

36. OTDK Biológia Szekció

Háziméhek (*Apis mellifera*) testfelszíni gombaflóra összetételének vizsgálata

Szócs Boróka

ELTE, Természettudományi Kar,
Biológa Szak, MSc 1. év

Küldő intézmény: Babeş-Bolyai Tudományegyetem
Biológia és Geológia Kar, Magyar Biológiai és Ökológiai Intézet

2022

Témavezetők:

Dr. Markó Bálint (BBTE)

Dr. Sárospataki Miklós (MATE)

TARTALOMJEGYZÉK

KIVONAT.....	3
I. BEVEZETŐ.....	4
1. HÁZIMÉHEK (<i>APIS MELLIFERA</i>) ÁLTALÁNOS JELLEMZÉSE	4
2. HÁZIMÉHEK KAPCSOLATA MÁS ÉLŐLÉNYEKKEK	5
3. GOMBÁK ÁLTALÁNOS JELLEMZÉSE ÉS KAPCSOLATAIK KÜLÖNBÖZŐ ÉLŐLÉNYEKKEK	7
4. GOMBÁK ÉS ROVAROK KÖZÖTTI KÖLCSÖNHATÁSOK LEHETSÉGES FORMÁI	8
5. MÉHEK ÉS GOMBÁK KAPCSOLATA	8
II. CÉLKITŰZÉS.....	13
III. ANYAG ÉS MÓDSZER.....	14
1. MÉHEK BEGYŰJTÉSE	14
2. A GOMBATELEPEK KITENYÉSZTÉSE	14
3. MIKROSZKÓPIZÁLÁS, MIKROSZKÓPOS FÉNYKÉPEK KÉSZÍTÉSE, GOMBÁK HATÁROZÁSA	15
4. ADATOK FELDOLGOZÁSA	16
IV. EREDMÉNYEK ÉS ÉRTÉKELÉSÜK	17
1. A KIMUTATOTT GOMBA TAXONOK	17
1.1. Gyakori vagy figyelemre méltó gomba nemzetségek rövid jellemzése:	19
2. A GOMBATELEPEK MENNYISÉGE A MÉHEK KORA ÉS TARTÁSRENDSZERE FÜGGVÉNYÉBEN	25
3. SPECIFIKUS GOMBA TAXONOK.....	26
V. KÖVETKEZTETÉSEK ÉS ÖSSZEFOGLALÁS	28
KÖSZÖNETNYILVÁNÍTÁS	31
IRODALOM.....	32
FÜGGELÉK	40

KIVONAT

A méhek a legfontosabb beporzó szervezetek közé tartoznak. A sokat emlegetett „beporzó válság” egyre inkább felhívja a figyelmet a méhekre, különösen a háziméhre (*Apis mellifera*). A háziméh biológiájáról már meglehetősen sokat tudunk, ugyanakkor a méhekkel együttélő különböző szervezetekről (nagy jelentőségük ellenére) már lényegesen kevesebbet. Így a testfelszínükhöz kötődő gombákról is kimondottan kevés információnk van. Pedig a méhek és a gombák kapcsolata, akár mutualista, akár parazita jellegű, nagyon fontos lehet az egyedek és a kolóniák túlélése szempontjából is. Ahhoz, hogy a méhek testfelszínéhez kötődő gombákat, illetve a méhekkel való kapcsolatuk mibenlétét és jelentőségét megismerjük, mindenekelőtt a méhek gombaflórájának összetételét szükséges feltérképezni. Dolgozatomban a méhek testfelszíni gombaflórájának összetételét vizsgáltam, abból kiindulva, hogy a körülményeknek (pl. stabil és vándoroltatott) és kornak (fiatal és idős) meghatározó szerepe lehet a testfelszíni gombaflóra összetételére vonatkozóan. Összesen 239 gombatelep tenyésztettünk ki az egyedek testfelszínéről, melyből 47 taxont tudtunk elkülöníteni. A legnagyobb számban az *Alternaria*, *Aspergillus* és *Rhizopus* nemzetségek voltak. Elemzéseink alapján a gombatelepek mennyiségét sem a méhek kora, sem a tartásmódja, sem e kettő interakciója nem befolyásolta. A gombaközösségek diverzitása hasonló volt a kortól és a tartásmódtól függetlenül. Egyes gombataxonok ugyanakkor csak bizonyos tartási rendszerre vagy korkategóriára voltak jellemzőek. Ez utóbbiban, feltehetően, a korfüggő munkamegosztásnak is szerepe lehetett.

I. BEVEZETŐ

1. Háziméhek (*Apis mellifera*) általános jellemzése

A háziméhek (*Apis mellifera* Linnaeus, 1758) szociális rovarok, melyek fontos szerepet játszanak a beporzásban. Az ízeltlábúak (Arthropoda) törzsébe, a rovarok (Insecta) osztályába, a hártványászárnyúak (Hymenoptera) rendjébe, a méhfélék (Apidae) családjába és az *Apis* genuszba tartoznak. A 28 alfajból (Engel, 1999) dolgozatomban az *Apis mellifera carnica* (Pollman, 1879) alfajt vizsgáltam.

A méhcsaládok állapotától függően nyáron 20 000–90 000 méh található a kaptárokban, télire ez a szám lecsökken akár 10 000-re. Euszociális viselkedést mutatnak, a családon belül három kasztot különítünk el: dolgozó, királynő és here. Egy családon belül a legnagyobb számban a dolgozók találhatók, amelyek biztosítják a kolónia ellátását, tisztántartását és védelmét. Az 1–3 napos felnőtt egyedek feladata a testápolás és a viasz sejtek tisztogatása, a 4–10 napos egyedek szerepe a királynő dajkálása, a lárvák táplálása, a táplálék kezelése a kaptárban. A 11–18 napos egyedek feladata a viaszépítmények (lépek) készítése, a 19–21 napos méhek főként őrszolgálatot teljesítenek a kaptár bejáratánál, illetve a repülést és tájékozódást gyakorolják. A 22–30 napos méhek pedig a nektár, virágpór begyűjtői, illetve a víz behordást és méhlegelők felderítését is ők végzik (Spürgin, 2013). Minden kaptárban a királynő rakja a petéket, így a család léte nagyban függ az egyetlen (nagyon ritka esetben 2–3 királynő is előfordulhat párhuzamosan) királynő petézőképességétől is (Gábor, 2018). A tavaszi nemzedékváltást követően, a lendületes fejlődés során megjelennek a herék, azaz a hímek. Ősszel, a télre való készülés során, a dolgozók kiszorítják a kaptárból a heréket, így a telelés nélkülük zajlik.

Ennek, a több ezer éve házasított méhfajnak természetvédelmi szempontból is fontos szerepe van. Egyike a legfontosabb megporzó szervezeteknek, melyek napjainkban rengeteg negatív hatásnak vannak kitéve. Különböző betegségek, járványok, paraziták miatt, illetve sok más – igazolt és még azonosítatlan – negatív tényező miatt, egyre nagyobb számban pusztulnak (Myerscough és mtsai., 2016). A számos megporzó mellett ez a faj vad- és kultúrnövények megporzását is végzi. Virághűségüknek köszönhetően a biztos pollenátvitelben elengedhetetlen szerepük van. Tehát egy olyan haszonállat, mely ökológiai és gazdasági szempontból is jelentős. A különböző méhtermékeket az élelmiszeripar, a gyógyszeripar, sőt a bútóipar is felhasználhatja (Burlando és mtsa., 2013, Gallai és mtsai., 2009).

2. Háziméhek kapcsolata más élőlényekkel

A háziméhek számos más élőlénnel vannak kapcsolatban. Ezek a kapcsolatok különböző előjelűek lehetnek. Léteznek olyan kapcsolatok, amelyek az egyik fél számára előnyösek, a másik fél számára közömbösek (kommenzalizmus). Ilyen kapcsolat van a méhek és különböző levéltetvek, kéregtetvek között. A méhek a tetvek ürülékét gyűjtik be, melyet táplálékként használnak, de cserébe nem biztosítanak védelmet a levéltetveknek, ellentétben a hangyákkal (Magyar és mtsai., 2016).

Mutualista, azaz kölcsönösen előnyös, kapcsolat van a méhek és különböző növények között (Gerlach és mtsai., 2011). A méhek, mint pollinátorok különböző növények beporzását végzik, miközben nektárt és virágport gyűjtenek a beporzott növényekről.

Ragadozó és parazita kapcsolat is megfigyelhető a méhek más fajokkal való együttélésében. Ilyen különös kapcsolat például az, amikor kisebb darazsak (pl. *Paravespula germanica*, *Polistes gallicus*) rendszeresen bejárnak a méhkaptárba, ahonnan a méhek táplálékát lopkodják. Ez a legtöbb esetben harccal ér véget és az egyik fél elpusztul (Pusceddu és mtsai., 2017). A halálfejes szender (*Acherontia atropos*) és a méhek közötti kapcsolat is igen sajátos. Ez a lepke édes nedvekkal táplálkozik, mely a kaptárból egy alkalommal akár 50 g mézet is ki tud lopni (Spürgin, 2013). Ezek a lepkék sem járnak mindig sikerrel, hiszen gyakran a méhek megölik szúrásukkal a betolakodót. Rendszerint cickányok, egerek figyelhetőek meg a kaptárok közelében, van olyan eset, hogy a kaptárba is beköltöznek (Márton, 2006). Ezek az élőlények hasznosak is lehetnek, hiszen elfogyasztják az elpusztult egyedeket, de sok esetben az élő, legyengült, idős egyedeket is elfogyasztják, emellett télen a család pusztulását is előidézhetik.

A méhek és a karolópókok (*Thomisidae*) között is zsákmány-ragadozó viszony van. A karolópókok jól álcázzák jelenlétüket, és a nektárgyűjtő méhet levadászák és elfogyasztják (Wolti és mtsai., 2016). A méhfarkas (*Philanthus triangulum*) és a lódarázs (*Vespa crabro*) utódaikat a levadászott méhekkal (is) táplálják (Forzan és mtsai., 2017). Emellett a méhészmadar, avagy más néven gyurgyalag (*Merops apiaster*) is rendszeresen vadássza a háziméheket (Omran és mtsai., 2018).

A fent említett élőlényeken kívül más fajokkal is kapcsolatban állnak a méhek, melyek főként a méhek számára károsak. Pl. a zöld küllő (*Picus viridis*) és a nagy fakopáncs (*Dendrocopos major*), mint ragadozó madarak is veszélyt jelenthetnek a méhekre (Yadav és mtsa., 2017). Főként télen, amikor élelemkeresés céljából kaptárokba lyukat vésnek, így a méhcsaládokat zajkeltéssel felbolygatják. A nünükefélék/hólyaghúzófélék (*Meloidae*) lárvái a

virágokra szálló méhekre kapaszkodnak, és így bekerülve a kaptárba a méhek készleteit fogyasztják. A nagy viaszmoló (*Galleria mellonella*) és a kis viaszmoló (*Achroia grisella*) a méhviasszal táplálkozik (Mandal és mtsai., 2016). Emellett a méhtetű (*Braula coeca*) (Alfallah és mtsai., 2018), a kis kaptárbogár (*Aethina tumida*) (Roth és mtsai., 2019), különböző légyfajok (pl. *Senotainia tricuspidis*) is negatívan befolyásolhatják a méheket. Továbbá a kaptárban különböző hangyafajok (Formicidae), álskorpiók (pl. *Chelifer cancroides*), közönséges szalonbogararak (*Dermestes lardarius*) is előfordulhatnak (Chmielewski, 2002). Thapa és mtsai. (2013) az *Apis cerana* és *Ellingsenius indicus* ragadozó kapcsolatát tanulmányozták és igazolták.

A méhészek körében a legismertebb negatív kölcsönhatás az élősködő vagy parazita kapcsolat. A méhkaptárban számos haszonélvező és társbélő is jelen van. A méhek legismertebb parazitái, a régen egy fajként számontartott *Varroa jacobsoni* és *V. destructor* (ázsiai méhatka). Utóbbit 2000-ben írták le (Anderson és mtsai., 2000). Emellett ismert méhélszörnyűk: a légcső atka (*Acarapis woodi*), a trópusi méhtetű-atka (*Tropilaelaps clareae*) (Singh és mtsai., 2019), a *Nosema apis* és *Nosema ceranae* (Huanga és mtsai., 2007), melyek egysejtűek, és újabban a gombákhoz sorolják őket (Dosselli és mtsai., 2016). Vírusokkal (pl. *Acute Paralysis Virus* - APV, *Chronic Paralysis Virus* - CPV, *Black Queen Cell Virus* - BQCV, *Deformed Wing Virus* DWV, *Sackbrood Virus* – SBV, *Kashmir Bee Virus* – KBV) baktériumokkal (pl. *Paenibacillus larvae*, *Melissococcus pluton*) és amőbákkal (*Malpighamoeba mellificae*) is kapcsolatban állnak, melyek szintén a méhek parazitái (Ueno és mtsai., 2018, Monteiro és mtsai., 2019, Seitz és mtsai., 2019).

A méhek különböző gombákkal is kapcsolatban állnak. Legismertebb parazita gombáik az *Ascosphaera apis*, *Aspergillus flavus* és *Aspergillus fumigatus* gombafajok. Ezek a gombák komoly betegségeket okoznak a méheknek. Az *Ascosphaera apis* a költésmezsesedést idézi elő, az *Aspergillus flavus* és *Aspergillus fumigatus* pedig költéskövesedést. Amennyiben a fent említett gombák által okozott betegségek megjelennek, és a méhészek nem a méhegészségügyi szabályok szerint járnak el, a gombák túlságosan elszaporodhatnak és járványszerűen léphetnek fel, a megfertőzött családok pusztulásához vezetve (Erler és mtsai., 2016, Tauber és mtsai. 2019, 2020)

3. Gombák általános jellemzése és kapcsolataik különböző élőlényekkel

Megközelítőleg 120 000 gombafaj ismert eddig, de rengeteg fajt még nem írtak le, a becslések szerint akár 2,2–3,8 millió faj is létezhet (Hawksworth és mtsai., 2017). Taxonómiájuk még nem teljesen tisztázott, folyamatosan írnak le új fajokat, emellett pedig a már leírt fajok rendszerezése is folyamatosan változik.

