



MAGYAR AGRÁR- ÉS ÉLETTUDOMÁNYI EGYETEM
MEZŐGAZDASÁGI- ÉS KÖRNYEZETTUDOMÁNYI KAR
NÖVÉNYORVOSI SZAK
NAPPALI TAGOZAT

SZEMES CIROK (*SORGHUM BICOLOR* L. MOENCH)
SZEMTERMÉSÉBŐL IZOLÁLT *FUSARIUM* FAJOK MAKRO- ÉS
MIKROMORFOLÓGIAI ÖSSZEHASONLÍTÁSA

Készítette:

Frisch Norbert

Témavezetők:

Dr. Körösi Katalin Orsolya

egyetemi docens

Növényvédelmi Intézet

Integrált Növényvédelmi Tanszék

Szabó Barbara Katalin

PhD hallgató

Növényvédelmi Intézet

Integrált Növényvédelmi Tanszék

2023

Tartalomjegyzék

1. Bevezetés és célkitűzés	3
2. Szakirodalmi áttekintés	5
2.1. A szemes cirok (<i>Sorghum bicolor</i> L. Moench).....	5
2.1.1. Általános jellemzése	5
2.1.2. Növényvédelme	7
2.2. A <i>Fusarium</i> nemzetség jellemzése	9
2.3. A szemes cirkon megjelenő <i>Fusarium</i> fajok bemutatása és jellemzése	10
2.4. A mikotoxinok jellemzése	21
2.5. A szemes cirkot szennyező mikotoxinok bemutatása és jellemzése	22
3. Anyag és módszer	26
3.1. Monospóras tenyészetek előállítása.....	26
3.2. Makroszkópikus vizsgálatok.....	28
3.3. Mikroszkópikus vizsgálatok	29
3.4. Molekuláris vizsgálatok.....	30
4. Eredmények és értékelésük	32
4.1. Az izolált <i>Fusarium</i> fajok telepmorfológiája és konídium morfológiája	32
4.2. Az izolált <i>Fusarium</i> fajok molekuláris genetikai azonosítása	38
5. Következtetések és javaslatok.....	39
6. Összefoglalás.....	42
7. Köszönetnyilvánítás	44
8. Irodalomjegyzék.....	45
9. Mellékletek.....	49

1. Bevezetés és célkitűzés

A folyamatosan változó klíma, a hazánkban is jellemzővé váló meleg és csapadékmentes nyarak következtében Magyarországon is egyre nagyobb figyelmet kap a szemes cirok, mivel hőstressz és szárazságtűrése kimagasló. Ezzel akár bizonyos mértékben alternatívát is jelenthet a jelenleg hazánkban is nagyobb területen termesztett kukoricával szemben. Azonban annak érdekében, hogy kihasználjuk a benne lévő potenciált, több figyelmet kell fordítanunk a növényvédelemre is.

A cirok a világon az ötödik legnagyobb területen termesztett gabonaféle. A nagy mennyiségben történő előállításnak a következményei között viszont azzal is kell számolni, hogy számos gombabetegsége egyre nagyobb mértékben jelen van, amelyek csökkenthetik a terméshozamot és ronthatják a termés minőségét. Mindemellett gondot okozhatnak azok a különböző mikotoxin-termelő gombák, melyek közé soroljuk a *Fusarium* fajokat is (Astoreca et al. 2019). A *Fusarium* nemzetségbe tartozó gombafajok és más mikotoxin-termelő mikroszkópikus gombafajok, mint az *Aspergillus*, *Alternaria* és *Penicillium* fajok, növényvédelem szempontjából is meghatározóak lehetnek mind a szántóföldi, mind a kertészeti kultúrák esetében (Leslie és Summerell 2006, Varga et al. 2003). Továbbá bizonyított, hogy némely gombák által termelt mikotoxinok súlyos egészségügyi kockázatot jelentenek mind az emberekre, mind az állatokra nézve egyaránt (Varga et al. 2009).

A témaválasztásomat az indokolta, hogy szűkös magyar szakirodalom áll rendelkezésre a termesztett szemes cirokról és az azt fertőző mikotoxin-termelő gombafajokról (első sorban a *Fusarium* nemzetség tagjairól), amit szerettem volna bővíteni kutatási eredményeimmel. A téma által adott szerteágazó lehetőségek közül egy kisebb részt ragadtam ki dolgozatomban témájaként, mégpedig az említett nemzetségbe tartozó fajok makro- és mikromorfológiai, illetve az izolált fajok molekuláris genetikai vizsgálatát, amivel bővebb információt szolgáltatunk a hazánkban termesztett szemes cirkon előforduló mikotoxin-termelő *Fusarium* fajokról.

A dolgozatomban célkitűzései a következők voltak:

- a szemes cirok szemtermésről izolált *Fusarium* fajok monospórák tenyésztéseinek készítése,
- az izolált *Fusarium* fajok makroszkópikus tulajdonságainak vizsgálata – telepmorfológiai vizsgálatok,
- az izolált *Fusarium* fajok mikroszkópikus vizsgálata – makro- és mikrokonídiumok vizsgálata fénymikroszkóp segítségével,

- az izolált *Fusarium* fajok molekuláris genetikai vizsgálata ef1/ef2 primer párral.

2. Szakirodalmi áttekintés

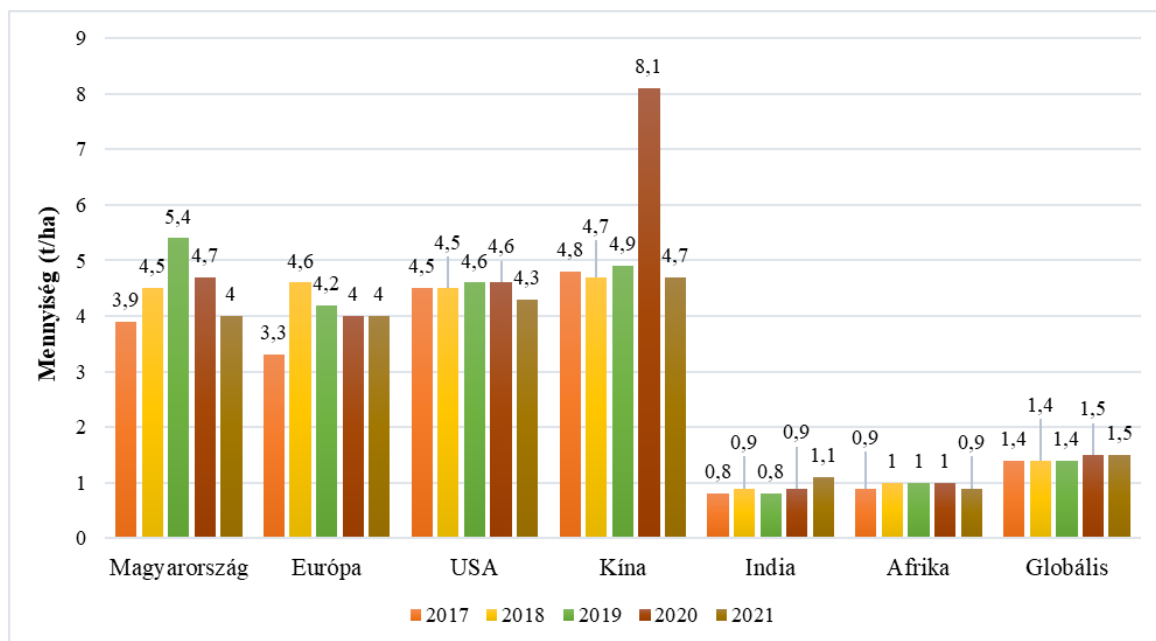
2.1. A szemes cirok (*Sorghum bicolor* L. Moench)

2.1.1. Általános jellemzése

A termesztett cirok pontos eredete a mai napig vita a kutatók között, de feltehetően Afrikából származó növény, mely a mai napig alap terméknek számít az egész világon (Venkateswaran et al. 2019). Először Carl von Linné írta le 1753-ban, majd jóval ezután Moench választotta külön a *Sorghum* nemzetséget 1974-ben. Később a legelterjedtebb taxonómiai besorolás alapján öt rasszt különböztettek meg, még hozzá a *bicolor*, *caudatum*, *durra*, *guinea* és *kafir* rasszokat. Elmondható, hogy ezen rasszok egy fajnak tekinthetők és a „*bicolor*” elnevezés alatt minden termesztett cirkot értünk (Smith és Bhaskaran 1986).

