártonnak az örökös kitartásukért, morális útmutatásukért és támogatásukért. Köszönöm a feleségemnek és a kislányomnak, Palláné Lantos Viviennek és Palla Teréziának a múlhatatlan kitartást, türelmet és támogatást.