A gombák egysejtű vagy többsejtű szervezetek, melyeknek három fő típusú szerveződése lehetséges: amöboid, egysejtű szerveződés, többsejtű szerveződés. Növekedésükhöz szerves anyagra van szükségük, heterotrófok. Szaporodásukat tekintve ivaros és ivartalan szaporodás egyaránt jellemzi őket. Abiotikus és biotikus környezeti tényezők befolyásolják a gombák életképességét, csírázási arányát, életsiklusát, patogenicitását stb. A fő abiotikus tényezők a hőmérséklet (Gillespie és Moorhouse, 1989), páratartalom, csapadék, a talaj típusa, UV-sugárzás (Gul és mtsai, 2014), emellett mezőgazdasági vegyszerek (McCoy és mtsai, 1992). Mindemellett a talaj pH-ja és az adott környezetben lévő kémiai szerek tartalma is befolyásolja a gombák életképességét (Szigethi, 2016). A fő biotikus faktorok pedig az egyéb mikroorganizmusok jelenléte vagy hiánya, a talaj összetétele, a növények gyökerei által kiválasztott termékek.

A gombák számos kapcsolatot létesítenek más élőlényekkel. Erre az élőlénycsoportra jellemző leginkább a szimbiózis (együttélés), melynek több típusa is létezik (Jakucs, 2009). A gombák esetében a két leggyakoribb együttélési forma a kommenzalizmus és a parazitizmus.

Növény és gomba kapcsolat figyelhető meg a *Rhizophydiales* rendbe tartozó gombák és algák, illetve hínárfélék között (Jakucs, 2009). Ismert növényi patogének a rozsdagombák és üszög gombák (*Teliomycetes*, *Ustomycetes*) (Jakucs, 2009). A *Mycosphaerella ascomphylli* gomba a *Pelvetia canaliculata*, illetve az *Ascophyllum nodosum* algákkal hoz létre telepeket (Jakucs, 2009, 172. oldal).

Gomba és gomba kapcsolatok is léteznek, mint az élősdigomba (*Asterophora parasitica*) és a szenes galambgomba (*Russula nigricans*) között, az előbbi az utóbbi termőtestén él (Jakucs, 2009). Hiperparazita faj az *Ampelomyces quisqualis*, amely a lisztharmatgombákon élősködik (Jakucs, 2009).

Gomba és gerinces állat közötti kapcsolat is megfigyelhető. Például a hering (*Clupea harengus*) halfaj ismert gombaparazitája az *Ichthyophonus hoferi* (Kocan, 2019). Az emberekben a sporotrichózis betegséget idézi elő a *Sporothrix schenckii* gombafaj (Martínez-Álvarez és mtsai, 2017).

Gerinctelen állatoknál is gyakori a gombákkal való kapcsolat. A *Beauveria bassiana* a selyemlepke (*Bombyx mori*) hernyóját károsítja (Seema és mtsai., 2019). *Lagenidium giganteum* gombafaj szunyoglárvák fakultatív parazitája (Scholte és mtsai; 2004). A sóferegbe (*Artemia salina*) lövi spóráit a *Metschnikowia bicuspidata* gombafaj (Codreanu és mtsa, 1981). A *Myrmica* genusszal együtt él a *Rickia wasmannii* gombafaj, mely a hangyák ektoparazitája (Csata és mtsai., 2017).

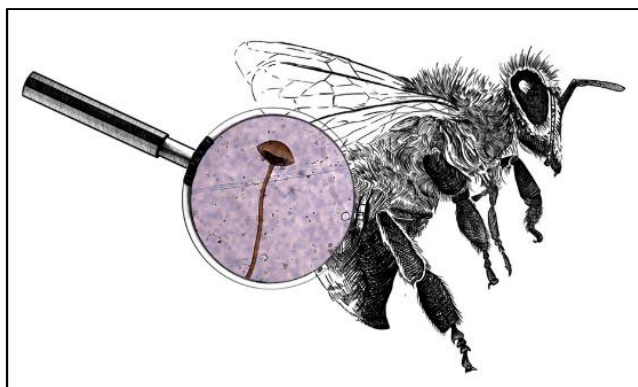
4. Gombák és rovarok közötti kölcsönhatások

Gombák és rovarok között különböző kölcsönhatások léteznek. **Kommenzalista és szimbionta** kölcsönhatás, melyre az jellemző, hogy a gomba együtt él a rovarral és nem okoz megbetegedést. Fontos biológia szerepet tölthet be a rovar életében, életciklusában. Létezik **parazita-gazda** kapcsolat, melyben a paraziták lecsökkentik és legyengítik a rovargazda aktivitását (pl. mozgás, táplálkozás), de ez nem okoz gyors lefolyású pusztulást, mint pl. a *Laboulbeniales* gombafajok. A **patogén** gombafajok kihasználják a rovar, elfogyasztják a tápanyagjait, felhasználják szöveteit, és toxinokat is termelhetnek, így a gazdaszervezet gyors pusztulását idézik elő. Ilyenek például az *Entomophthorales*, *Beauveria* sp., *Metarhizium* sp. gombafajok. A **fakultatív patogének** kevésbé feltűnőek, más gombákkal vagy mikrobákkal együtt fordulnak elő. Mivel gyenge patogenitás jellemzi őket, ezért legyengült, sérült vagy idős egyedeket támadnak meg, pl.: *Conidiobolus*, *Entomophthorales* fajok. A **sebkórokozó** gombák a rovar pusztulását okozzák, ha átjutnak a sejtek közötti térbe, de általában nem jutnak át a kutikulán, pl.: *Pythium*, *Mucor*, *Trichothecium*. **Szaprofág** gombák elpusztult rovarokon élnek, felemésztve a tetemet. Ezek olyan fajok, főként penészgombák, melyeknek nincs (vagy nagyon kevés) szerepük a rovar pusztulásában, pl.: *Penicillium*, *Cladosporium* és *Mucorales*.

5. Méhek és gombák kapcsolata

Habár számos kölcsönhatás ismert a rovarok és gombák között (pl. Scholte és mtsai; 2004; Csata és mtsai., 2017; Seema és mtsai., 2019) viszonylag kevés információval rendelkezünk azonban a méhek és gombák kapcsolatáról. Haszonállat jellegükből fakadóan

leginkább csak azokkal a kölcsönhatásokkal foglalkoztak, amelyek a méhekre nézve negatív hatásúak (Nie és mtsai. 2019). Ilyen kapcsolatokról már az 1800-as évek végén, magyar nyelvű méhészkönyvben is külön fejezetet írtak „Az alsóbbrendű gombafélék a méhek világában” címen (Sötér, 1895)¹.



2. ábra. Illusztráció (Készítette: Horváth Tímea és Szőcs Boróka)

Létezhetnek olyan kölcsönhatások is, melyek a méhek számára kedvezőek. Ahhoz, hogy ezeket a kölcsönhatásokat is tanulmányozni tudjuk, először szükséges feltérképezni, hogy milyen gombfajokat hordozhatnak a méhek.

A gombák által okozott betegségek közül három közismert és gyakori, amelyek ha járványszerűen lépnek fel, óriási károkat okozhatnak a méhészetekben. Ez a költésmeszesedés, a költéskövesedés és a Noszéma-betegség.

5.1. Költésmeszesedés (*ascosphaerosis*)

Kórokozó: *Ascosphaera apis* (Ascomycota törzs, Eurotiomycetes osztály, Onygenales rend, Ascosphaeraceae család, *Ascosphaera* nemzetség).

A költésmeszesedés során a méhek fiasításának meszesedése figyelhető meg. Terjedésében vadon élő háziméhek és magányos méhek is szerepet játszhatnak. Ennél a fajnál (*Ascosphaera apis*) a spóráképzés csak akkor jön létre, ha különböző nemű micéliumok nőnek össze, ezért nevezik heterothallikus típusú gombának. Az oogoniumok növekedésnek indulnak a megtermékenyítést követően, így kb. 60 µm-es termőtestté fejlődnek, melyek szürkés színűek. Ezekben számos spóratok helyezkedik el, melyben kb. 3,2 x 1,8 µm-es spórák találhatóak (Békési, 2012, 55. old). Ezek a spórák több (akár 15) éven át megőrizhetik csírázóképességüket és egy elhalt lárva avagy álca több ezer, akár 1 millió spórát is tartalmazhat. A spórákat a lárva a táplálékkal együtt nyeli le, melyek a bélcsatornájukban kicsíráznak. Az *Ascosphaera apis*-nak kedveznek a következő körülmények: az álca elhalása, a fiasítás megfázása, 30-35°C körüli átlaghőmérséklet a kaptárban, rajzás megelőzésére végzett beavatkozások, egyes kaptártípusok szellőzetlensége.

¹ Az 1. függelékben olvasható néhány idézet arról, hogy miként vélekedtek erről a kapcsolatról abban az időben

5.2. Kóltéskövesedés (*aspergillosis*)

Kórokozó: *Aspergillus flavus* (Ascomycota törzs, Eurotiomycetes osztály, Eurotiales rend, Trichocomaceae család, *Aspergillus* nemzetség).

Az eddigi ismeretek alapján az *Aspergillus flavus* gombafaj mellett ezt a betegséget nagyon ritkán az *A. fumigatus* gombafaj is okozhatja. A bélcsatornában csíráznak a spórák és 2-3 nap után kerülnek a méh testfelszínére, ezeken pedig megjelennek a termőtestek. Ezek a termőtestek, melyek csak mikroszkópos vizsgálatok alatt figyelhetők meg, kefeszerű és bunkó alakzatúak.

Az *Aspergillus flavus* gombafajnak főként a párás és hűvös időjárás kedvez. A gombafaj megtalálható talajban, növényeken, illetve gerincesek (főként emberek és madarak) légzőszerveiben is lehet kórokozó. Emiatt ajánlott a méhészeknek, hogy kesztyűben és szájmaszkban dolgozzanak, ha a következő tüneteket észlelik a méheiken: az álcák először fehéresek és bársonyosak, később világos barnává, zöldessárgává válnak, majd legvégül megkeményednek.

A méhészeknek azért is jelent ez a betegség nagy problémát, mert jelenleg nincs hatékony módszer a kezelésére, illetve egyesek szerint a gomba toxint is termel, és a felnőtt dolgozókon mérgezési tünetek figyelhetők meg.

5.3. Noszéma-betegség (*nosemosis apium*)

Kórokozó: *Nosema apis*, illetve 2005-ben sikerült bebizonyítani kínai kutatóknak, hogy méhekben is megtalálható az 1996-ban leírt *Nosema ceranae* (Fries és mtsai., 1996) ami szintén okozhatja a betegséget (Huang és mtsai., 2007). Mindkét faj a *Nosema* nemzetségbe tartozik (Microsporidia törzs, Dihaplophasea osztály, Dissociodihaplophasida rend, Nosematidae család).

A fent említett két fajt, a *Nosema apis*-t és a *N. ceranae*-t spórák egysejtűként tartották számon, de újabban a gombákhoz sorolják őket. A felnőtt méhegyedek leggyakoribb betegsége a nosemozis. Az egysejtű kórokozó spórái a méhek ürülékében két év után is életképesek. A *Nosema ceranae* fajt virulensebbnek tartják általában (Higes és mtsai., 2006). Mindkét faj élősködő életmódot folytat a méhek középbél-hámsejtjeiben, itt fejlődnek ki a spórák is. A dolgozó méhekben gyakori, legtöbbször a tisztogató munkát végző méhek nyelik le a spórákat. A királynőkben és a herékben is megfigyelték már a kórokozót (Holt és mtsai., 2018), de ez ritkább jelenség, viszont az álcákat egyáltalán nem fertőzi meg. Bár korábban ezekkel a spórákkal más rovarfajt nem tudtak megfertőzni, de újabban már kimutatták azt is, hogy más rovarfajt is képesek megfertőzni (Porrini és mtsai., 2017). A méhek rosszabbul viselik a

Nosema fertőzést egy hosszú, hideg telelés után. Továbbá az is gyengíti őket, ha rossz minőségű téli tartalék (méz helyett cukros szirup) marad a kaptárban. Az említett két Nosema fajnak kedvező tényező az is, ha a méhek sokáig fűrtben maradnak.

Méhtermékekben is számos gomba található. Különböző kutatások születtek, amelyekben elemezték a különböző mézmintákban, méhkenyerekben a szaprofita gombák és élesztőfajok szaporítósejtjeinek előfordulását (Yoder és mtsai., 2013; Grabowski és Klein 2017).

Ami a kaptárban a gombákat illeti, számukra egy negatív tényező lehet a propolisz, mivel annak antimikotikus (gombásodás elleni) hatása is van (Gucwa és mtsai., 2018, Hosseini és mtsai., 2020). Ez a gombaellenes hatás a propolisz flavonoid-tartalmától függ. Más kutatók a propolisz összetevőinek gombaölő hatását egyszerű csíktechnikával, sorozathígítás által mutatták ki, két növénykórokozó gombafajon is: *Fusarium oxysporum*, *Septoria lycopersici*.

Emellett a méhek és gombák kapcsolatába az ember is beavatkozik. Feltehetően abban a méhészetben, ahol a méhész betartja a méhészeti higiéniai elvárásokat (pl. rendszeresen kiegészíti a kaptárt) ott kevesebb számban fordulnak elő a gombák (Csáki, 2015). Emellett a gombaölő szerek (pl. Spritz-Cupral, DNRB permetező, DNRB porozó, Nátriumarzenát) használatának gyakorisága is befolyásolja a gombák mennyiségét (Faluba, 1959).

Pár éve rovarpatogén gombák gyakorlati alkalmazását tesztelték a méhek atkáinak irtására. A háziméhek egyik legsúlyosabb betegsége a varroosis, melyet a *Varroa* genusz fajai idéznek elő, és óriási károkat okoznak a méhészetekben. Kanga és mtsai. (2003, 2006), illetve Hamiduzzaman és mtsai. is (2012) tanulmányozták laboratóriumi körülmények között, hogy *M. anisopliae*, *B. bassiana* és *Clonostachys rosea* gombafajok hogyan hatnak a *Varroa* atkákra. A laboratóriumi kísérletek pozitív eredményt mutattak, Sinia és Guzman-Novoa (2018) tesztelték természetes körülmények között is a *M. anisopliae* UAMH 9198 és *B. bassiana* GHA gombafajt a *Varroa* atkákon. Rosenkranz és mtsai. (2010) pedig tesztelték, hogy miként hatnak ezek a gombák, ha peszticiddel is keverik. A kísérleti eredményekből kiderült, hogy a kontrollhoz képest nagyobb mortalitást mutattak a gombák által fertőzött atkák, mint azok, amelyek nem voltak fertőzve. A legnagyobb mortalitást pedig azok az atkák mutatták, melyek a gombák mellett timollal is kezelve voltak (Sinia és Guzman-Novoa, 2018).

A fentiekből látszik, hogy a gomba-méh kapcsolatok közül elsősorban a patogén gombákról vannak részletes ismereteink (Nie és mtsai. 2019). Ám léteznek más kölcsönhatások is (pl. mutualista, komenzalista stb.), melyekre kevesebb hangsúlyt fektetünk, pedig valószínűleg ezek is nagyon fontosak lehetnek a méhek túlélése szempontjából. Ahhoz, hogy ezeket a kapcsolatokat vizsgáljuk, elsősorban a háziméhek gombaflóráját kell feltérképeznünk.