Rendszertani besorolás szerint egy zárvartermő egyszikű növény, mely a *Poaceae* családhoz tartozik, ezen belül az *Andropogoneae* nemzetségbe soroljuk, mely 28 tagja közül egyedül a szemes cirok az, melyet emberi és állati fogyasztásra termesztünk. Ez a növény számos jó agronómiai tulajdonsággal rendelkezik, elsősorban a szárazság és hőstressz tűrése kiemelkedő, mely lehetővé tette a széles földrajzi elterjedését (Clayton és Renvoize 1986).

A világ összes földrészén termesztik és globálisan mintegy 60 millió tonnát termelnek belőle. A teljes termőterület közel 41 millió hektár, ennek túlnyomó része Afrikában található, ahol 28 millió hektáron termesztik, az éves terméshozam pedig 30 millió tonna. A hektáronkénti termésátlagok viszont jóval elmaradnak többek között az amerikai vagy az európai hozamhoz képest (1. ábra). Mivel számos ország importra szorul szemes cirok szempontjából, így a termesztés felfuttatása stratégiai cél lett. Magyarországon 2018-2019 között 50%-kal emelkedett a szemes cirok termőterületének nagysága, a legfrisseb adatok alapján 24 000 hektáron termesztik, a jelenlegi átlag terméshozam pedig 4 t/ha (*Sorghum* ID; FAOSTAT).



1. ábra: A szemes cirok termésátlagai 2017-2021 között a világ különböző pontjain és globálisan (Forrás: FAOSTAT)

Napjainkban a szemes cirok termőterületének növekedése szemmel látható, főleg a fejlett országokban, mint Amerika, Ausztrália vagy Európa országai, ahol elsősorban állati takarmánnyként hasznosítják. Ez köszönhető a bővülő piaci lehetőségeknek és a gabona ipari alkalmazásokba történő felhasználásnak (Visarada és Aruna 2019). A megtermelt cirok mintegy 35%-át emberi fogyasztásra állítják elő (Serna-Saldivar 2016). Ez elsősorban az afrikai, indiai és a kelet-ázsiai országokra igaz. Az USA-ban szemes cirokból nagy mennyiséget használnak fel a sütő és szesziparban. Továbbá mivel magja glutént nem tartalmaz, ezért jelentősége az élelmiszeriparban megnőtt, növelve ezzel a kínálatot, elsősorban a gluténérzékeny emberek számára (Jolánkai et al. 2005). Itt fontos megjegyezni, hogy a cirok fogyasztása számos funkcionális és egészségügyi előnnyel is jár, többek között szív és érrendszeri betegségekre és a cukorbetegségekre is pozitív hatással lehet, ezért is mint összetevő egyre gyakrabban található meg különböző élelmiszerekben (Serna-Saldivar 2016).

Főként olyan aszályos területeken termesztik, ahol a kukorica már nem képes teremni. Beltartalmi értékei is közel hasonlóak, nyerszsír szintje alacsonyabb, fehérje koncentrációja nagyobb (+2-3%) a kukoricáéhoz képest. Apró magja csak roppantva vagy darálva etethető, illetve a sötét színű változatok magas csersavtartalma miatt kólikát okozhatnak. A talaj adottságokkal szemben kevésbé igényes növény, sótűrése magas és 5,5 pH-ig megterem savanyú talajokon is. Termőhelyeit elsősorban a hőigény határozza meg, 12-15 °C-on csírázóképes. Egy tonna szemtermés és melléktermék előállításához mért tápanyagigénye:

nitrogén (N) 29 kg/t, foszfor (P_2O_5) 10 kg/t, kálium (K_2O) 31 kg/t, magnézium (MgO) 3 kg/t, mész (CaO) 8 kg/t (Jolánkai et al. 2005).

Termesztéstechnológiai szempontból az IPM (Integrated Pest Management), azaz az integrált növényvédelem a vetésváltást javasolja, mivel így a károsító szervezetek felszaporodásának lehetősége csökken (Kiss et al. 2017). A gyakorlatban viszont akár 3-4 évig is önmaga után termesztik. Jó előveteményei a korán lekerülő kalászos és kapás kultúrák. A kukorica, mint elővetemény kerülendő. 24-50 cm-es sortávot alkalmaznak, ezt az aktuálisan alkalmazott hibrid igénye határozza meg, illetve 2-5 cm mélyre vetik talajállapottól függően. A csíraszám 250-500 hektáronként, melynek kelési aránya 65-70%-ra tehető. Betekarítása a fiziológia érettség elérésekor a vízleadás sebességének függvényében zajlik, amit elsősorban a környezeti tényezők befolyásolnak. Aratáshoz az ideális szem nedvességtartalom 25%. Tároláskor a szárítási folyamat jóval lassabb a kukoricához viszonyítva, mivel az apró magvak között lassabban képes átáramlani a szárító levegő. Az optimális tárolási nedvességtartalom 12-13% (Jolánkai et al. 2005).

Eltekintve a kártevőktől és a különböző bakteriális és vírusos megbetegedésektől, a gombás megbetegedések jelentős korlátot jelentenek a ciroktermelésben világszerte. A gomba jelen lehet a növény felületén, illetve a növény belsejében. Ezek nagymértékben befolyásolják a növény növekedését, termőképességét és egyéb általános élettani folyamatait. Többek között ilyen gomba a *Colletotrichum graminicola*, a *Fusarium verticillioides* és a *Macrophomina phaseolina*. Kimagasló figyelmet érdemelnek a mikotoxin-termelő gombák, mivel ezek a fogyasztók egészségére magas kockázatot jelentenek, továbbá jelentős gazdasági veszteséget is okoznak (Astoreca et al. 2019).

2.1.2. Növényvédelme

Ahogy bármely más szántóföldi növénykultúrában, a szemes cirok esetében is törekednünk kell az integrált növényvédelmi szemlélet gyakorlatban való megvalósítására (Kiss et al. 2017).