A méhek, mint nagyon fontos beporzók, napjainkban számos fenyegetésnek vannak kitéve. A „beporzók krízise” és a tömeges méhpusztulás is felhívja a figyelmet a háziméhre. Ahhoz képest, hogy mennyi információnk van a háziméhek táncáról, kommunikációjáról, vírusok és baktériumok okozta betegségeiről, viszonylag keveset tudunk arról, hogy milyen kölcsönhatások vannak a háziméhek és gombák között.

II. CÉLKITŰZÉS

Dolgozatomban a háziméhek testfelszínéhez kötődő gombaflóra összetételének feltérképezését tűztem ki célul a következő kérdések felvetésével:

- Milyen gombafajok spórái találhatóak meg a háziméhek testfelületén, vagyis milyen a fajösszetétele a testfelület gombaflórájának?
- Befolyásolja-e a dolgozók kora (fiatal és idős) a gombaflóra jellegét?
- Van-e hatása a tartási rendszernek (állandó helyen tartott vs vándoroltatott) a háziméh dolgozók testfelületéhez kötődő gombaflórájára?

III. ANYAG ÉS MÓDSZER

1. Méhek begyűjtése

A méhek begyűjtését 2018 augusztus 7-én végeztük. Két különböző területről gyűjtöttük be a méheket, Szentgericéről és Balából. A Szentgericéről (*Gălățeni*, Maros megye) gyűjtöttek voltak az **állandó helyen tartott méhek**, mivel az itt tartott méhcsaládokat egész évben egy helyen, vándoroltatás nélkül, vagyis álló méhészetben tartottuk. A másik csoport a **vándoroltatott méhek** voltak, amelyeket az év során vándoroltattunk. Télen ezeknek a méhcsaládoknak is az állandó helyük Szentgerice, de május elején megkezdődik a vándoroltatás, és a változatos méztermelés miatt az ország különböző pontjaira szállítjuk el őket (pl. Gyergyótölgyes, Țepes Vodă, Albeni). A minták begyűjtése idején ezek a méhek éppen Balában (*Băla*, Maros megye) voltak.

Mindkét helyszínen 5 különböző kolóniából gyűjtöttünk méheket, tehát összesen 10 különálló méhcsaládból voltak egyedeink, ezáltal csökkentve a genetikai befolyást. A terv az volt, hogy minden kolóniából legalább 5 fiatal és 5 idős egyeddel tudjunk dolgozni a vizsgálat során. Mivel a gombák kitenyésztése Kolozsváron történt, ezért minden kolóniából 7-8 db fiatal és 7-8 db idős egyedet gyűjtöttünk, számítva arra, hogy a szállítás során elpusztulhatnak.

A méheket steril dobozokba gyűjtöttük, figyelve a fiatal és idős egyedekre jellemző bélyegekre. A méhek korát a tevékenységük, mozgásuk és morfológiájuk alapján lehet megállapítani: a fiatal méhek nem repülnek ki a kaptárból, szárnyuk a testükhöz tapad, jól láthatók az elkülönült csíkok és szürkés, pihés a szőrzetük, ellentétben az idősekkel, amelyek kinti munkát is végeznek, szárnyuk szétáll, illetve a kopás miatt fényesebb lesz a testük (Örösi, 1991). A begyűjtött méheket Kolozsvárra szállítottam, ahol a laboratóriumi munkák zajlottak.

2. A gombatelepek kitenyésztése

Arra voltunk kíváncsiak, hogy az élő egyedek milyen gombákat, gomba spórákat hordozhatnak a testfelszínükön, így mi is élő egyedekkel dolgoztunk, ezeket fagyasztottuk le. A fagyasztás során a méhek elpusztultak, a gombaspórák viszont életképesek maradtak.

Fontos volt tudni, hogy mennyi a minimum szükséges időtartam arra, hogy az egyedek elpusztuljanak, de a rajtuk lévő gombák, gomba spórák még életképesek maradjanak. Ezért előzetesen, még a begyűjtés előtt, különböző korú méheken teszteltem, hogy -20°C-on pontosan hány perc alatt pusztulnak el.

Az első 5 egyedet 5 percig tartottam a fagyasztóban, majd a következő egyedeket 10, illetve 15 percig, melyek mindig életjelet mutattak. Értelemszerűen minél többet tartottam a méheket a fagyasztóban, annál kevesebb volt az életjel és annál lassabban éledtek fel. A következő lépésnél 5 egyedet 20 percre tettem be, amelyek az idő leteltével már semmilyen életjelet nem mutattak. Megbizonyosodásképpen, hogy ennél kevesebb idő is elég a pusztuláshoz, egy következő sorozatot 17 percig hagytam a fagyasztóban. Ekkor az 5 egyedből 2 mutatott életjelet az idő leteltével, így a következő sorozatot 18 percig hagytam. 18 perc eltelével mind az 5 egyed elpusztult, így ezt a minimális fagyasztási időtartamot választottam. Tehát a végső vizsgálatkor az összes egyed 18 percig tartottam fagyasztóban, majd ezután következett a táptalajra helyezés.

A gombák Sabouraud táptalajon (SAB) tenyésztettük ki: készítettünk (desztillált víz + SAB por (peptonból és agarból áll), egy vizes sterilizáló, magas hőmérsékleten működő autokláv segítségével. A kész táptalajokat előkészített (6-7 perccel azelőtt bekapcsolt és UV-val kezelt) elszívófülkében töltöttük ki sterilizált Petri-csészékbe, amelyet a kitöltés után szintén UV segítségével sterilizáltunk addig, amíg a táptalaj megszilárdult.

A megszilárdult, steril táptalajra helyeztük a méheket. Végig steril körülmények között dolgoztunk, kesztyűt és köpenyt használva, gázláng fölött folyt a munka és a csipeszt is folyamatosan fertőtlenítettük és égettük, mielőtt egy újabb egyeddel dolgoztunk volna. Miután egy egyed 5 táptalajra helyeztük, a Petri-csészét lezártuk, majd parafilmmel rögzítettük, így tettük be a klímakamrába. Emellett egy kontroll csoport is volt: Petri-csésze, táptalajjal, méhegyedek nélkül.

A klímakamrában 50%-os páratartalom és 23°C volt stabilan. Minden egyed 7 napig tartottunk a klímakamrába. Egy hét után láthatóak voltak a méheken a kitenyésztett gombák, így következhetett a mikroszkópos vizsgálat. Ha egy hétnél tovább hagytuk volna a klímakamrában az egyedeket, akkor fennállt volna annak a veszélye, hogy a gombák túlnövik egymást, és egyik faj elpusztíthatja a másikat.

3. Gombák határozása

A méheken megjelenő gombákból steril környezetben, pengével és csipesszel mintadarabokat vettünk, melyeket tárgylemezre helyeztünk, fenol festékkal megfestettük, majd fedőlemezt helyeztünk rá. Fontos volt, hogy kisméretű mintákat tegyünk a tárgylemezre, hiszen csak így voltak láthatóak a szaporító képletek és a spórák. Ezeket a preparátumokat helyeztük

egy Olympus CX23 típusú mikroszkóp alá. A használt objektívek $\times 4$, $\times 10$ és $\times 40$ -es nagyításúak voltak, illetve a mikroszkóp rendelkezett egy Cannon fényképezőgép feltétellel is.

Minden gombáról készítettünk makroszkópikus és mikroszkópikus képeket. Makroszkópikus képek a Petri-csészékben levő gombatelepekről készültek. A mikroszkópikus képek pedig a gombapreparátumokról készültek fényképezőgépes mikroszkóppal és SparkoCam Virtual Webcam program használatával készültek.

A gombák meghatározása a mikroszkópikus és a makroszkópikus képek alapján történt, Dr. Dobolyi Csaba (Szent István Egyetem - SZIE, Gödöllő) segítségével.

4. Adatok feldolgozása

A gombák rendszerezése a Mycobank database - Fungal Databases, Nomenclature & Species Banks és a GBIF adatbázisa alapján történt (Robert és mtsai. 2013, Crous és mtsai. 2004, Robert és mtsai. 2005).

A testfelszíni gombafajok számában megmutatkozó kor- és tartási rendszerfüggő eltéréseket általánosított lineáris kevert modellel (GLMM) vizsgáltuk negatív binomiális hibataggal, mivel az adatsor nem bizonyult normál eloszlásúnak. A méhek testfelszínéről egyénileg kitenyészített, különböző fajú gombatelepek száma volt a kimeneti változó, míg bemenetként a kor (idős, fiatal), a tartási rendszer (állandó, vándoroltatott) és e két faktor interakciója szerepelt. Az esetleges genetikai függést kezelendő random faktorként bevezettük a kolónia azonosítóját. A GLMM-et a *glmer.nb* függvény segítségével az *lme4* csomaggal futtattuk le (Bates és mtsai. 2015) R 4.0.2 statisztikai környezetben (R Development Core Team 2020). A faktorok és ezek interakciójának hatását az *Anova* függvény segítségével a *car* (Fox és Weisber 2019) csomag keretében végeztük el, szintén R környezetben.

Az egyes csoportok gombaközösségének diverzitását a ritkaságra érzékenyebb Shannon-Wiener entrópia-indexxel ($\log_2$) számoltuk ki. Külön kategóriaként kezeltük a fiatalokat ($n = 47$) és az időseket ($n = 52$), illetve az állandókat ($n = 52$) és a vándoroltatottakat ($n = 47$). Minden esetben az alapadatsor a gombataxononkénti telepszámokból állt össze egy adott kategóriára vonatkozóan.

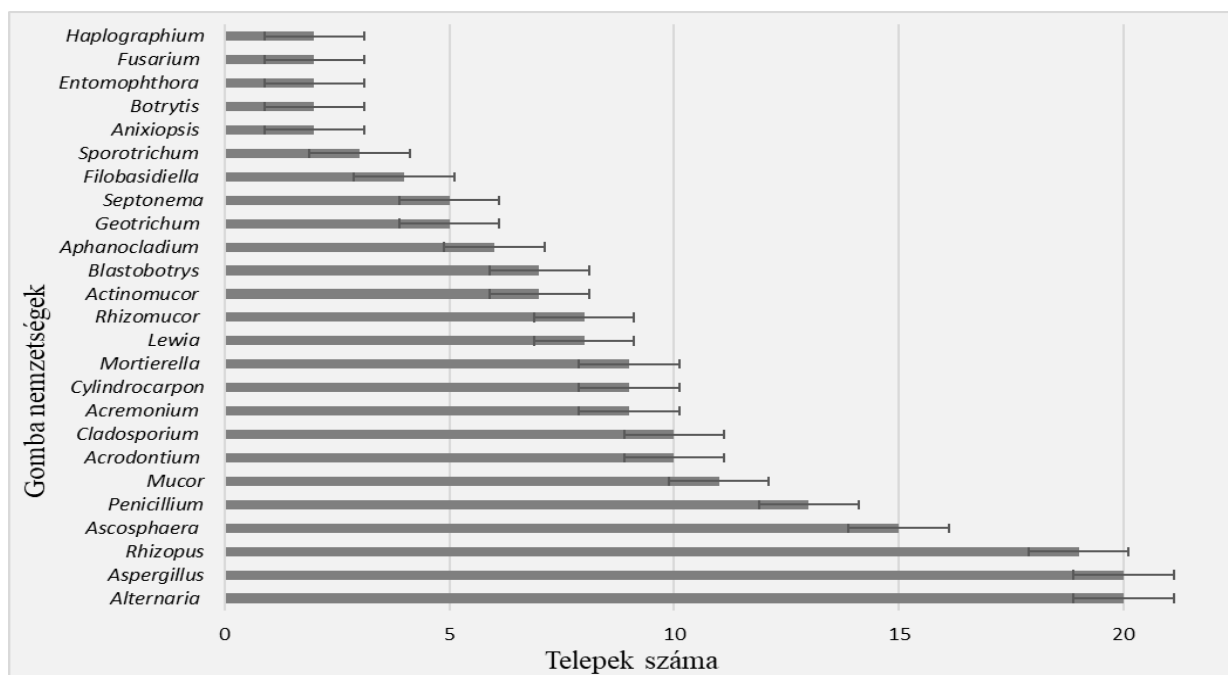
IV. EREDMÉNYEK ÉS ÉRTÉKEKELÉSÜK

1. A kimutatott gombataxonok

A 99 méh egyedről összesen 239 gombatelep tenyésztett ki, azaz átlagban 2,41 gombatelep volt egyedenként. Vándoroltatott méheken 2,31 míg állandó helyen tartott méheken 2,5 telep volt átlagban, illetve fiatalokon 2,48 és időseken 2,34 (1. táblázat).

A kitenyésztett 239 telep összesen 47 taxontól származik (2. táblázat). A kimutatott taxonok legtöbbje a tömlősgombák (*Ascomycota*) törzsbe tartozik, emellett a bazídiumos gombák (*Basidiomycota*) és járomspórás gombák (*Zygomycota*) törzsbe tartozó taxonokat is találtunk. A legtöbb telepet nemzetség szintig sikerült meghatározni, de 11 taxont csak család vagy rend szintig azonosítottunk, ezek többsége a *Moniliales* családba tartozott. Egyeseket faj szintig is sikerült meghatározni.

A legnagyobb számban az *Alternaria*, *Aspergillus* és *Rhizopus* nemzetségek voltak, őket követték az *Ascosphaera*, *Penicillium*, *Mucor*, *Acrodontium* és *Cladosporium* nemzetségek. A többi nemzetség tagjai 10-nél kevesebb telepet mutattak (2. ábra).



2. ábra. A gomba nemzetségek a telepek számának függvényében.

1. táblázat. Gombatelepek száma és átlag telepszámok a különböző méhkategóriákon.

1. Vizsgált egyedek	Állandó méhek	Vándoroltatott méhek	Összesen
Fiatal méhek	23	24	47
Idős méhek	29	23	52
Összesen	52	47	99
2. Kitenyészített telepek száma	Állandó méhekről	Vándoroltatott méhekről	Összesen
Fiatal méhekről	62	55	117
Idős méhekről	68	54	122
Összesen	130	109	239
3. Telepszámok átlaga	Állandó méheken	Vándoroltatott méheken	Összesen
Fiatal méheken	2,696	2,292	2,489
Idős méheken	2,345	2,348	2,346
Összátlag	2,500	2,319	2,414

2. táblázat. A kísérlet során kitenyészített és azonosított gombataxonok.