A kórokozók elleni védekezés szempontjából fontos, hogy megfelelő vetésforgót alakítsunk ki. A szemes cirok előveteményeként kerüljük a *Sorghum* nemzetségbe tartozó fajokat, illetve közvetlenül önmaga után se kerüljön vissza a területre. A kórokozók ellen ellenálló, illetve rezisztens cirokhibrideket termesszünk lehetőség szerint. Ezek az úgynevezett csillag cirkok gyűjtőnéven vannak nyilvántartva, melyekből 300 fajta érhető el az Európai Unióban belül. Továbbá különböző rovar kártevők ellen is ellenállóak, ebből adódóan a növények károsításuktól sértetlenek maradnak, így csökkentve a különböző gombás betegségek megtelepedését, köztük

a *Fusarium* nemzetségbe tartozó fajokét is. Továbbá mivel a bugavirágzat és a magvak szabadon vannak, a szemek gyorsan száradnak, ami szintén csökkenti a gombák által történő fertőzés lehetőségét. Így a mikotoxinokkal való szennyeződés esélyét is csökkenthetjük. Ha indokolt, akkor van lehetőség különböző antagonista szervezetek alkalmazására, mint a *Bacillus* fajok, fluoreszcens *Pseudomonas*-ok vagy a sugárgombák (Sorghum ID). A kórokozók közül a gombás fertőzések már a kezdeti fejlődésben csírapusztulást okozhatnak. Ilyen gombák az *Aspergillus*, *Fusarium* és *Pythium* fajok is. Mivel polifág kórokozókról van szó, ezért a védekezési lehetőségek korlátozottak. A helyes növényi sorrend kialakítást követően az első kémiai védekezési lehetőség ezekkel szemben az aktuálisan engedélyezett csávázószer alkalmazása (Jolánkai 2005). A *Fusarium* nemzetségből kiemelendő a *Fusarium verticillioides*, mely az egyik legsúlyosabb kórokozója a szemes ciroknak. Többek között gyenge fejlődést, fuzáriumos tőszáradást és bélszöveti korhadást okoz, de még a szemeket is fertőzi (Bocz 1996). További gombás megbetegedést okozhat a cirokfedettűszög (*Sphacelotheca sorghi*), buga- vagy rostosűszög (*Sphacelotheca reiliana*), és a porűszög (*Sphacelotheca cruenta*) (Antal 2000).

A gombás megbetegségek mellett szintén megjelenhetnek bakteriális fertőzések is. Ebben az esetben említésre méltó a vöröscsíkoság és a levélfoltosság. A vírusok közül pedig a kukorica csíkos mozaik vírus (MDMV) jelenik meg a leggyakrabban. Ahol a fertőzés veszélye nagymértékben fennáll, ott érdemes toleráns fajtát választani, illetve törekedni a vektorok ellen való védekezésre is (Jolánkai 2005).

A gyomnövények elleni védekezésnél ügyelni kell arra, hogy olyan táblát válasszunk, mely élelő, illetve egynyári egy- és kétszikű gyomokkal kevésbé fertőzött. Kerüljük az olyan előveteményt, amely után nagy mennyiségű árvakelés és gyomosodás várható. Az összes cirokféle választ ki magából allelopatikus vegyületet, ami a sorgholeone. Ez gátolja különböző gyomfajok, mint a parlagfű, disznóparéj, selyemmályva vagy fekete csucsor csírázását és hajtáscsúcsnövekedését a talajban. Erre viszont nem alapozhatjuk a védekezést (Sorghum ID). Az őszi mélyszántást csak indokolt esetben ajánlott elvégezni, első sorban érdemes a talajlazítást választani. A szemes cirok gyomnövényei ellen történő kémiai növényvédelmi beavatkozások kezdete attól függ, hogy milyen éghajlaton termesztjük a növényt. Magyarországhoz hasonló viszonyok között, ahol az optimális hőigény nem áll rendelkezésre, igen lassú kezdeti fejlődést produkál. Ezért már a korai fejlődési fázisban be kell avatkozni (Jolánkai et al. 2005). A mechanikai gyomszabályozás mellett preemergens és posztemergens kezeléseket alkalmaznak. Mivel a cirok igen érzékeny a gyomirtó szerekre, így célszerű

betartani az ajánlott hatóanyagokat és azok megfelelő dózisban való kijuttatását. A leggyakrabban előforduló gyomfajai: parlagfű (*Ambrosia artemisiifolia*), fenyércirok (*Sorghum halepense*), termesztett köles (*Panicum miliaceum*), kakaslábű (*Echinochloa crus-galli*), csattanó maszlag (*Datura stramonium*) (Jolánkai 2005).

A kártevők károsításának minimalizálása érdekében szintén érdemes ellenálló cirokhibrideket választani. A védekezést már a vetés előtt el kell végezni, ha azt a különböző előrejelzések indokoltá teszik. Ez első sorban a talajlakó kártevők egyedszámától függ, amik ellen alkalmazhatunk vetőmagcsávázást vagy talajfertőtlenítő inszekticideket. Ilyen kártevők lehetnek a cserebogarak (*Melolonthinae*) pajorjai és a pattanóbogarak (*Agriotes* spp.) drótférgei. A növény további fejlettségi állapotától függően megjelenhetnek levéltetvek (*Aphididae*), poloskák (*Heteroptera*), takácsatkák (*Tetranychidae*), valamint a kukoricamoly (*Ostrinia nubilalis*) (Jolánkai 2005). Ellenük a védekezés lehetőségei között szerepelnek a természetes ellenségek betelepítése, mint a különböző predátorok vagy parazitoid szervezetek. Továbbá az aktuálisan engedéllyel rendelkező inszekticidek, akaricidek használata is lehetséges (*Sorghum* ID).

2.2. A *Fusarium* nemzetség jellemzése

A *Fusarium* nemzetség a konídiumos gombákhoz, azaz a *Deuteromycota* törzshöz tartozó nemzetség (Szécsi et al. 2003). 1809-ben Johann Heinrich Friedrich Link határozta meg a nemzetséget. Az első faj melyről leírta, a *Fusarium roseum* volt (Láday és Szécsi 2007). Az ivaros alakot, amely a *Gibberella* nemzetséghez tartozik, először *Leptosphaeria littoralis* Saccardo írta le 1877-ben (Bánhegyi et al. 1985). Természetes körülmények között történő fertőzés esetén a növényen/növényben a legtöbb esetben az ivartalan alak jelenik meg, de az ivaros alak is előfordulhat. Ez utóbbi jelentősége hazánkban igen csekély (Fischl 1995).

A *Fusarium* nemzetség rendszerezése nem egyszerű, mivel morfológiai, fiziológiai és kórtani oldalról nézve igen heterogén fajok alkotják a nemzetséget (Bartók 2008). Hans Wilhelm Wollenweber volt, aki először foglalkozott monospóras kultúrákkal és tiszta tenyészetekkel rendszerezte a fajokat. Wollenweber rendszerezése alapján 16 szekcióba és további alszekciókba sorolták a fajokat. Évekkel később egy 17. szekció és létrejött Raillo munkásságának köszönhetően, aki a makrokonídiumok csúcssejtjeinek méretei és alakjai alapján végezte a rendszerezést (Ubrizsy 1965).

A nemzetség jellemzően laza telepszerkezettel (sporodochium) rendelkezik, melyeken konídiumok helyezkednek el, amelyeken ivartalan szaporítósejtek jönnek létre. Két típust

különböztetünk meg a konídiumok között. Ezeket mikro- és makrokonídiumnak nevezzük. A makrokonídium alakja általában meggyömbült, kifli formára emlékeztet, viszont tagoltságában és méreteiben eltérőek lehetnek. A mikrokonídiumok pedig tojásdad alakúak és ezek egy, kettő vagy három sejtből tevődnek össze. (Ubrizsy 1965; Leslie és Summerell 2006).

A *Fusarium* fajok a növényi kórokozók egyik legjelentősebb csoportja. Elsősorban növénykórokozók, de lehetnek szaprobionták is. Nagyrészüket talajlakó gomba. Gyakoriság szempontjából elsősorban gabonaféléken és olajos magvakon telepsznek meg. Az említett példákban belül is kifejezetten a kukorica, búza és az ezekből készített élelmiszerek szennyeződnek általuk nagy arányban (Deák et al. 2006). Az ivartalan alakok áttelelése micéliummal vagy gyakoribb esetben klamidospórával történik, maga a fertőzés pedig konídiumokkal, illetve micéliummal. A konídiumos és klamidospóras terjedés szél, eső, illetve rovarok által megy végbe, míg a micéliumos alak terjedéséhez kifejezetten rovarok szükségesek (Mesterházy 1988).