Gomba taxonok	Nemzetség (Genus)	Család (Family)	Rend (Order)	Osztály (Class)	Törzs (Phylum)	Ország (Regnum)
1 <i>Acremonium</i> sp.	<i>Acremonium</i>	Hypocreaceae	Hypocreales	Sordariomycetes	Ascomycota	Fungi
2 <i>Acrodontium</i> sp.	<i>Acrodontium</i>	Teratosphaeriaceae	Capnodiales	Dothideomycetes	Ascomycota	Fungi
3 <i>Actinomucor</i> sp.	<i>Actinomucor</i>	Mucoraceae	Mucorales	Zygomycetes	Zygomycota	Fungi
4 <i>Aleurioconidiaceae</i>		Aleurioconidiaceae				Fungi
5 <i>Alternaria alternata</i>	<i>Alternaria</i>	Pleosporaceae	Pleosporales	Dothideomycetes	Ascomycota	Fungi
6 <i>Alternaria</i> sp.	<i>Alternaria</i>	Pleosporaceae	Pleosporales	Dothideomycetes	Ascomycota	Fungi
7 <i>Anixiopsis</i> sp.	<i>Anixiopsis</i>	Onygenaceae	Onygenales	Eurotiomycetes	Ascomycota	Fungi
8 <i>Aphanocladium</i> sp.	<i>Aphanocladium</i>	Hypocreaceae	Hypocreales	Sordariomycetes	Ascomycota	Fungi
9 <i>Ascosphaera</i> sp.	<i>Ascosphaera</i>	Ascosphaeraceae	Onygenales	Eurotiomycetes	Ascomycota	Fungi
10 <i>Aspergillus clavatus</i>	<i>Aspergillus</i>	Aspergillaceae/Trichocomaceae	Eurotiales	Eurotiomycetes	Ascomycota	Fungi
11 <i>Aspergillus repens</i>	<i>Aspergillus</i>	Aspergillaceae/Trichocomaceae	Eurotiales	Eurotiomycetes	Ascomycota	Fungi
12 <i>Aspergillus</i> Sect. <i>Flavi</i>	<i>Aspergillus</i>	Aspergillaceae/Trichocomaceae	Eurotiales	Eurotiomycetes	Ascomycota	Fungi
13 <i>Aspergillus section Nigri</i>	<i>Aspergillus</i>	Aspergillaceae/Trichocomaceae	Eurotiales	Eurotiomycetes	Ascomycota	Fungi
14 <i>Blastobotrys</i> sp.	<i>Blastobotrys</i>	Trichomonascaceae	Saccharomycetales	Saccharomycetes	Ascomycota	Fungi
15 <i>Botrytis</i> sp.	<i>Botrytis</i>	Sclerotiniaceae	Helotiales	Leotiomycetes	Ascomycota	Fungi
16 <i>Cladosporium</i> sp.	<i>Cladosporium</i>	Davidiellaceae	Capnodiales	Dothideomycetes	Ascomycota	Fungi
17 <i>Cylindrocarpon</i> sp.	<i>Cylindrocarpon</i>	Nectriaceae	Hypocreales	Sordariomycetes	Ascomycota	Fungi
18 <i>Dematiaceae</i>		Dermateaceae	Helotiales	Leotiomycetes	Ascomycota	Fungi
19 <i>Entomophthora</i> sp.	<i>Entomophthora</i>	Entomophthoraceae	Entomophthorales	Entomophthoromycetes	Zygomycota	Fungi
20 <i>Filobasidiella</i> sp.	<i>Filobasidiella</i>	Tremellaceae	Tremellales	Tremellomycetes	Basidiomycota	Fungi
21 <i>Fusarium</i> sp.	<i>Fusarium</i>	Nectriaceae	Hypocreales	Sordariomycetes	Ascomycota	Fungi
22 <i>Geotrichum</i> sp.	<i>Geotrichum</i>	Dipodascaceae	Saccharomycetales	Saccharomycetes	Ascomycota	Fungi
23 <i>Haplographium</i> sp.	<i>Haplographium</i>	Hyaloscyphaceae	Helotiales	Leotiomycetes	Ascomycota	Fungi
24 <i>Lewia</i> sp.	<i>Lewia</i>	Pleosporaceae	Pleosporales	Dothideomycetes	Ascomycota	Fungi
25 <i>Moniliales</i>			Moniliales			Fungi
26 <i>Moniliales</i> sect. <i>Aleuriosporae</i>			Moniliales			Fungi
27 <i>Moniliales</i> sect. <i>Arthrospora</i>			Moniliales			Fungi
28 <i>Moniliales</i> sect. <i>Phialosporae</i>			Moniliales			Fungi
29 <i>Moniliales</i> sect. <i>Plastosporae</i>			Moniliales			Fungi
30 <i>Mortierella</i> sp.	<i>Mortierella</i>	Mortierellaceae	Mortierellales	Mortierellomycetes	Zygomycota	Fungi
31 <i>Mucor mucedo</i>	<i>Mucor</i>	Mucoraceae	Mucorales	Zygomycetes	Zygomycota	Fungi
32 <i>Mucor</i> sp.	<i>Mucor</i>	Mucoraceae	Mucorales	Zygomycetes	Zygomycota	Fungi
33 <i>Mucoraceae</i>		Mucoraceae	Mucorales	Zygomycetes	Zygomycota	Fungi
34 <i>Onygenaceae</i>		Onygenaceae	Onygenales	Eurotiomycetes	Ascomycota	Fungi
35 <i>Penicillium cyclopium</i>	<i>Penicillium</i>	Aspergillaceae/Trichocomaceae	Eurotiales	Eurotiomycetes	Ascomycota	Fungi
36 <i>Penicillium</i> Sec. <i>Asymmetrica</i>	<i>Penicillium</i>	Aspergillaceae/Trichocomaceae	Eurotiales	Eurotiomycetes	Ascomycota	Fungi
37 <i>Penicillium</i> Sect. <i>Monoverticillata</i>	<i>Penicillium</i>	Aspergillaceae/Trichocomaceae	Eurotiales	Eurotiomycetes	Ascomycota	Fungi
38 <i>Penicillium</i> sp.	<i>Penicillium</i>	Aspergillaceae/Trichocomaceae	Eurotiales	Eurotiomycetes	Ascomycota	Fungi
39 <i>Penicillium</i> Subsection <i>Divaricata</i>	<i>Penicillium</i>	Aspergillaceae/Trichocomaceae	Eurotiales	Eurotiomycetes	Ascomycota	Fungi
40 <i>Phialoconidiaceae</i>		Phialoconidiaceae				Fungi?
41 <i>Rhizomucor</i> sp.	<i>Rhizomucor</i>	Mucoraceae	Mucorales	Zygomycetes	Zygomycota	Fungi
42 <i>Rhizopus nigricans</i>	<i>Rhizopus</i>	Mucoraceae	Mucorales	Zygomycetes	Zygomycota	Fungi
43 <i>Rhizopus oryzae</i>	<i>Rhizopus</i>	Mucoraceae	Mucorales	Zygomycetes	Zygomycota	Fungi
44 <i>Rhizopus</i> sp.	<i>Rhizopus</i>	Mucoraceae	Mucorales	Zygomycetes	Zygomycota	Fungi
45 <i>Septonema</i> sp.	<i>Septonema</i>			Dothideomycetes	Ascomycota	Fungi
46 <i>Sporotrichum</i> sp.	<i>Sporotrichum</i>	Fomitopsidaceae	Polyporales	Agaricomycetes	Basidiomycota	Fungi
47 <i>Sympoduloconidiaceae</i>		Sympoduloconidiaceae				Fungi

1.1. Gyakori vagy figyelemre méltó gomba nemzetségek rövid jellemzése

Alternaria génusz

Az *Alternaria* (pl. 3. ábra, 4. ábra) nemzetség a Pleosporaceae családba, a Pleosporales rendbe, a Dothideomycetes osztályba és a Ascomycota törzsbe tartozik. A környezetben szinte mindenhol jelen vannak, legtöbbjük növények kórokozójaként ismert. Spórái talajban és vízben is megtalálhatóak. Az eddigi ismeretek alapján 299 faj tartozik ebbe a nemzetségbe, egyes fajok az embernél allergiát okoznak, mely asztmához vezethet (Yunginger és mtsai., 1976). A bomlás, rothadás természetes folyamatának szerves része. A mezőgazdasági hulladék legalább 20%-nak a lebomlását *Alternaria* fajok okozzák (Nowicki és mtsai., 2012). Az *Alternaria* nemzetségek közül, az *Alternaria alternata*-t (4. ábra) sikerült fajsztig meghatározni, amely növényi patogén (Igbalajobi, 2019).

Aspergillus és Penicillium génuszok

Mindkét nemzetség az Aspergillaceae/Trichocomaceae családba, az Eurotiales rendbe, az Eurotiomycetes osztályba és az Ascomycota törzsbe tartozik. A két nemzetségre jellemző, hogy élelmiszerek, bőrből készült tárgyak, papírtárgyak, fatárgyak lebontását végzik; mindemellett állati, növényi, humán patogén fajok és toxintermelő fajok is ismertek. Jelentős antibiotikum és enzim termelő szervezetek, emiatt gyakran használják őket a gyógyszeriparban, élelmiszeriparban, valamint a vegyiparban és energia iparban (de França Passos és mtsai. 2018, Houbraeken és mtsai, 2014).

Az *Aspergillus* egy elterjedt nemzetség, a világ minden részén előfordulnak és néhány száz fajt foglal magába világszerte (Cheng és mtsai., 2019). Főként az oxigénben gazdag környezetet kedvelik. Ebből a nemzetségből 2 faj is közismert, mely a méhek költéskövesedés betegségét okozza. A két faj az *Aspergillus flavus* és az *Aspergillus fumigatus* (Békési, 2012), melyek az emberekre nézve is veszélyesek, bőrbetegséget és légzőszervi megbetegedéseket okozhatnak (Hedayati és mtsai., 2007). A vizsgálat során az *Aspergillus clavatus*-t (6. ábra), az *Aspergillus repens*-t, az *Aspergillus section flavi*-t (7. ábra) és az *Aspergillus section nigri*-t (8. ábra) mutattuk ki. Az *A. sect flavi* fajoknak, mindamelett, hogy toxintermelő fajokként ismertek (Frisvad és mtsai, 2018), nagy szerepük van a biotechnológiában, az élelmiszeriparban és az egészségügy területén (Varga és mtsai. 2011).

A *Penicillium*-ot (pl. 9. ábra, 11. ábra) leginkább élelmiszer- és vegyiparban alkalmazzák. Több mint 300 fajt tartalmaz a nemzetség (Visagie és mtsai., 2014). Néhány faj

(pl. *Penicillium chrysogenum*) penicillint termel, melyeket antibiotikumként használunk. A legtöbb faj mindenütt előfordul, talajban, levegőben egyaránt, hideg és mérsékelt éghajlatot részesíti előnyben. Kırpık és mtsai (2010) is izoláltak különféle *Penicillium*-okat méhekről. Faj szintig sikerült meghatározni a *Penicillium cyclopium*-ot (10. ábra), melyet szintén kimutattak egy kutatásban, ahol a méhek emésztőrendszerében megtalálható gombákat vizsgálták, és az eredményeik alapján az egyik leggyakoribb faj volt (Gilliam és mtsa., 1977).

Ascosphaera génusz

Ez a nemzetség (12. ábra) az Ascosphaeraceae családba, az Onygenales rendbe, az Eurotiomycetes osztályba és az Ascomycota törzsbe tartozik. A nemzetség tagjai a rovarok kórokozói, Youssef, és McManus 2001-ben 22 fajt mutattak ki ebből a nemzetségből, mely a kaptárokból és a pollenben jelen volt. Legismertebb az *Ascosphaera apis*, mely kimondottan arról ismert, hogy a háziméhek (*A. mellifera*) legismertebb gombabetegségét okozza, a költésmezsesedést (Qin, 2006). Világszerte előfordul ez a betegség, és a fiasítás mezsesedését okozza. Ha fertőzött lárvák vannak lépsejtekből, akkor a viaszréteggel való lefedés után elpusztulnak a lárvák. Először megduzzad a viasz sejt, amiben ezek az elpusztult lárvák vannak, azután pedig beesik és megkeményedik. Az elhalt viaszsejteket a dolgozó méhek felnyitják és a megmeszesedett, elpusztult lárvákat pedig kihordják a kaptárból, így általában a tisztogató méhek hordják szét a kórokozót (Békési, 2012). Emellett azt is kimutatták, hogy *A. apis* poszméheknél is okozhat hasonló tüneteket. (Pereira, 2019)

Ennél a nemzetségnél egyik gombát sem sikerült faj szintig meghatározni, tehát nem tudhatjuk, hogy az *A. apis* patogén gombafaj közöttük volt-e. Könnyen előfordulhat, hogy az is közöttük volt, hiszen általánosságban elmondható, hogy ezek a spórák a csírázást követően akár száz évig is kimutathatóak (de csak 15 éven át őrizhetik meg csírázókéességüket) (Békési, 2012). Az újrahasznosított lépek használata, a használt kaptárok vásárlása, illetve különböző méhészeszközök is hozzájárulnak ahhoz, hogy ezek a spórák szétszóródjanak, egyik méhészetből a másikba átkerüljenek.

Geotrichum génusz

A *Geotrichum*-ok (13. ábra) a Dipodascaceae családba, Saccharomycetales rendbe, Saccharomycetes osztályba és Ascomycota törzsbe tartoznak. Talajban, vízben, levegőben, szennyvízben, növényeken, gabonafélékben, emberi flórában megtalálhatóak. A

nemzetség kb. 100 fajt tartalmaz. Nemrégiben kimutatták Kínában, hogy a nemzetség egyik faja, a *Geotrichum candidum* az eper egy új betegségét okozza (Ma és mtsai., 2018).

Cylindocarpon nemzetség

A tárgyalt nemzetség (14. ábra) a Nectriaceae családba, a Hypocreales rendbe, a Sordariomycetes osztályba, illetve az Ascomycota törzsbe tartozik. Főként növényeken található meg, és növényi patogénként ismert. A világ különböző részein is tanulmányozták, főként fás szárú növényekről mutatták ki (Kamdem és mtsai., 2018) (Mora-Sala és mtsai., 2018).

Mucor, Rhizopus, Rhizomucor nemzetségek

Mindhárom nemzetség a Mucoraceae (15. ábra, 23. ábra) családba, a Mucorales rendbe, a Zygomycetes (Mucoromycetes) osztályba és a Zygomycota (Mucoromycota) törzsbe tartozik. A Mucorales rendről általánosan elmondható, hogy az ide tartozó fajok állati és növényi eredetű anyagokon gyorsan elszaporodnak, zöldségek és gyümölcsök rothadását okozzák. Jellemző rájuk, hogy savasság tűrőek és a magas ozmozist is jól viselik, alkoholosan is erjeszthetnek (Pesti, 2001). Néhány faj élősködő, és mindhárom tárgyalt nemzetség egyes fajai okozhatnak emberi megbetegedéseket is (Ribes és mtsai., 2000).