Tünetek szempontjából kukoricán és kalászos gabonákon jellemzően kalász-, és csőpenészesedést, gyökér-, és gyökérnyaki elhalást, továbbá rothadást okoznak. Jellemzően a *Fusarium graminearum* vagy a *Fusarium verticillioides* fajok okozzák az említett tünetegyütteseket. Számos olyan *Fusarium* nemzetségbe tartozó faj fordul elő, mely egyéb szántóföldi vagy kertészeti kultúrnövényünket fertőzi, mint a hagymát, lucernát, rizst, burgonyát vagy a különböző fásszárú növényeinket. Ezeken szintén különböző tünetegyüttesek jelenhetnek meg a rothadástól kezdve egészen a rákos megbetegedésekig. Ezen fajok a *Fusarium oxysporum*, *Fusarium fujikuroi* és a *Fusarium solani* lehetnek (Láday és Szécsi 2007).

A *Fusarium* nemzetség amellet, hogy növénybetegségek skáláját bővíti, a nemzetség több tagja is képes mikotoxin-termelésre, mely humán- és állategészségügy szempontjából egyre nagyobb jelentőséggel bír (Summerell et al. 2010). A manapság ismert mikotoxinok egyharmadát *Fusarium* nemzetségbe tartozó fajok állítják elő, és szennyezik vele a terményeket, élelmiszereket. Ilyen mikotoxin lehetnek elsősorban a zearalenon, a különböző trichotecének és fumonizinek (Deák et al. 2006).

2.3. A szemes cirkon megjelenő *Fusarium* fajok bemutatása és jellemzése

Fusarium verticillioides

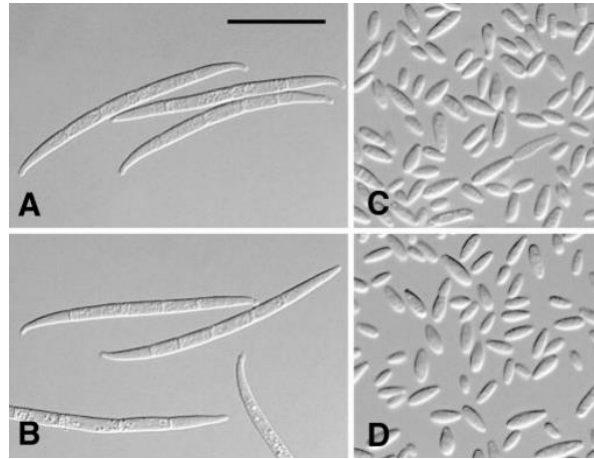
Az egész világon megtalálható, főleg a trópusi és a mérsékelt éghajlaton jellemző, illetve szinte mindenütt, ahol kukoricát termesztnek. *Aspergillus* sp. fertőzéssel szemben rezisztens

fajok a *F. verticillioides*-szel szemben is ellenállóbbak (Leslie és Summerell 2006). A fertőzés kukoricában, cirokban, illetve kalászos gabonákban gyökér-, és szárrothadást, vetőmagpusztulást okoz, továbbá a csírázóképesességet is jelentősen csökkenti. A leveleken, magon, gyökéren és a száron is ovális alakú rózsaszín-lilás léziókat okoz. A fertőzött növények növekedésben és fejlettségben is jelentősen elmaradnak az egészségesektől (Claflin 1986). A fertőzés továbbá bugapeneszedést is okozhat, ami által vastag rózsaszín micéliumszövedék képződik, mely később belepi az egész fürtvirágzatot (Bandyopadhyay 1986).

Potato Dextrose Agar (PDA), azaz burgonya dextróz agar táptalajon a gombakultúrák kezdetben fehér micéliummal rendelkeznek, de az idő előrehaladtával ibolyaszínűvé alakulhatnak. A pigmentáció az agarban változó, a pigmentáció hiányától a szürkésig, narancssárgától a lilásszürke vagy sötétliláig terjedhet. Kék-fekete szkleróciumok is kifejlődhetnek később, de ez nem határozó bélyeg.

A makrokonídiumok morfológia alapján hosszú és karcsú, enyhénfalcolt és egyenes alakúak, faluk vékony, amely a *Gibberella fujikuroi* fajkomplexre jellemző (2. ábra). 3-5 harántfallal tagolta. A barnától egészen a narancssárgáig terjed a sporodochiumok színe. Ezek általában a vastag micéliumszövedéktől nem láthatók. A mikrokonídiumok lapítottak, ovális alakúak és harántfallal nem tagoltak.

A *F. verticillioides* és a *F. thapsinum* morfológiailag nagyon hasonlóak, csak párosodási tesztek vagy molekuláris markerek segítségével különböztethetőek meg megbízhatóan, bár a *F. thapsinum* számos izolátuma olyan sárga pigmenteket termel, ami csak rá jellemző. A *F. verticillioides* néhány tekintetben hasonlít még a *F. nygamai*-hoz, amely rövid láncokat, vagy álféjeket képez monofialidákból. A *F. nygamai* azonban bőséges makrokonídiumokat és klamidospórákat képez, mely a *F. verticillioides*-re nem jellemző. Izoláltak már banánból is morfológiailag és filogenetikailag hasonlók rokon törzseket, de ezek viszont nem képeznek fumonizineket (Leslie és Summerell 2006).



2. ábra: *Fusarium verticillioides*
makrokonídium (A-B) és mikrokonídium (C-D)
(Forrás: Leslie és Summerell, 2006)

Fusarium proliferatum

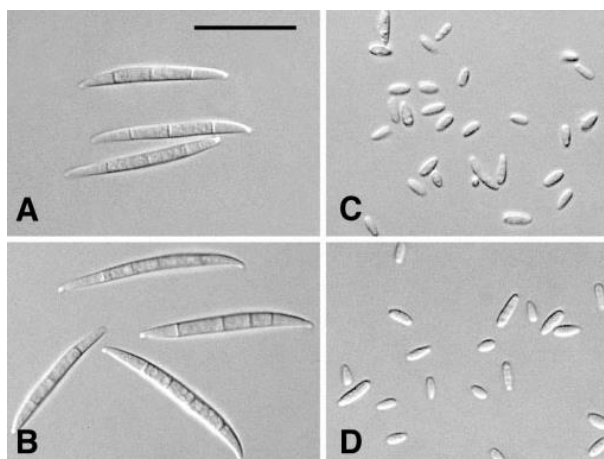
Világszerte elterjedt kórokozó mind a szántóföldi és kertészeti kultúrákban egyaránt. Komoly károkat okoz a kukoricán, cirkon, mangón és spárgán. Továbbá kimutatták már citrusféléken, banánon, orchideákon és rizsen. Fás szárú növényeken gyökérrothadást és koronapusztulást, kukoricán szár-, és csőrothadást okoz. "BT" hibrid kukoricában megfigyelték, hogy a kukoricamoly (*Ostrinia nubilalis*) károsításának csökkenésével a *F. proliferatum* fertőzési szintje is alacsonyabb lett. A *F. proliferatum* rezisztens a legtöbb gombaölő hatóanyaggal szemben. A *F. verticillioides* mellett a második legtöbb fumonizint termelő gomba. Szennyezett takarmányon végzett vizsgálatok viszont kimutatták, hogy a toxicitás a termelt moniliformin mennyiségével korrelál, nem pedig a termelt fumonizinek mennyiségével.

A gomba PDA táptalajon bőséges, fehér micéliumot képez, mely később lilássá-ibolyássá válik. A sporodochiumok lehetnek különállóak vagy egységesek. Kék-fekete szkleróciumok fejlődhetnek ki néhány izolátumban, de ezek nem alkalmasak diagnosztizálásra.