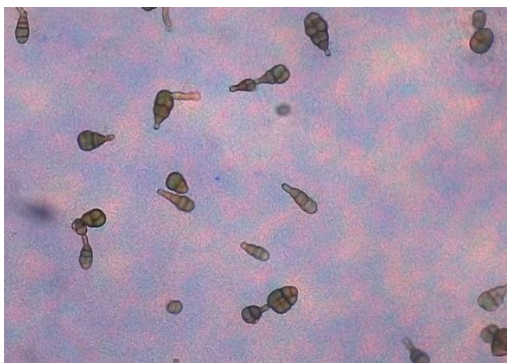
A **Mucor** (16. ábra) nemzetségből sikerült fajsztig meghatározni, a *Mucor mucedo*-t (17. ábra), mely növényi patogén.

A **Rhizopus** (19. ábra) nemzetségből faszigt a *Rhizopus nigricans*-t (melyet *Rhizopus stolonifer*-nek is neveznek (20. ábra) és a *Rhizopus oryzae*-t (21. ábra) sikerült meghatározni. Ebbe a nemzetségbe tartozó fajok általában növényi és állati patogének (Gryganskyi és mtsai., 2018).

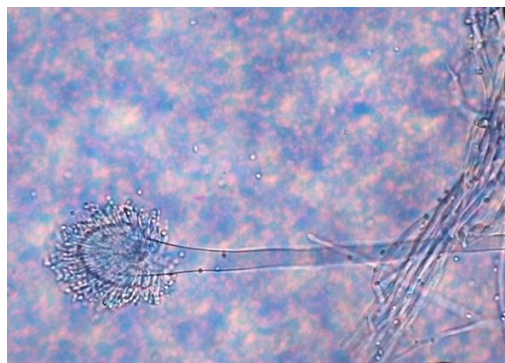
A **Rhizomucor**-ok (18. ábra) közül egyiket sem sikerült faj szigt meghatározni. Ebből a nemzetségből a *Rhizomucor pusillus* ismert, mely emberre káros lehet (Iwen és mtsai., 2005).

Entomophthora nemzetség

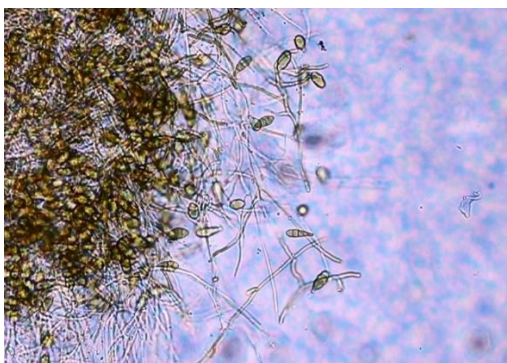
Ez a nemzetség az Entomophthoraceae családba, az Entomophthorales rendbe, az Entomophthoromycetes osztályba és a Zygomycota törzsbe tartozik. Főként kétszárnyúak (*Diptera*) parazitája (Corrêa és mtsai., 2016).



3. ábra. *Alternaria* sp.



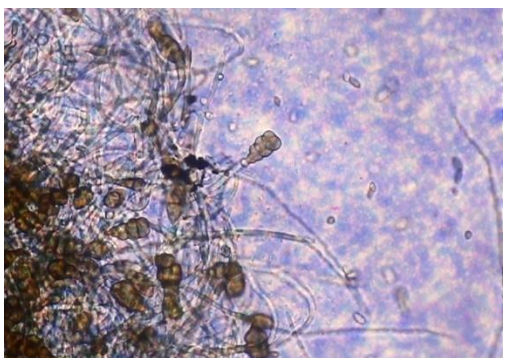
7. ábra. *Aspergillus* sect. *flavi*



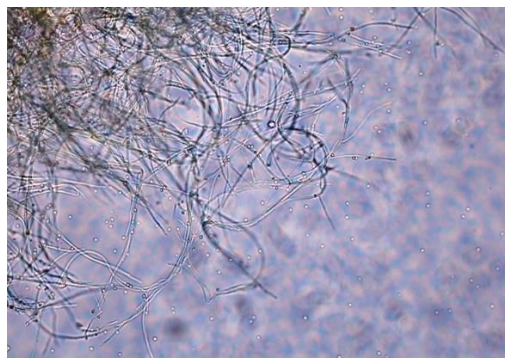
4. ábra. *Alternaria alternata*



8. ábra. *Aspergillus* section *nigri*



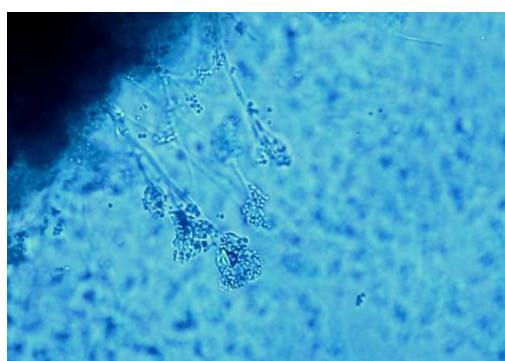
5. ábra. *Lewia* sp.



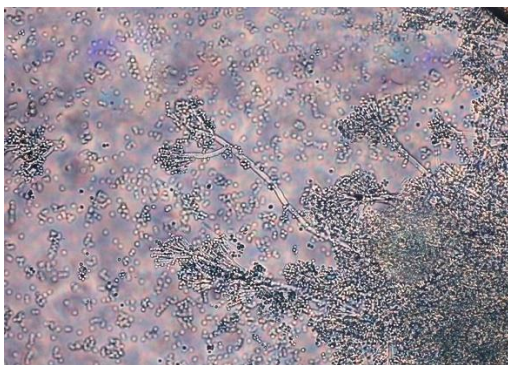
9. ábra. *Penicillium* sp.



6. ábra. *Aspergillus clavatus*



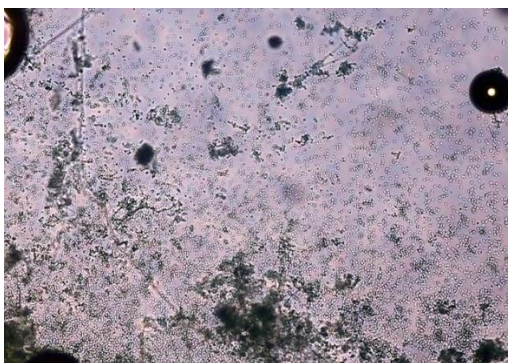
10. ábra. *Penicillium cyclopium*



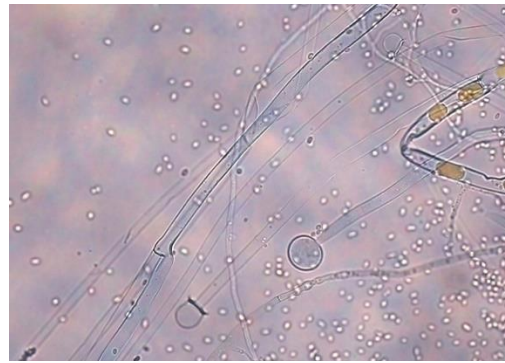
11. ábra. *Penicillium subsect Divatrica*



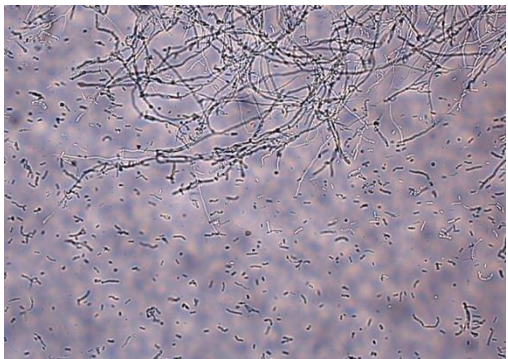
15. ábra. *Mucoraceae sp.*



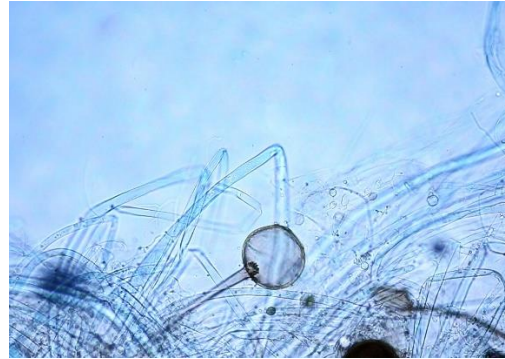
12. ábra. *Ascospharea sp.*



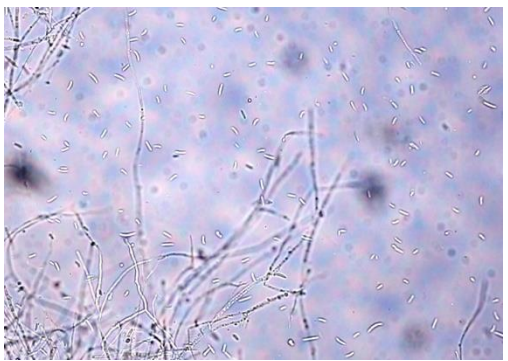
16. ábra. *Mucor sp.*



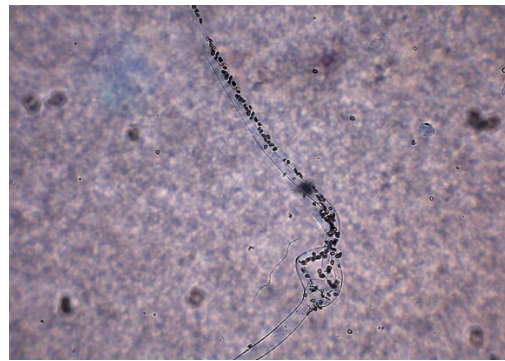
13. ábra. *Geotrichum sp.*



17. ábra. *Mucor mucedo*



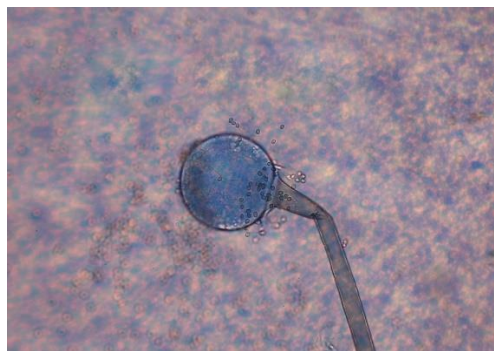
14. ábra. *Cylindrocarpon sp.*



18. ábra. *Rhizomucor sp.*



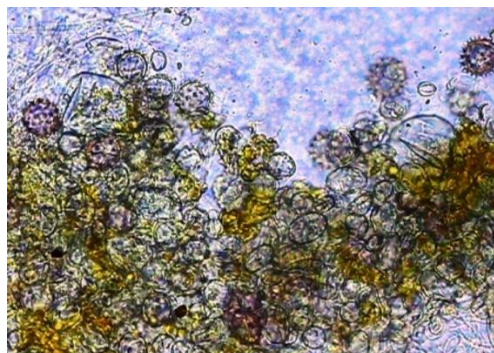
19. ábra. *Rhizopus* sp.



23. ábra. *Actinomucor* sp.



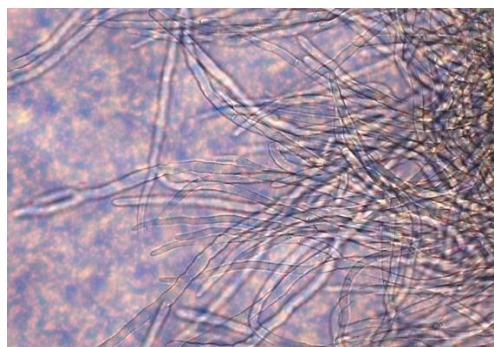
20. ábra. *Rhizopus nigricans*



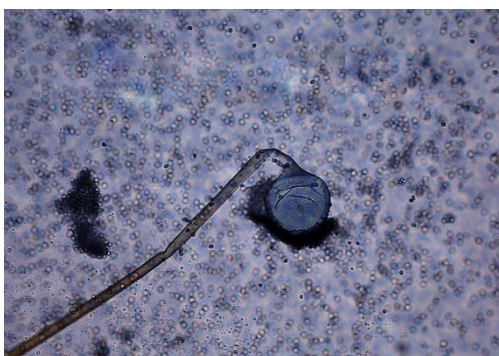
24. ábra. *Anixiopsi* sp.



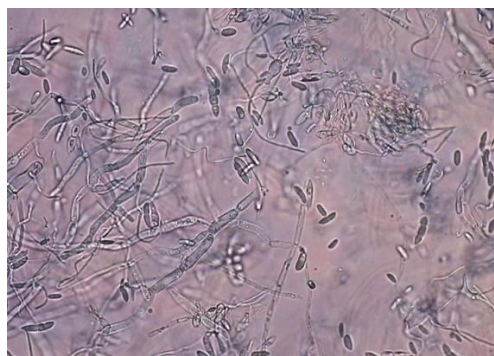
21. ábra. *Rhizopus oryzae*



25. ábra. *Dematicea*



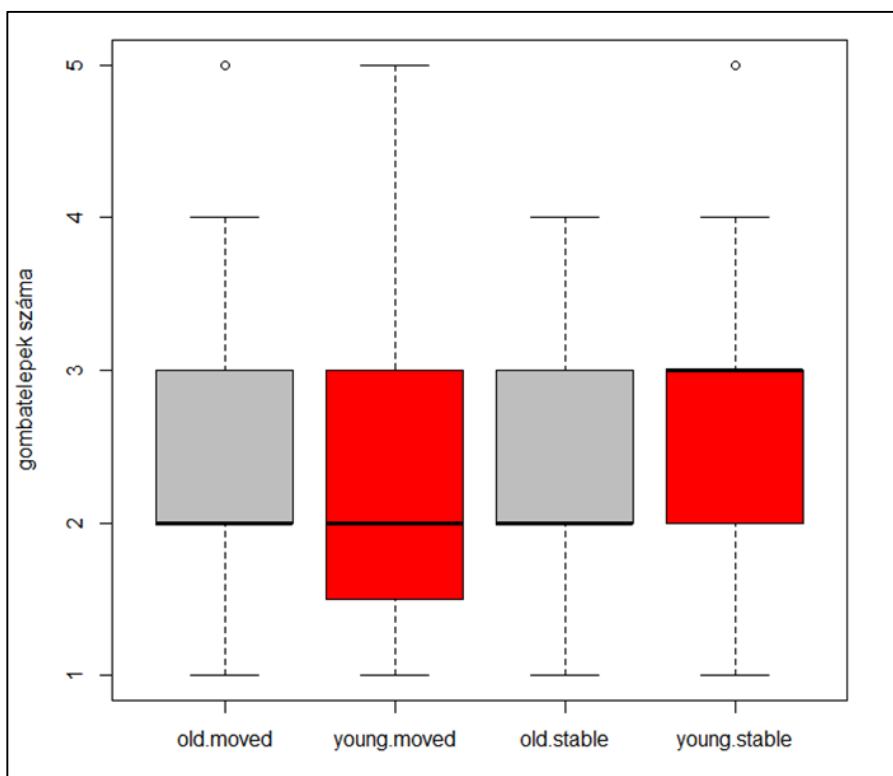
22. ábra. *Mortierella* sp.



26. ábra. *Fusarium* sp.

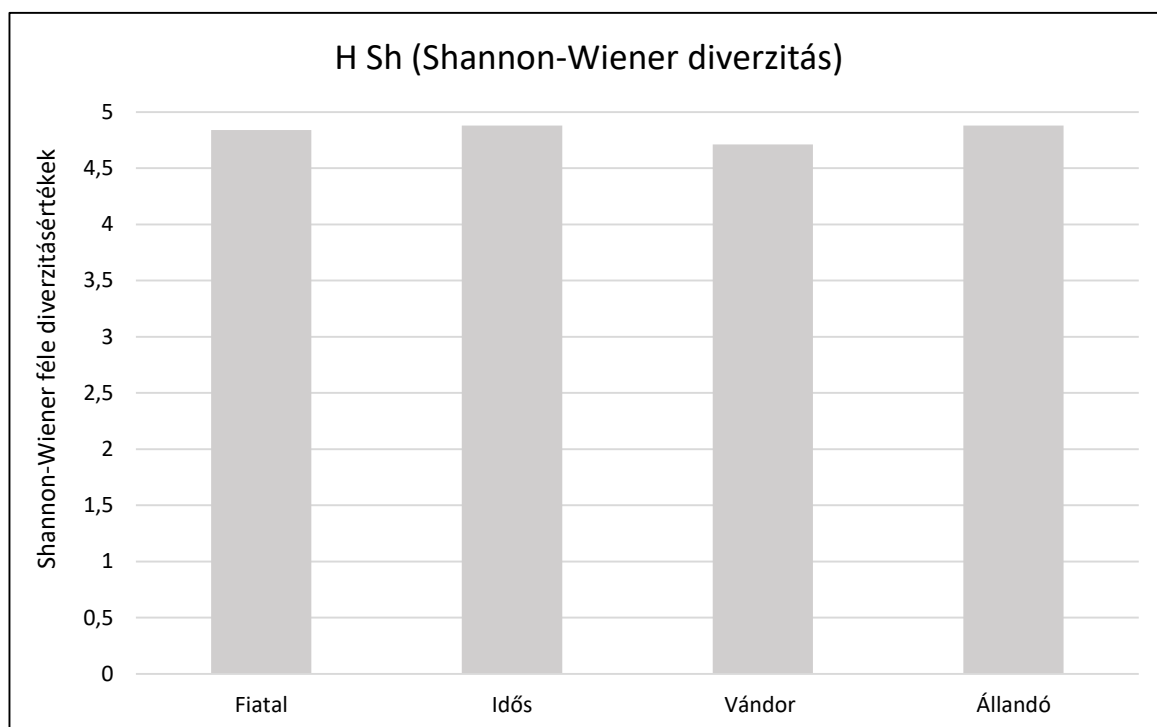
2. A gombatelepek mennyisége a méhek kora és tartásrendszere függvényében

A GLMM elemzés eredményei alapján a gombatelepek mennyiségét sem a méhek kora ($\chi^2 = 0.246$, $p = 0.6$), sem tartási rendszere ($\chi^2 = 0.369$, $p = 0.54$), sem e kettő interakciója ($\chi^2 = 0.4$, $p = 0.52$) nem befolyásolta (27. ábra).



27. ábra. Gombatelepek számának változása a méhek korának és élőhelyének függvényében.

A Shannon-Wiener diverzitáselemzés alapján a gombaközösségek diverzitása meglepően hasonló volt mind az idősök (4,88) és a fiatalok (4,84) között, mind az állandóak (4,88) és a vándoroltatottak (4,71) összevetésében (28. ábra).



28. ábra. Shannon-Wiener diverzitásértékek a dolgozók kora, illetve a tartási mód függvényében.

3. Specifikus gomba taxonok

Voltak azonban olyan taxonok, melyek csak az egyik tartási rendszerre jellemzően, vagy csak bizonyos korkategóriában fordultak elő (3. táblázat). Csak az **állandó helyen tartott egyedeknél** voltak megfigyelhetőek a következő nemzetségek: *Entomophthora*, *Haplographium*, *Rhizomucor*, illetve 2 családot is csak itt figyeltünk meg: *Aleurioconidiaceae* és *Sympoduloconidiaceae*. **Vándoroltatott egyedeken** a következő nemzetségek voltak jelen, melyek hiányoztak az állandó helyen tartott méheknél: *Anixiopsis* (24. ábra), *Botrytis*, *Fusarium* (26. ábra), *Sporotrichum*, illetve a *Phialoconidiaceae* család.

A fiatalokat és időseket összehasonlítva a következő mondható el: egy olyan nemzetség volt, mely csak a **fiatal egyedeknél** volt megfigyelhető és az hiányzott az időseknél, ez pedig a *Filobasidiella* volt. Az *Anixiopsis*, *Entomophthora* és *Fusarium* nemzetségek, illetve az *Aleurioconidiaceae*, *Phialoconidiaceae* és *Sympoduloconidiaceae* család csak az **idős egyedeknél** volt jelen.

3. táblázat. Nemzetségek és családok, melyek csak az egyik élőhelyen vagy kor függvényében fordultak csak elő (G = nemzetség; F = család).

Állandó helyen tartott méhek	Vándoroltatott méhek	Fiatal egyedek	Idős egyedek
<i>Entomophthora</i> (G)	<i>Anixiopsis</i> (G)	<i>Filobasidiella</i> (G)	<i>Anixiopsis</i> (G)
<i>Haplographium</i> (G)	<i>Botrytis</i> (G)		<i>Entomophthora</i> (G)
<i>Rhizomucor</i> (G)	<i>Fusarium</i> (G)		<i>Fusarium</i> (G)
Aleurioconidiaceae (F)	<i>Sporotrichum</i> (G)		Aleurioconidiaceae (F)
Sympoduloconidiaceae (F)	Phialoconidiaceae (F)		Phialoconidiaceae (F)
			Sympoduloconidiaceae (F)

Azt is megfigyeltük, hogy az *Ascosphaera* sp. és az *Alternaria* sp. a fiatal egyedeket kedvelik jobban, míg a Dematiaceae (25. ábra) az idős egyedeket. A vándoroltatott egyedeken is szembeűnően a *Dematiaceae* családból való taxonok voltak gyakoriak. Az állandó helyen tartott méheknél egyenlő számú gyakorisággal volt domináns az *Aspergillus clavatus*, *Rhizopus* sp., *Acrodontium* sp. és *Rhizomucor* sp. taxonok.

V. KÖVETKEZTETÉSEK ÉS ÖSSZEFOGLALÁS

Az elvégzett kutatás által sikerült egy átfogóbb képet kapni arról, hogy milyen gomba taxonok jelenhetnek meg a méhek testfelszínén, mely fontos ahhoz, hogy a jövőben - további kutatások által - megismerjük és megértsük a különböző populációs kölcsönhatásokat a háziméhek és gombák között. Igazoltuk, hogy a háziméhek testfelszínén nagyon sok különböző gombataxon jelenhet meg.

A kutatás során célom volt az is, hogy megtudjam, a méhek gombaflórájának összetétele a kor függvényében változik-e és ha igen, akkor hogyan. Már a kutatás elején várható volt, hogy a kor alapján a két csoport közül bármelyiknél vagy egyiknél sem lesz több gomba taxon vagy nagyobb diverzitás. Ugyanis míg az **idős** méhek azok, amelyek kirepülnek a kaptárból; kaptáron kívül, naponta több száz virágot meglátogatva, különböző élőlényekkel érintkeznek, ezáltal a környezetből különböző gombaspórák tapadhatnak a testfelszínükre, illetve ellenállóképességük a korral csökken. Addig a **fiatal** egyedek folyamatosan a kaptárban tartózkodnak, stabil klimatikus körülmények között (30-35°C-ban), amivel megteremtik a „tökéletes” környezetet a gombák számára. Ugyanakkor a fiatal méhek végzik a kaptár, a lépek, a társaik tisztogatását is, így a tisztogatás közben érintkezhetnek a kintről hozott gombákkal is. Tehát mindkét csoport sajátos környezettel van körülvéve, mely előnyös a gombák számára. Az eredmények azt igazolták, hogy mindkét életkörülménynek megvannak a sajátos környezeti faktoraik, melyek lehetővé teszik a gombák szaporodását és egyenlő eloszlását a fiatal és idősök között. Mindemellett, mivel euszociális rovarokról beszélünk, melyek közösségben élnek, folyamatosan érintkeznek egymással, így könnyen átadhatják egymásnak a különböző spórákat.

Szintén nem volt eltérés a fiatal és idős egyedek gombaközösségének diverzitásában, viszont több olyan gomba taxont is kimutattuk, mely specifikusan csak egyik csoportnál fordult elő. Specifikusan előforduló gombákat az idős méheknél találtuk (6 taxon), fiataloknál csak egy specifikus gomba fordult elő (1 taxon). Ennek alapján elmondható, hogy vannak olyan gombák, melyek csak az idős, vagy csak a fiatal egyedeket kedvelik, vagy csak velük érintkeznek. Az idős méheknél azért fordulhat elő több kor specifikus gomba, mivel ők a külső környezetben több mindennel érintkeznek. Elképzelhető, hogy ha ezeket a gomba taxonokat beviszik a kaptárba, azok nem tudnak alkalmazkodni a kaptár belsejében uralkodó körülményekhez, és így nem tudnak átkerülni a fiatal méhekre.

Arra is kíváncsi voltam, hogy különböző módon (álló méhészet – vándoroltatás) tartott méhek gombaflórája miként tér el. Alapfeltevésként az merült fel, hogy a vándoroltatott méheken több gomba fordul elő, de ez nem igazolódott. Abból indultunk ki, hogy a vándoroltatott méhek a vándoroltatásnak köszönhetően több helyen megfordulnak, így különböző helyszíneken más-más gombákkal, spórákkal találkozhatnak, továbbá a vándoroltatás lehetővé teszi, hogy a méhek jobban érintkezzenek más méhészetben tartott méhekkel. Sok méhészgazdaság kis területre gyűlik össze az adott virágzás helyén. Minél több méh van egy kis területen, annál nagyobb az esélye annak, hogy a méhek egymással érintkeznek, vagy ugyanarra a virágra szállnak rá, így a testfelszínükön élő gombákat más egyedekkel is megoszthatják. Ez azt prediktálta számunkra, hogy itt lesz nagyobb a gombataxonok száma és a diverzitás is. Az eredményeink nem erősítették meg ezt a feltevést.

Ezt azzal magyarázhatjuk, hogy az állandó helyen tartott méhek azok, amelyek a méhészek szerint a „gyenge családok”. Olyan kolóniákról beszélünk, melyek legyengültek, megbetegedtek, kis létszámúak, és emiatt nagymennyiségű mézgyűjtésre alkalmatlanok, így a méhészek nem is viszik vándorolni őket. Ez a legyengültség és különböző más betegségek lehetővé tehetik, hogy a gombák jobban elszaporodjanak az egyedek testfelületén. Így a vándoroltatott és állandó méhek is egyenlő eséllyel élhetnek együtt gombákkal. Hiszen míg a vándoroltatott, de erős családok nagyobb eséllyel vannak kitéve a gombákkal való találkozásnak, addig az állandó helyen tartott méhek, melyek jellemzően gyengébbek, nem annyira ellenállóképesek, mint a vándoroltatott családok.

Ugyanakkor ez esetben is elmondható, hogy voltak gomba taxonok, melyek csak a vándoroltatott (5 taxon) vagy csak az állandó helyen tartott (szintén 5 taxon) méheknél fordultak elő, ez pedig az eltérő élőhelyeknek köszönhető.

Mivel a spórák (kifejlődött telepek) mennyiségében jelentős különbség sem a kor szerinti megoszlásban, sem a tartási hely alapján nem volt kimutatható, ezért arra következtethetünk, hogy a szociális életmód nagyban hozzájárul a gombák, gombaspórák egyedek között való terjesztéséhez. A méhcsaládok, kaptáron belül - kb. 1 m³-en - állandó szociális kontaktust létesítenek, kint pedig a megporzás által, virágról virágra szálva szintén hordozzák és terjesztik a gombaspórákat. Ugyanakkor fajösszetétel szempontjából észleltünk különbségeket, ha nem is nagyon erőseket.

Ami a kutatás egyediségét illeti elmondható, hogy ez a kutatás az élő egyedek testfelszínén élő gombataxonok felderítését célozta meg. Azok a kutatások, melyek hasonló témával foglalkoztak, leginkább a mézben, virágporban, méhkenyérben, lépesmézben található gombák kimutatására irányultak, vagy a már elpusztult méhegyedeket vizsgálták (Disayathanoowat és mtsai., 2020, Felšöciová és mtsai., 2013, Rodríguez-Andrade és mtsai., 2019, Miller és mtsai., 2020, Yoder és mtsai., 2013). Olyan kutatások, melyek célirányosan azt vizsgálják, hogy az élő egyedek testfelszínéről milyen gombák tenyésztethők ki, illetve, hogy a méhek gombaflórájának összetétele hogyan változik a kor, illetve a tartási körülmények függvényében, arról szakirodalmat nem találtunk.

Összeségében elmondható, hogy a háziméhek tömeges pusztulása, illetve az kaptárelhagyás jelensége (Colony Collapse Disorder – „CCD”) mai napig is óriási problémákat, károkat okoz (Evans és mtsa., 2021., Flores és mtsai., 2021). A pontos okot és a megoldást e problémára még minidg nem igazán ismerjük, így minden információ, mely hozzájárul a megoldáshoz, a méhek életének megértéséhez, fontos kutatási szempont lehet. Minél többet tudunk a méhek életéről, minél több információt gyűjtünk, annál nagyobb eséllyel tudjuk megfékezni a tömeges pusztulásokat. E tudományos munka is hozzájárul ahhoz, hogy megértsük a gombák szerepét a méhek életében, mely szintén meghatározó lehet a méhek pusztulásának vizsgálata során. Ám ez csak egy kezdeti vizsgálat, mely átfogóbb képet ad a méhek testfelszínén élő gombákról. A jövőben fontos lenne e kísérlet megismétlése, a gombák molekuláris módszerekkel való meghatározása, vizsgálata. Majd azt követően fontos volna célirányosan vizsgálni a különböző gombafajok kapcsolatát a háziméhekkel.