A makrokonídiumok morfológiájuk szerint vékonyak, viszonylag egyenesek és vékony fallal rendelkeznek, amely a *Gibberella fujikuroi* fajkomplexre jellemző. A sporodochium színe a barnától a halványsárgáig terjed. A makrokonídiumok mennyisége változó, a friss kultúrákban általában nagy számban, nagy méretben fordulnak elő. 3-5 harántfallal tagoltak. A

mikrokonídiumok pedig lapítottak, ovális alakúak, tagolatlanok. Ritkább esetben piroszkóp alakúak is előfordulnak (3. ábra).

A *Fusarium proliferatum* könnyen összetéveszthető a *F. fujikuroi*-val, a *F. oxysporummal*, a *F. thapsinummal* és a *F. verticillioides*-szel. Morfológiailag a *F. proliferatum* és a *F. fujikuroi* nem különböztethető meg. A legbiztosabb beazonosítás DNS-szekvenciák alapján zajlik (Leslie és Summerell 2006).



3. ábra: *Fusarium proliferatum* makrokonídium (A-B) és mikrokonídium (C-D) (Forrás: Leslie és Summerell, 2006)

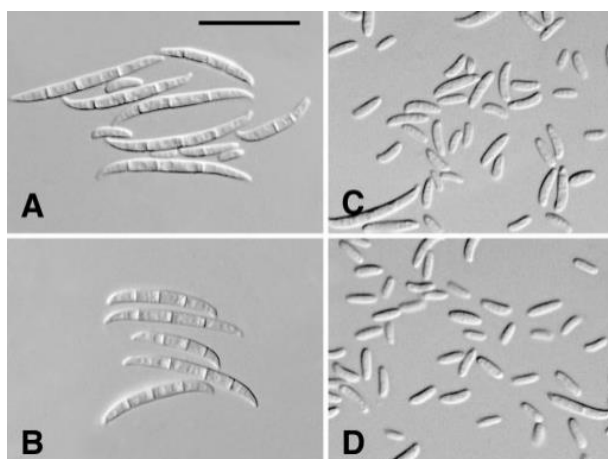
Fusarium subglutinans

Elsősorban a kukorica kórokozója, hűvösebb éghajlaton fordul elő gyakrabban. Csíranövény pusztulást és kukorica szárrothadást okoz. A fertőzés vetőmaggal terjed és képes fennmaradni a tarlómaradványokban, a talaj felszínén és a talajban is akár 21 hónapon keresztül. A "BT" hibrid kukoricában alacsonyabb a fertőzési szint a transzgén nélküli hibridekhez képest. További gazdanövényei közé tartozik a cirok, banán, borsó, köles, orchideák, paprika, szójabab. A *F. subglutinans* alapvetően nem termel fumonizint, de egyes kutatások alátámasztották, hogy termelhet, de ez a fajra általában nem jellemző. Viszont termelhet moniliformint, beauvericint, fuzarinsavat és nagy mennyiségű fusaproliferint. Mind a hőmérséklet, mind a táptalaj befolyásolja a termelt mikotoxinok mennyiségét.

PDA táptalajon bőséges micéliumszövedéket képez, mely kezdetben fehér, majd az idő előrehaladtával lilássá válik. Az agar pigmentációja a színtelentől egészen a liláig, illetve majdhogynem feketéig terjed. Jellemzően a legtöbb kultúra valamilyen színárnyalatot produkál. Kék-fekete szkleróciumok itt is fejlődhetnek, de nem mérvadó a felismerésben, a termékenység jelezheti női ivari jellegű forma esetében.

A sporodochium színe a barnától a narancssárgáig terjed, ezt megfigyelték szegfű levél agaron (Conjugated Linoleic Acid) és PDA táptalajon is. A makrokonídium alakja viszonylag karcsú, 3 harántfallal tagolt, enyhén sarló alakú, fala vékony. A fajra nagy mennyiségű makrokonídium képződés nem jellemző. A mikrokonídiumok ovális alakúak, tagolatlanok, a micéliumokban bőségesen megtalálhatók (4. ábra).

A *F. subglutinans* viszonylag könnyen elkülöníthető a *G. fujikuroi* fajkomplexum többi fő fajától. A *F. subglutinans* csak álfejekben termel mikrokonídiumokat, ami megkülönbözteti mind a *F. proliferatum*tól, mind a *F. verticillioides*től, amelyek mindketten láncos mikrokonídiumokat termelnek. További számos fajt írtak le, melyek morfológiailag hasonlítanak a *F. subglutinans*hoz, többek között a *F. bulbicola*, *F. circinatum*, *F. guttiforme*, *F. mangiferae*, *F. pseudocircinatum*, *F. sacchari* és *F. sterilihyphosum*. A pontos megkülönböztetéshez molekuláris markereket és ivaros keresztezéseket alkalmaznak (Leslie és Summerell 2006).



4. ábra: *Fusarium subglutinans* makrokonídium (A-B) és mikrokonídium (C-D) (Forrás: Leslie és Summerell, 2006)

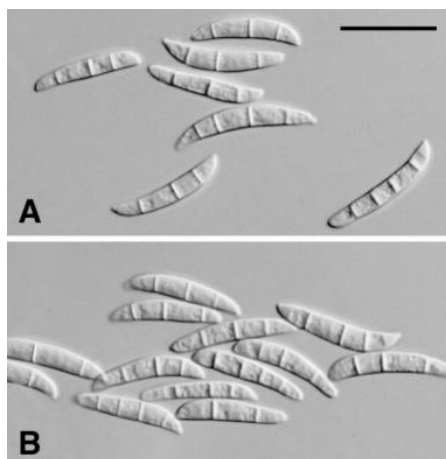
Fusarium culmorum

A *Fusarium culmorum* a mérsékelt égövi területeken a leggyakoribb, különösen Európa hűvös részein. Gazdanövényei elsősorban a búza, árpa, cirok, kukorica, de kimutatták már komlón, pórégagymán, szamócán és lucfenyőn is. Megfigyelték, hogy az árpa sárga törpülés vírus (BYDW) közötti kölcsönhatás hatványozottan fokozhatja a betegség tüneteit. Bár a *F. culmorum* talajgomba, egyes esetekben az árpa vagy búzakalászra is áterjedhet. Jelentős mennyiségű mikotoxint termel, mint például moniliformin, deoxinivalenol, trichotecének és zearalenon.

PDA táptalajon gyorsan növekszik, bőséges sporodochiumot képez. Ez kezdetben halványsárga, majd egészen sötétbarna lesz. A legtöbb törzs vörös pigmentet termel az agarban, de egyes esetekben előfordul, hogy a micélium és az agar is olajbarna színű lesz.

A makrokonídiumok viszonylag rövidek, robosztus alakúak, vastag falúak. Hosszához képest elég szélesek, 3-4 harántfallal tagoltak. Általában egységes alakúak és méretűek (5. ábra). A mikrokonídiumok gyorsan, nagymértékben képződnek. CLA-n körülbelül ez az idő 3-5 hét. A hifákban és makrokonídiumokban fordulnak elő, egyedül, csomókban vagy láncokban helyezkednek el.

A *F. culmorum* összetéveszthető a *F. sambucinum*mal, vagy a *F. crookwellense*-vel, mivel gazdanövényeik hasonlóak és azonos éghajlati régiókból származnak. A *F. culmorum* a viszonylag gyors növekedési üteme miatt különíthető el elsősorban. A DNS alapú különbségek mellett e fajok másodlagos metabolitprofiljuk alapján is megkülönböztethetők (Leslie és Summerell 2006).