KÖSZÖNETNYILVÁNÍTÁS

Sok embernek köszönhetem, hogy ez a dolgozat elkészült. Elsősorban köszönettel tartozom témavezetőimnek Dr. Markó Bálintnak (BBTE, Kolozsvár) és Dr. Sárospataki Miklósnak (SZIE, Gödöllő). Köszönöm a segítséget Dr. Dobolyi Csabának (SZIE, Gödöllő) aki a gombák meghatározásában segített.

Nagy köszönettel tartozom családomnak: Szőcs Józsefnek, Szőcs Editnek és Szőcs Tamás Józsefnek, akik mindvégig támogattak. Kiemelném édesapámat, Szőcs Józsefet, aki méhész szakemberként a terepmunkában segített (méhek begyűjtése, kormeghatározás). Páromnak, Vizeli Gergőnek, aki a labormunkában és a szakirodalmak fordításában nyújtott nagy segítséget.

Továbbá köszönettel tartozom Szabó Ágotának, aki a labormunka folyamatait vezette és felügyelte. Dr. Bratek Zoltánnak (ELTE, Budapest) is köszönettel tartozom, aki tanácsokkal látott el. Emellett a Kárpátmedencei Tehetségkutató Alapítványnak is köszönöm a támogatását.

IRODALOM

- Alfallah H. M., Mirwan H. B. (2018): The Story of *Braula coeca* (Bee Lice) in Honeybee Colonies *Apis mellifera* L. in Libya. International Journal of Research in Agricultural Sciences 5(1): 2348–3997.
- Anderson D.L. & Trueman J.W.H. (2000): *Varroa jacobsoni* (Acari: Varroidae) is more than one species, Experimental and Applied Acarology 24, nr. 3, 165-189 pp.
- Bates D., Maechler M., Bolker B., Walker S. (2015): Fitting Linear Mixed-Effects Models Using lme4. Journal of Statistical Software, 67(1), 1-48. doi: 10.18637/jss.v067.i01.
- Békési L. Sz. (2012): Méhbetegségek, Apiliteratura hungarica, Makó, ISBN 978- 963-08-3365-3, 134 p.
- Burlando B., Cornara, L., (2013): Honey in dermatology and skin care: a review. J Cosmet Dermatol 12, 306–313.
- Cheng C., Rongtao F., Jian W., Rongping H., Xingyue L., Xi L., Xuejuan C., Daihua L. (2019): Characterization and phylogenetic analysis of the complete mitochondrial genome of *Aspergillus* sp. (Eurotiales: Eurotiomycetidae), Journal Mitochondrial DNA Part B, Volume 4, Issue 1, DOI: 10.1080/23802359.2019.1565966.
- Chmielewski W. (2002): Acaro-entomological contaminations of propolis (introductory observations), Journal of Apicultural Science, Vol. 46, p 17-22.
- Codreanu R., Codreanu-Balcescu D. (1981): On two Metschnikowia yeast species producing hemocoelic infections in *Daphnia magna* and *Artemia salina* (Crustacea, Phyllopoda) from Romania, Journal of Invertebrate Pathology, Volume 37, Issue 1, Pages 22-27, DOI: 10.1016/0022-2011(81)90049-5.
- Corrêa B. B., Maciela T. T., Paschoalini M., Prezoto F. (2016): Entomopathogenic Fungi in *Diptera*: remarks on range extension and collection records, Bol. Mus. Biol. Mello Leitão (N. Sér.) 38(3):257-263.
- 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: 19–22.
- Csata E., Bernadou A., Rákossy-Tican E., Heinze J., Markó B. (2017): The effects of fungal infection and physiological condition on the locomotory behaviour of the ant *Myrmica scabrinodis*, Journal of Insect Physiology, Volume 98, Pages 167-172, DOI: 10.1016/j.jinsphys.2017.01.004.
- de França Passos D., Pereira Jr. N., de Castro A.M. (2018): A comparative review of recent advances in cellulases production by *Aspergillus*, *Penicillium* and *Trichoderma* strains and their use for lignocellulose deconstruction, Current Opinion in Green and Sustainable Chemistry, Volume 14, Pages 60-66.
- Disayathanoowat T., Li H. Y., Supapimon N., Suwannarach N., Lumyong S., Chantawannakul P., Guo J. (2020): Different Dynamics of Bacterial and Fungal Communities in Hive-

- Stored Bee Bread and Their Possible Roles: A Case Study from Two Commercial Honey Bees in China, MDPI, Microorganisms, 8, 264, DOI: <https://doi.org/10.3390/microorganisms8020264>.
- Dosselli R., Grassl J., Carson A., Simmons L. W., Baer B. (2016): Flight behaviour of honey bee (*Apis mellifera*) workers is altered by initial infections of the fungal parasite *Nosema apis*, Scientific Reports volume 6, Article number: 36649.
- Engel S. M. (1999): The taxonomy of recent and fossil honey bees (Hymenoptera: Apidae: *Apis*)". Journal of Hymenoptera Research 8, 165–196.
- Erler S., Moritz R. F. A. (2016): Pharmacophagy and pharmacophory: mechanisms of self-medication and disease prevention in the honeybee colony (*Apis mellifera*), Apidologie 47:389–411, DOI: 10.1007/s13592-015-0400-z.
- Evans J. D., Chen Y. J. (2021): Colony Collapse Disorder and Honey Bee Health, Wiley, Chapter 19, DOI: <https://doi.org/10.1002/9781119583417.ch19>.
- Faluba Z. (1959): Gyakorlati méhészkönyv, Mezőgazdasági Kiadó, Budapest, 124 p.
- Felšöciová S., Kačániová M., Hleba L., Petrová J., Pavelková A., Dzugan M., Grabek-Lejko D. (2013): Microscopic fungi isolated from polish honey, Journal of Microbiology, 2 (3) 1040-1049.
- Flores J.M., Gámiz V., Jiménez-Marín Á., Flores-Cortés A., Gil-Lebrero S., Garrido J.J, Hernando M. D. (2021): Impact of *Varroa destructor* and associated pathologies on the colony collapse disorder affecting honey bees, Research in Veterinary Science, Volume 135, Pages 85-95, DOI: <https://doi.org/10.1016/j.rvsc.2021.01.001>.
- Forzan M., Sagona S., Mazzei M., Felicioli A. (2017): Detection of deformed wing virus in *Vespa crabro*, Bulletin of Insectology 70 (2): 261-265, ISSN 1721-8861.
- Fox, J., Weisberg, S. (2019): An {R} Companion to Applied Regression, Third Edition. Thousand Oaks CA: Sage. <https://socialsciences.mcmaster.ca/jfox/Books/Companion/>.
- Fries I., Feng F., da Silva A., Slemenda B. S., Pieniazek J. N. (1996): *Nosema ceranae* n. sp. (Microspora, Nosematidae), morphological and molecular characterization of a microsporidian parasite of the Asian honey bee *Apis cerana* (Hymenoptera, Apidae), European Journal of Protistology, Volume 32, Issue 3, Pages 356-365, DOI: 10.1016/S0932-4739(96)80059-9.
- Frisvad J.C., Hubka V., Ezekiel C.N., Hong S.-B., Nováková A., Chen A.J., Arzanlou M., Larsen T.O., Skelnár F., Mahakarnchanakul W., Samson R.A., Houbraken J. (2019): Taxonomy of *Aspergillus* section *Flavi* and their production of aflatoxins, ochratoxins and other mycotoxins, Studies in Mycology, Volume 93, Pages 1-63, DOI: 10.1016/j.simyco.2018.06.001.
- Gábor E. (2018): A mézelő méh sejt-közvetítette immunitása, MTA Szegedi Biológiai Kutatóközpont, Genetikai Intézet, Immunológiai Témacsoport.

- Gallai, N., Salles, J.-M., Settele, J., Vaissière, B.E., (2009): Economic valuation of the vulnerability of world agriculture confronted with pollinator decline. *Ecological Economics* 68, 810–821.
- Gerlach G., Goldman-Huertas B., Tsutsui N. D., Pierce N. E. (2011): Asynchronous Diversification in a Specialized Plant-Pollinator Mutualism, *Science*, Vol. 333, Issue 6050, pp. 1742-1746, DOI: 10.1126/science.1209175.
- Gillespie A. T., Moorhouse E. R.(1989): The use of fungi to control pests of agricultural and horticultural importance. In: J.M. Whipps et R.D. Lumsden (eds.), *Biotechnology of fungi for improving plant growth*. Cambridge University Press, Cambridge-New York-Post Chester-Melbourne-Sydney, pp.55-77.
- Gilliam M., Howard L. M. (1977): The Mycoflora of Adult Worker Honeybees, *Apis mellifera*, Effects of 2,4,5-T and Caging of Bee Colonies, *JOURNAL OF INVERTEBRATE PATHOLOGY* 30, 50-54.
- Grabowski N. T., Klein G. (2017): Microbiology and foodborne pathogens in honey, *Journal Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, Volume 57, Issue 9, Pages 1852-1862, DOI: 10.1080/10408398.2015.1029041.
- Gryganskyi A. P., Golan J., Dolatabadi S., Mondo S., Robb S., Idnurm A., Muszewska A., Steczkiewicz K., Masonjones S., Liao H.-L., Gajdeczka M. T., Anike F., Vuck A., Anishchenko I. M., Voigt K., de Hoog G. S., Smith M. E., Heitman J., Vilgalys R., Stajich J. E. (2018): Phylogenetic and Phylogenomic Definition of *Rhizopus* Species, *G3 Genes Genomes Genetics*, vol. 8 no. 6, DOI: 10.1534/g3.118.200235.
- Gucwa K., Kusznierevich B., Milewski S., Van D. P., Szweda P, (2018): Antifungal Activity and Synergism with Azoles of Polish Propolis, *Pathogens*, 7(2), 56; DOI: doi.org/10.3390/pathogens7020056.
- Gul H. T., Saeed S., Zafar F., Khan A. (2014): Entomopathogenic Fungi as Effective Insect Pest Management Tactic: A Review, *Applied Sciences and Business Economics* 1, 1, 10-18.
- Hamiduzzaman M.M., Sinia A., Guzman-Novoa E., Goodwin P.H., (2012): Entomopathogenic fungi as potential biocontrol agents of the ecto-parasitic mite, *Varroa destructor*, and their effect on the immune response of honey bees (*Apis mellifera* L.). *Journal of Invertebrate Pathology* vol. 111, pp.: 237–243.
- Hawksworth D. L., Lücking R. (2017): Fungal Diversity Revisited: 2.2 to 3.8 Million Species, *The Fungal Kingdom*, DOI: 10.1128/9781555819583.ch4.
- Hedayati M.T., Paqualotto A.C., Warn P.A., Bowyer P., Denning D.W. (2007): *Aspergillus flavus*: human pathogen, allergen and mycotoxin producer *Microbiology-SGM*, 153, pp. 1677-1697.
- Higes M., Martín R., Meana A. (2006): *Nosema ceranae*, a New Microsporidian Parasite in Honeybees in Europe, *Journal of invertebrate pathology*, Volume 92 (2), Pages 93-95, DOI: 10.1016/j.jip.2006.02.005.

- Holt H. L., Villar G., Cheng W., Song J., Grozinger C. M. (2018): Molecular, physiological and behavioral responses of honey bee (*Apis mellifera*) drones to infection with microsporidian parasites, *Journal of Invertebrate Pathology*, Volume 155, Pages 14-24.
- Hosseini H. M., Pour S. H., Amani J., Jabbarzadeh S., Hosseinabadi M., Mirhosseini S. A. (2020): The effect of Propolis on inhibition of *Aspergillus parasiticus* growth, aflatoxin production and expression of aflatoxin biosynthesis pathway genes, *Journal of Environmental Health Science and Engineering* volume 18, pages 297–302.
- Houbraken J., de Vries R. P., Samson R. A. (2014): Modern Taxonomy of Biotechnologically Important *Aspergillus* and *Penicillium* Species, *Advances in Applied Microbiology*.
- Huang W.-F., Jianga J.-H., Chenb Y.-W., Wang C.-H. (2007): A *Nosema ceranae* isolate from the honeybee *Apis mellifera*, *Apidologie*, Volume 38, Pages 30–37, DOI: 10.1051/apido:2006054.
- Igbalajobi O., Yu Z., Reinhard F. (2019): Red- and blue-light sensing in the plant pathogen *Alternaria alternata* depends on phytochrome and the white-collar protein LreA. *mBio* 10:e00371-19., DOI: 10.1128/mBio.00371-19.
- Iwen P. C., Freifeld A. G., Sigler L., Tarantolo S. R. (2005): Molecular Identification of *Rhizomucor pusillus* as a Cause of Sinus-Orbital Zygomycosis in a Patient with Acute Myelogenous Leukemia, *J Clin Microbiol.* 43(11): 5819–5821., DOI: 10.1128/JCM.43.11.5819-5821.2005.
- Jakucs E. (2009): A mikológia alapjai, ELTE Eötvös Kiadó, ISBN 978-963-284-038-3, 225 p.
- Kamdem R. S.T., Pascalb W., Rehberga N., van Geelena L., Höfertc S.-P., Knedelc T.-O., Janiakc C., Sureechatchaiyanc P., Kassackc M. U., Lind W., Kalscheuera R., Liua Z., Proksch P. (2018): Metabolites from the endophytic fungus *Cylindrocarpon* sp. isolated from tropical plant *Sapium ellipticum*, *Fitoterapia*, Volume 128, Pages 175-179.
- Kanga L.H.B., Jones W.A., Gracia C., (2006): Efficacy of strips coated with *Metarhizium anisopliae* for control of *Varroa destructor* (Acari: Varroidae) in honey bee colonies in Texas and Florida. *Exp. Appl. Acarol.* vol. 40, pp.: 249– 258.
- Kanga L.H.B., Jones W.A., James R.R., (2003): Field trials using the fungal pathogen, *Metarhizium anisopliae* (Deuteromycetes: Hyphomycetes) to control the ectoparasitic mite, *Varroa destructor* (Acari: Varroidae) in honey bee, *Apis mellifera* (Hymenoptera: Apidae) colonies. *J. Econ. Entomol.* vol. 96, pp.: 1091–1099.
- Kirpik, M.A., Aydogan, M. N., Ortucu, S., Hasenekoglu, I. (2010): Kafkas Arısı (*Apis mellifera caucasica* Pollmann, 1889) (Hymenoptera: Apidae)’nın, dış yüzey ve sindirim sistemi mikrofungus florasının belirlenmesi. *Kafkas Üniversitesi Veteriner Fakültesi Dergisi*, vol. 16 (Suppl-B), 2010, p. 347-352.
- Kocan M. R. (2019): Transmission models for the fish pathogen *Ichthyophonus*: synthesis of field observations and empirical studies, *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 76(4): 636-642, DOI: 10.1139/cjfas-2018-0166.