5. ábra: *Fusarium culmorum* makrokonídium (A-B)
(Forrás: Leslie és Summerell, 2006)

Fusarium andiyazi

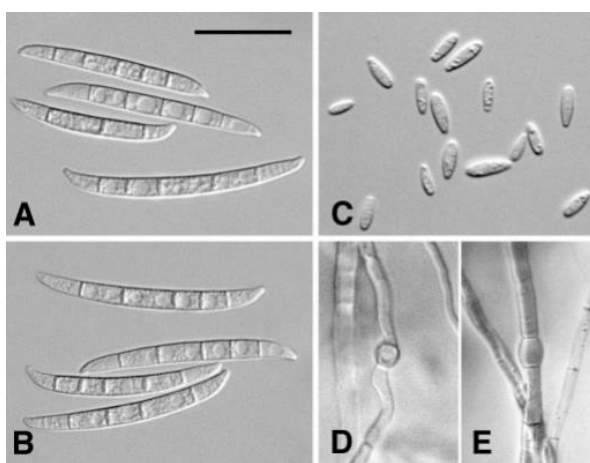
Ausztráliában, Etiópiában, Nigériában, Dél-Afrikában és az Egyesült Államokban is kimutatták termesztett cirokból. Bizonyos helyeken a *F. andiyazi* lehet a domináns *Fusarium* faj a cirokban, de ennek tényleges bizonyítására még nem áll rendelkezésre elég kutatási anyag.

PDA táptalajon a micélium állaga a pelyhestől egészen a porszerűig terjed, mely kezdetben fehér, majd lilás színűvé válik. Az agarban a pigmentáció az ibolyaszíntől a sötétliláig változhat.

A sporodichiumok CLA-n narancssárga színűek. Általában akkor kezdenek kialakulni, mikor a mikrokonídiumláncok összeomlanak. A makrokonídiumok egyenesek vagy enyhén

ívelték, vékony falúak. 3-6 harántfallal tagoltak, de három a leggyakoribb. A mikrokonídiumok laposak, tojásdad alakúak, tagolatlanok. Gyakran hosszú láncokat alkotnak, melyek később rövid szakaszokra esnek szét. A micéliumban gyakran előfordulnak. Pszeudoklamidospórákat képeznek, amelyek, mint a nevük is mutatja, a klamidospórákhoz hasonlóknak tűnnek, de ezek sima, vékonyabb falúak. Továbbá általában magányosan, de néha láncokban helyezkednek el (6. ábra).

Ezt a fajt a múltban a *F. verticillioides* közé sorolták, mivel a morfológiája alapján nagyon hasonló. Nem termel sem fumonizint, sem moniliformin mikotoxint (Leslie és Summerell 2006).



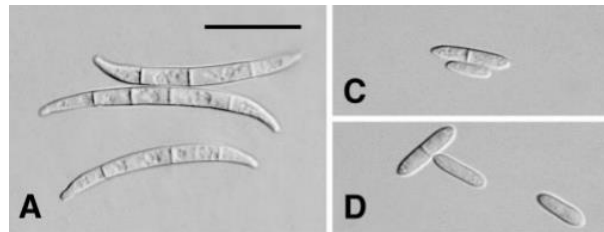
6. ábra: *Fusarium andiyazi* makrokonídium (A-B), mikrokonídium (C) és pszeudoklamidospóra (D-E) (Forrás: Leslie és Summerell 2006).

Fusarium polyphialidicum

Talajban lévő növényi maradványokból és cirokszemekből izolálták először Olaszországban, Dél-Afrikában és Ausztráliában. Ezen kívül gabonaféléken és fenyőcsemetéken is kimutatták. A fumonizin termelő képességét még nem erősítette meg egyetlen forrás sem.

PDA táptalajon bőséges micéliumtömeget képez, mely fehér vagy halványsárga. Az agar pedig fehér vagy sárga pigmentált lesz. A sporodochiumok fehérek vagy halvány naracssárgák. A makrokonídium kissé falcolt, robosztus alakú, vastag falú. 3-7 harántfallal tagoltak, de öt a leggyakoribb. Gyakran nehéz ezeket megtalálni. A hialin mikrokonídiumok orsó alakúak, a micéliumban gyakran előfordulnak. Lehetnek tagolatlan, vagy 2-3 harántfallal tagoltak is. (7. ábra).

A *F. polyphialidicum* leginkább a *F. semitectum* és a *F. subglutinans*, és a *F. chlamydosporum* fajokkal téveszthető össze. A legjobb elkülönítő bélyeg az agar pigmentáltsága. Továbbá a *F. polyphialidicum* makrokonídiumai hosszabbak, szélesebbek, nagyobbak és robosztusabbak (Leslie és Summerell 2006).



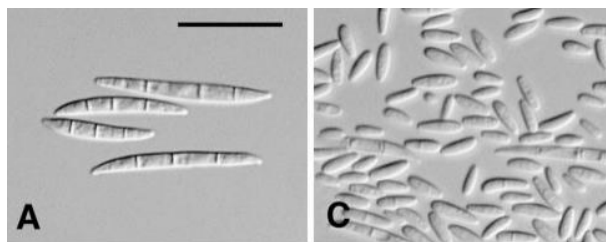
7. ábra: *Fusarium polyphialidicum* makrokonídium (A) és mikrokonídium (C-D) (Forrás: Leslie és Summerell 2006).

Fusarium thapsinum

Szinte mindenhol előfordul, ahol ciroktermesztéssel foglalkoznak. A cirok szárrothadásáért és szempenészesedéséért felelős kórokozó. A fertőzött vetőmag csírázóképességét jelentősen csökkenti (Leslie és Summerell 2006). A *F. verticillioides* fajhoz viszonyítva jelentősebb kárt képes okozni, mivel a vetést követő 30 nappal is akár bekövetkezhet jelentős számú csíranövénypusztulás (Tesso et al. 2005). Kimutatták már kukoricából, banánból és földimogyoróból, illetve észak-amerikai prérin honos pázsitfűfélékből. Nagy mennyiségű moniliformint termelhet, viszont fumonizint csak nyomokban tartalmaz.

PDA táptalajon látványos mennyiségű micéliumot képez, melynek színe fehér, de később ibolyaszínűre is változhat. A sporodochiumok halvány naracssárgák, de nem mindig alakulnak ki. Egyes izolátumokon sötét színű szkleróciumok is keletkezhetnek. A törzsek nagyrésze jellegzetes sárga pigmentet termel az agarban, de előfordulhat ibolyaszínű pigmentáltság is. A makrokonídiumok viszonylag vékonyak, egyenesek vagy enyhén görbültek, vékony falúak. 3-5 harántfallal tagoltak. Gyakran nehezen fedezhetők fel. A mikrokonídiumok lapítottak, ovális alakúak, tagolatlanok és gyakran hosszú láncokat alkotnak. Nagy számban fellelhetők a micéliumban (8. ábra).

Azok a *F. thapsinum* izolátumok, amelyek nem termelik a diagnosztikus sárga pigmentet, morfológiailag azonosak a *F. verticillioides*-szel. A két faj megkülönböztethető párosodási tesztek és a DNS szekvenálás alapján. Szintén hasonlít a *F. andiyazi*hoz, de a pszeudoklamidospórák jelenléte alapján el lehet különíteni (Leslie és Summerell 2006).