- Loron C. C., François C., Rainbird H. R. H., Turner C. E., Borensztajn S., Javaux J. Emmanuelle (2019): Early fungi from the Proterozoic era in Arctic Canada, *Nature*, 570, 232–235 pp, DOI: 10.1038/s41586-019-1217-0.
- Ma W., Zhang Y., Wang C., Liu S., Liao X. (2018): A new disease of strawberry, fruit rot, caused by *Geotrichum candidum* in China. *Plant Protect. Sci.*, 54: 92-100.
- Magyar D., Mura-Mészáros A., Grillenzoni F (2016): Fungal diversity in floral and honeydew honeys, *Acta Botanica Hungarica*, Volume/Issue: Volume 58: Issue 1-2.
- Mandal Santosh, Vishwakarma Ramanuj (2016): Population dynamics of greater wax moth (*Galleria mellonella* L.) Infesting *Apis mellifera* L. Combs during dearth period, Department of Entomology, Special issue, Vol. IX: 93-98.
- Martínez-Álvarez A. J., Pérez-García A. L., Mellado-Mojic E., López G. M., Martínez-Duncker I., Lopes-Bezerra M. L., Mora-Montes M. H. (2017): *Sporothrix schenckii sensu stricto* and *Sporothrix brasiliensis* Are Differentially Recognized by Human Peripheral Blood Mononuclear Cells, *Microbiol*, Volume 8, Article 843, 1-15 pp, DOI: 10.3389/fmicb.2017.00843.
- Márton A. (2006): *Méhészet, Szaktudás Kiadóház*, Budapest, 110 p.
- McCoy, C. W., Storey, G. K., Tigano-Milani M. S. (1992): Environmental Factors Affecting Entomopathogenic Fungi in the Soil. *Pesq. agropec. bras. Brasília*.
- Monteiro F. L., Hübner S. O., de Lima M., Fischer G. (2019): Viruses that affect *Apis mellifera* and their occurrence in Brazil, *SciELO Analytics*, Print version ISSN 0103-8478 Online version ISSN 1678-4596, DOI: 10.1590/0103-8478cr20181042.
- Mora-Sala B., Cabral A., León M., Agustí-Brisach C., Armengol J., Abad-Campos P. (2018): Survey, Identification, and Characterization of *Cylindrocarpon*-Like Asexual Morphs in Spanish Forest Nurseries, Published Online, DOI: 10.1094/PDIS-01-18-0171-RE.
- Myerscough M. R., Khoury D. S., Ronzani S., Barron A. B. (2016): Why Do Hives Die? Using Mathematics to Solve the Problem of Honey Bee Colony Collapse, *The Role and Importance of Mathematics in Innovation*, volume 25, pp 35-50.
- Nie H., Wang X., Xu S., Gao Y., Lin Y., Zhu Y., Yang D., Li Z., Su S. (2019): Changes in the gene expression of chalkbrood resistance in *Apis mellifera* larvae infected by *Ascosphaera apis*, *Apidologie* volume 51, pages 35-47.
- Nowicki M.; Nowakowska M.; Niezgoda A.; Kozik E. (2012): *Alternaria* Black Spot of Crucifers: Symptoms, Importance of Disease, and Perspectives of Resistance Breeding, *Vegetable Crops Research Bulletin* . 2012, Vol. 76, p5-19. 15p.
- Omran N. S., Abdel-rahman G., Abd E.-A. D.S.S., Kelany M. M. (2018): Effect of European bee-eater (*Merops apiaster*) on honeybee colonies in Toshka region, Egypt, *International Journal of Research in Agriculture and Forestry*, Volume 5, Issue 1, , PP 23-26, ISSN 2394-5907 (Print) & ISSN 2394-5915 (Online).
- Örösi P. Z. (1991): *Méhek között*, BÖRZE Kft. Budapest, 635 p.

- Pereira K. S., Meeus I., Smagghe G. (2019): Honey bee-collected pollen is a potential source of *Ascosphaera apis* infection in managed bumble bees, Scientific Reports volume 9, Article number: 4241.
- Pesti M., Bíró S., Hornok L., Kevei F., Kucsera J., Maráz A., Szűcs Gy., Vágvyölgyi Cs. (2001): Általános mikrobiológia, Dialog Campus Kiadó, Budapest-Pécs, 308 p.
- Porrini M. P., Porrini L. P., Garrido P. M., de Melo e S. N. C., Porrini D. P., Muller F., Nuñez L. A., Alvarez L., Iriarte P. F., Eguaras M. J. (2017): *Nosema ceranae* in South American Native Stingless Bees and Social Wasp, Microbial Ecology volume 74, pages 761–764.
- Pusceddu M., Floris I., Buffa F., Salaris E., Satta A. (2017): Agonistic interactions between the honeybee (*Apis mellifera* ligustica) and the European wasp (*Vespula germanica*) reveal context-dependent defense strategies, PLoS One., 12(7): e0180278., DOI: 10.1371/journal.pone.0180278.
- Qin X., Evans J.D., Aronstein K.A., Murray K.D., Weinstock G.M. (2006): Genome sequences of the honey bee pathogens *Paenibacillus* larvae and *Ascosphaera apis*, Insect Molecular Biology, Volume 15, Issue 5, Pages 715–718, DOI: 10.1111/j.1365-2583.2006.00694.x.
- R Core Team (2020). R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. <https://www.R-project.org/>.
- Ribes J. A., Vanover-Sams C. L., Baker D. J. (2000): Zygomycetes in Human Disease, Clinical Microbiology Reviews, p. 236–301, DOI: 10.1128/CMR.13.2.236.
- Robert V., Stegehuis G., Stalpers J. (2005) The MycoBank engine and related databases. <https://www.mycobank.org/>.
- Robert V., Vu D., Amor A. B. H., de Wiele N., Brouwer C., Jabas B., Szoke Sz., Dridi A., Triki M., Daoud S. B., Chouchen O., Vaas L., de Cock A., Stalpers J. A., Stalpers D., Verkley G. J. M., Groenewald M., dos Santos F. B., Stegehuis G., Li W., Wu L., Zhang R., Ma J., Zhou M., Gorjón S. P., Eurwilaichitr L., Ingsriswang S., Hansen K., Schoch C., Robbertse B., Irinyi L., Meyer W., Cardinali G., Hawksworth D. L., Taylor J. W., Crous P. W. (2013) MycoBank gearing up for new horizons. IMA Fungus volume 4 no 2: 371–379.
- Roberts D. W., Humber R. A. (1981): Entomogenous Fungi, Biology of Conidial Fungi, Vol. 2. Academic Press, pp. 201–229.
- Rodríguez-Andrade E., Stchigel A. M., Terrab A., Guarro J., Cano-Lira J. F. (2019): Diversity of xerotolerant and xerophilic fungi in honey, IMA Fungus volume 10, Article number: 20.
- Rosenkranz P., Aumeier P., Ziegelmann B., (2010): Biology and control of *Varroa destructor*. Journal of Invertebrate Pathology vol. 103, pp.: 96–119.
- Roth M. A., Gross A. D., Wilson J. M. (2019): Small Hive Beetle, Department of Entomology, Virginia Tech, ENTO-338NP.

- Scholte E.J., Knols B.G.J., Samson R.A., Takken W., (2004): Entomopathogenic fungi for mosquito control: A review. *J Insect Sci* 4.
- Seema K. D., Priti M. G., Shubhangi S. P., Vitthalrao B. K. (2019): The influence of infection of *Beauveria bassiana* (Bals) Vuill, a fungal species (Family: Clavicipitaceae) on quality of the cocoons of spun by the larval instars of *Bombyx mori* (L) (Race: PMx CSR2), *Journal of Bacteriology & Mycology: Open Access*, Volume 7 Issue 1, 14-18. DOI: 10.15406/jbmoa.2019.07.0023.
- Seitz K., Buczolic K., Dikunová A., Plevka P., Power K., Rümenapf T., Lamp B. (2019): A molecular clone of Chronic Bee Paralysis Virus (CBPV) causes mortality in honey bee pupae (*Apis mellifera*), *Scientific Reports* volume 9, Article number: 16274.
- Singh A., Chhuneja P. K., Singh J., Choudhary A. (2019): Population dynamics of ectoparasitic bee-mite (*Tropilaelaps clareae*) in European honey bee (*Apis mellifera*) colonies in north-western India, *Journal of Entomology and Zoology Studie*, 7(1), 976-980 pp.
- Sinia A., Guzman-Novoa E., (2018) Evaluation of the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* GHA and *Metarhizium anisopliae* UAMH 9198 alone or in combination with thymol for the control of *Varroa destructor* in honey bee (*Apis mellifera*) colonies. *Journal of Apicultural Research* vol. 57, pp.: 308–316.
- Sötér K. (1895): A méhek világa, Az erdélyrészi méhészegylet kiadása, Kolozsvár, 1113 p.
- Spürgin A. (2013): A méhek világa, A méhállomtól a méhészetig, CSER Kiadó, Budapest, ISBN 978-963-278-302-4, 107 p.
- Szigethi Á. (2016): Rovarpatogén gombák felhasználásának lehetőségei a biológiai védekezésben, ELTE Természettudományi Kar, Budapest.
- Tauber J. P., Einspanier R., Evans J. D., McMahon D. P (2019, 2020): Co-incubation of dsRNA reduces proportion of viable spores of *Ascosphaera apis*, a honey bee fungal pathogen, *Journal, Journal of Apicultural Research*, DOI: 10.1080/00218839.2020.1754090.
- Tautz J. (2012): A természet csodája: A mézelő méh, *Apiliteratura hungarica*, Makó, ISBN 978-963-08-8062-6, ISSN 2061-5221, 279 p.
- Thapa R., Wongshiri S., Lee M. L., Choi Y.-S. (2013): Predatory behaviour of pseudoscorpions (*Ellingsenius indicus*) associated with Himalayan *Apis cerana* Comportamiento depredador de pseudoescorpiones (*Ellingsenius indicus*) asociado con *Apis cerana* del Himalaya, *Journal of Apicultural Research*, Volume 52, Issue 5, DOI: 10.3896/IBRA.1.52.5.08.
- Ueno Y., Emi Y., Wakako M., Eri W., Kenta S., Yuko H., Masatoshi O., Makoto O., Ken K., Daisuke T. (2018): Population structure and antimicrobial susceptibility of *Paenibacillus larvae* isolates from American foulbrood cases in *Apis mellifera* in Japan, *Environmental microbiology reports*, Volume10, Issue2, Pages 210-216, DOI: 10.1111/1758-2229.12623.
- Varga J., Frisvad J.C., Samson R.A. (2011): Two new aflatoxin producing species, and an overview of *Aspergillus* section *Flavi*, *Studies in Mycology* 69: 57–80.

- Visagie C.M., Houbraken J., Frisvad J.C., Hong S.-B., Klaassen C.H.W., Perrone G, Seifert K.A., Varga J., Yaguchi T., Samson R.A. (2014): Identification and nomenclature of the genus *Penicillium*, Studies in Mycology Volume 78, Pages 343-371 Volume 86, Pages 199-249.
- Welti E. A. R., Putnam S., Joern A. (2016): Crab spiders (T homisidae) attract insect flower-visitors without UV signalling, Ecological Entomology Volume 41, Issue 5, Pages 611-617.
- Yadav S., Kaushik H. D. (2017): Diseases and Enemies of Honeybees, Industrial Entomology pp 67-108.
- Yoder J. A., Jajack A. J., Rosselot A. E., Smith T. J., Yerge M. C., Sammataro D. (2013): Fungicide contamination reduces beneficial fungi in bee bread based on an area-wide field study in honey bee, *Apis mellifera*, colonies, Journal of Toxicology and Environmental Health, Part A, 76:587–600.
- Youssef, N.N., McManus, W.R., (2001): *Ascosphaera torchioi* sp. nov., a pathogen of *Osmia lignaria propinqua* Cresson (Hymenoptera). Mycotaxon 127, 7–13.
- Yunginger J.W., Roberts G.D., Gleich G.J. (1976): Studies on *Alternaria allergens*: I. Establishment of the radioallergosorbent test for measurement of *Alternaria allergens*, Journal of Allergy and Clinical Immunology, Volume 57, Issue 4, pp 293-301, DOI: 10.1016/0091-6749(76)90085-3.

FÜGGELÉK

„Dr. Preusz szerint ugyanis ezek az alsóbb rendű gombafélék — esetleg spóráik — kedvező talajra találván az álcák testében, csakhamar tenyészni kezdenek és már néhány nap alatt rettenetesen elszaporodván, feldúlják a gyengéd szervezetet, úgy, hogy az álcák elhalnak és azzá a bűzös, nyúlós péppé oszolnak fel, a melyet a rothadás által megtámadott fias sejtekben találunk.” (Sötér, 1895, 65. oldal)

„Így némelyek látták, hogy a növények levelein képződött rozsdát, az üszökgombák spóráit, és a férgek által leörölt falisztet — az úgynevezett szúport — szedegették” (Sötér, 1895, 750. oldal)

„A részletek kifejtése tekintetében azonban már nem volt olv szerencsés; Dr. Preusz ugyanis a kérdéses növénysejteket - - Hallier nyomán haladva — a lisztharmatokkal rokon erjesztő gombáknak, nevezetesen Ascophora elegáns és Myxotrichum chartaiamnak tartotta, a melyeknek spóráival a levegő útján inficiálják magukat a méhek; a mit oly hihetetlennek talált a méhészvilág, hogy sokan épen ebből a tekintetből fogadták bizalmatlansággal elméletét, mert ha a levegő tele volna a keltésrothadás kóroanyagával, úgy soha ki sem lábolhatnának abból a méhek.”(Sötér, 1895, 1014. oldal)

„Alapjában mondjuk, mert az alsóbbrendű gombafélék tanulmányozásával foglalkozó tudósok vizsgálatai nem emelték egészben érvényre Dr. Preusz felfedezését, de annyit általában igazoltak, hogy a rothadásnak indult hasításban tényleg megszámlálhatatlan mennyiségben találtnak bizonyos alsóbb rendű gombafélék és azoknak spórái, a melyek az eledelfélékkel is a szervezetbe juthatnak és minden esetre okai lehetnek a halálnak is.” (Sötér, 1895, 1014. oldal)

„Mennyiben felel meg a valóságnak az, hogy a májusi vészt is bizonyos mikroskopikus gombafélék okozzák, 515 ahhoz nem szólhatok, mert a közelmúltban nem mutatkozott nálam a baj ; épen nem lehetetlen azonban, hogy a méhek pusztulását mégis alsóbbrendű, de nem penész, hanem erjesztő gombák okozzák, a melyek iszonyú mennyiségben tenyésznek az erjedő'mézben.” (Sötér, 1895, 1027. oldal).