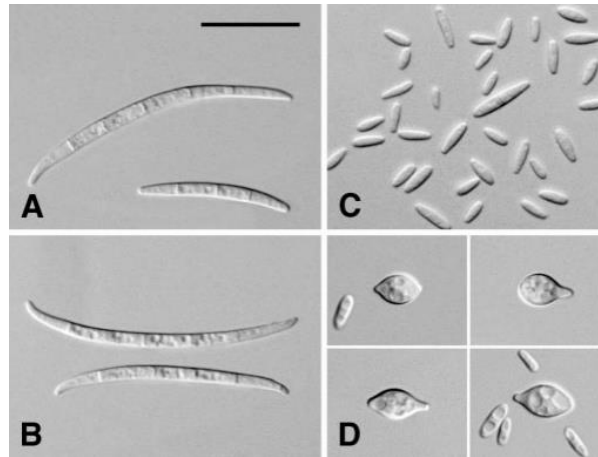
8. ábra: *Fusarium thapsinum* makrokonídium (A) és mikrokonídium (C) (Forrás: Leslie és Summerell 2006)

Fusarium napiforme

Először talajból, cirok- és kölesszemekből, valamint baromfitakarmányból mutatták ki Afrikában, Argentínában és Ausztráliában. A *F. napiforme* egyes törzsei moniliformint, fuzársavat és fumonizineket termelhetnek (Leslie és Summerell 2006). Viszont a mikotoxin szennyezettség kockázata főleg cirok és köles esetében egyelőre kérdéses, mivel a földrajzi terjedésről és a populációk nagyságáról még nem áll rendelkezésre megfelelő mennyiségű adat (Summerell et al. 2011).

PDA táptalajon fehér telepeket képez, az agarban lila pigmentációval. A sporodochiumok közepesen vagy élénken narancssárga színűek, könnyen észrevehetők. A makrokonídiumok mérsékelten hosszúak, az egyenestől a sarló alakúig eltérőek lehetnek. 3-5 harántfallal tagoltak, de öt a leggyakoribb. A mikrokonídiumok keskeny-, tojás vagy citromalakúak. A micéliumban a tojásdad alakúak gyakrabban fordulnak elő. Tagolatlanok vagy egy harántfallal tagoltak lehetnek. Termel klamidospórát is, de ennek fejlődése lassú és nehezen megfigyelhető. Ezek általában láncokban, csomókban, de néha egyesével jelennek meg (9. ábra).

A *Gibberella fujikuroi* fajkomplexum számos fajával, különösen a *F. dlamini* és a *F. nygamaval* téveszthető össze, továbbá ezek szintén képesek klamidospórákat termelni. Megkülönböztethető a mikrokonídiumláncok és a citrom alakú mikrokonídiumok alapján (Leslie és Summerell 2006).



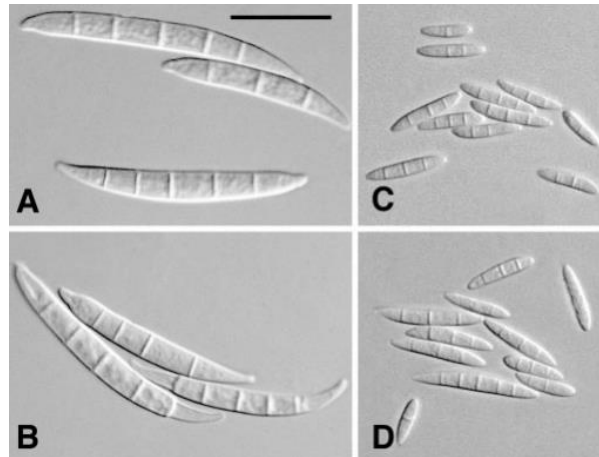
9. ábra: *Fusarium napiforme* makronídium (A-B) és mikrokonídium (C - ovális, D - citrom alakú) (Forrás: Leslie és Summerell 2006)

Fusarium semitectum

1875-ben írták le, mint *Fusarium* faj, de a molekuláris vizsgálatok alapján a *Fusarium semitectum* egy egész fajkomplexum is lehet, viszont ennek a pontos megállapítására több vizsgálatra lenne szükség. *Fusarium pallidoroseum* és *Fusarium incarnatum*-ként is szoktak rá hivatkozni. Számos jelentés van arról, hogy különböző növények megbetegedését okozza, ennek ellenére sok helyen nem számít fontos növénykorokozónak. Fertőzheti a cirkot, babot, banánt, diót, dinnyét és több gomba tárolási rothadásában is szerepet játszik (Leslie és Summerell 2006). Szemes cirkon első sorban bugapenészedést okoz (Bandyopadhyay 1986).

PDA táptalajon gyorsan növekedik, bőséges micéliumot képez, mely kezdetben fehér, majd bézs vagy barnás színűvé válik. Az agarban barnás pigmentáció is előfordulhat. Viszonylag karcsú, ívelt vagy egyenes makrokonídiumok jellemzik. 3-5 harántfallal tagoltak és ritkán lehet felfedezni ezeket. A mikrokonídiumok ovális alakúak, általában egy harántfallal tagoltak és ritkán fordulnak elő. Mezokonídiumokat is képez, melyek 2-5 harántfallal tagoltak és gyakran észrevehetők a micéliumban, ezek sokszor párban helyezkednek el, nyúlful alakot képezve. Gömbölyded klamidospórák is jelen lehetnek, de nem gyakoriak (10. ábra).

Ez a faj könnyen összetéveszthető a *F. subglutinans sensu lato*, a *F. polyphialidicum* és a *F. sporotrichioides*-szel. Viszont sajátos bélyeg a barna pigmentáltság, illetve a nyúlful alakú mezokonídiumok, és a mikrokonídiumok hiánya. Mikotoxinok közül apicidint, beauvericint, trichotecéneket és zearalenont is termelhet (Leslie és Summerell 2006).



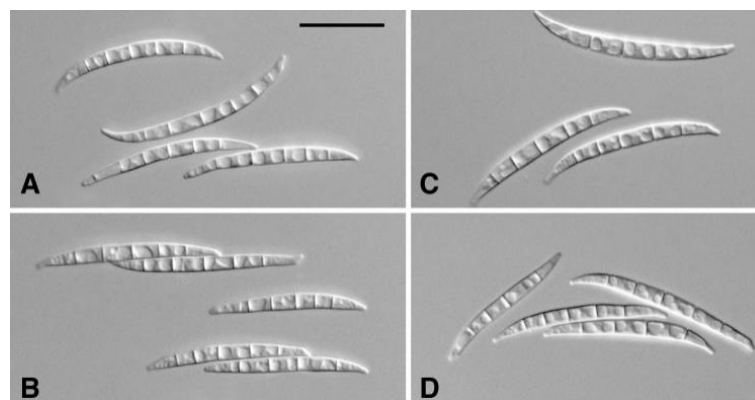
10. ábra: *Fusarium semitectum*
makrokonídium (A-B) és mezokonídium (C-D)
(Forrás: Leslie és Summerell 2006).

Fusarium graminearum

A világ minden pontján fellelhető. Főként kukoricán, búzán és árpán jellemző, de kimutatták már egyéb kalászos gabonákon és a szemes cirkon is előfordulhat.

PDA táptalajon gyorsan növekszik, nagy mennyiségű-, sűrű micéliumszövedéket képez. Ennek pigmentáltsága a fehértől a sárga különböző árnyalatáig terjed. Az agarban vöröses pigmentációt képez. A makrokonídiumok egységes alakúak és méretűek, ritkán találhatók meg. Karcsú, vastag falúak és alakjuk egyenes vagy mérsékelten ívelt. 5-6 harántfallal tagoltak és az osztottság jól látható. Mikrokonídiumot nem képez. Lassan, de képes klamidospórát előállítani (11. ábra)

A *F. graminearum* könnyen összetéveszthető a *F. pseudograminearummal*, *F. crookwellense*-szel, *F. culmorummal*, valamint a *Sporotrichiella* szekcióba tartozó fajokkal, mint a *F. sporotrichioides*, *F. tricinctum*, *F. poae* és *F. chlamydosporum*. A mikrokonídiumok hiánya megkülönböztető bélyeg lehet. Mikotoxinok közül főként zearalenont, nivalenolt, deoxinivalenolt termelhet (Leslie és Summerell 2006).



11. ábra: *Fusarium graminearum* makrokonídium (A-B) és mikrokonídium (C-D) (Forrás: Leslie és Summerell 2006)

2.4. A mikotoxinok jellemzése

Mikotoxinoknak nevezzük azokat a másodlagos metabolitokat, amelyeket fonalas gombák termelnek és meghatározott mennyiségben káros hatással lehetnek az emberi és állati egészségre (Varga et al. 2009).

A mikroszkópikus gombák általi mérgezések a mai tudásunk szerint egészen visszavezethetők a középkorig, mivel az anyarozs (*Claviceps purpurea*) alkaloidja, és annak lizergsav származékai már akkor bódultságot és öntudaton kívüli állapotot idéztek elő. Továbbá utólagos gombamérgezésnek könyvelték el a balkáni országokban nagymértékben előforduló vesebetegséget, a fehérvérsejteket pusztító ételmérgezéseket, illetve a szívbetegséget okozó beriberit (Deák et al. 2006).

1. táblázat: Fontosabb mikotoxin-termelő gombafajok és az általuk termelt jelentős mikotoxinok (Forrás: Astoreca et al. 2019, Deák et al. 2006)

Gombafaj	Mikotoxin
<i>Aspergillus flavus</i>	Aflatoxin (AF)
<i>Aspergillus ochraceus</i>	Ochratoxin (OTA)
<i>Penicillium expansum</i>	Patulin (PAT)
<i>Penicillium citrinum</i>	Citrinin (CIT)
<i>Fusarium verticilloides</i> és <i>F. proliferatum</i>	Fumonizin (FUM)
<i>Fusarium sporotrichioides</i>	T-2 toxin (T-2) és HT-2 toxin (HT-2)
<i>Fusarium poae</i>	Diacetoxiszcirpenol (DAS)
<i>Fusarium semitectum</i>	Zearalenon (ZEA)
<i>Fusarium graminearum</i>	Deoxinivalenol (DON) és Nivalenol (NIV)

A mikotoxinokkal az 1960-as évektől kezdtek el foglalkozni, mikor is Angliában több mint százezer pulyka pusztult el májvérzés következtében. Átfogó vizsgálatok kimutatták, hogy *Aspergillus flavus*-szal fertőzött mogyoróliszt okozta a mérgezést. Ezt követően az elhullást okozó toxint aflatoxinnak nevezték el, mely a mai napig az egyik leggyakrabban előforduló mikotoxin (Varga et al. 2009).

A mikroszkópikus penészgombák közül már 350 fajról ismert, hogy mikotoxinokat termelnek, ezeket hívjuk mikotoxinogéneknek. Ezen gombák által termelt mikotoxinok száma pedig a 300-at is meghaladja, viszont ezek közül körülbelül 10 darab az (1. táblázat), melyek súlyos megbetegedéseket képesek okozni (Deák et al. 2006). A mikotoxinok keletkezését két szakaszra lehet bontani, az első a betakarítási szakasz, ahol endofita vagy szimbióta kölcsönhatások révén jönnek létre, melyek az élő növény és a patogén között zajlanak. A második a betakarítás utáni szakasz, ahol a vízaktivitás és további környezeti tényezők befolyásolják a mikotoxin termelést (Varga et al. 2009).

A kémiai szerkezetük alapján rendkívül változatos vegyületek, így a mérgezés által kiváltott tünetek is változatosak. A mikotoxin bevitele az emberi szervezetbe különböző mennyiségben már okozhat akut tüneteket, mint a remegés, hasmenés, hányás. Viszont a folyamatos, hosszan tartó mérgezés már krónikus megbetegedésekhez vezethetnek. Ilyen lehet a szaporodóképesség csökkenése, fejlődési rendellenességek, ellenállóképesség csökkenése, az idegrendszer károsodása és a rák kialakulásának lehetősége. A mikotoxinok hatásossága annak tudható fel, hogy igen kis koncentrációban hatnak, és a kis dózis hatása is már kumulálódik a szervezeten belül. A mérgezés kezelésének hatásossága a mai napig elég csekély, ezért a legjobb védekezés a megelőzés (Deák et al. 2006).

2.5. A szemes cirkot szennyező mikotoxinok bemutatása és jellemzése

A világ túlnyomó részén a mikotoxinnal szennyezett szemes ciroknál csak nagyon kevés esetben, vagy egyáltalán nincsenek határértékek megszabva. Az Európai Unió globális viszonylatban is az egyik legszigorúbb szabályozási rendszerrel rendelkezik a növényi alapú termékek tekintetében is. Ennek ellenére a szemes cirok mikotoxin szennyezettségének határértékei a mai napig nincsenek szabályozva sem takarmány alapanyagokban, sem az élelmiszerekben (EK 1881/2006).

Aflatoxin

A különböző mikotoxinok közül, élelmiszerekből és takarmányokból a legtöbbször izolált típusok, az aflatoxinok (Iqbal et al. 2015). Ezek a szemes cirok szemtermésében is nagyobb mértékben fordulnak elő a többi mikotoxinhoz képest. A mikotoxin csoportok jelenlétét a cirokban, illetve a cirok alapú italokban első sorban az ázsiai kontinensen vizsgálták (Abdulkadar et al. 2000; Cheraghaliet al. 2007; Ghali et al. 2008, 2009). Az aflatoxint az *Aspergillus* nemzetségen belül 21 faj termeli. Világviszonylatban a termények 25%-a szennyezett, ami azért okoz nagy problémát, mivel bizonyítottan rákkeltő és mutagén hatással rendelkezik (Niessen et al. 2018). A cirokban való előfordulásáról és koncentrációjáról az 1980-as évektől, egészen napjainkig rendelkeznek már adatokkal. Gyakori és súlyos egészségügyi kockázata miatt több ország és nemzetközi szervezet szigorú szabályozásokat hozott létre az aflatoxinnal szennyezett élelmiszerek és takarmányok kezelésére, illetve kereskedelmének betiltására (USFDA 2000; EC 2006; ANVISA 2011).

Zearalenon

A zearalenon egy erős ösztrogén alapú metabolit, mely a *Fusarium* nemzetség fajai közül a *Gibberella zeae* anamorf alakja; a *Fusarium graminearum* termeli. Megjelenik búzában, zabban, kölesben, árpában, kukoricában és a cirokban is. Hatással van a nők reprodukciós képességére, illetve a férfiak reproduktív rendszerére. Gyakran B típusú trichotecénnel együtt mutatják ki, mivel ugyan azok a gombafajok termelik (Gupta et al. 2018). A zearalenon határérték számos országban meghatározott az élelmiszerek és a takarmányok vonatkozásában. Kifejezetten a cirok esetében csak Kolumbia szabott maximális határértéket az élelmiszerekre, ami 1000 µg/kg (FAO 2004). A legújabb kutatások szerint a zearalenon szintje legtöbb esetben alacsony, viszont figyelembe kell venni, hogy a jelenléte más *Fusarium* fajok által termelt mikotoxinok jelenlétére is utalhat (Ayalew et al. 2006).

Fumonizin

A mikotoxinok egy másik csoportja, a fumonizinek is nagy egészségügyi kockázattal bírnak. Egy 1995-ös Dél-Indiában végzett vizsgálat alapján nagy mennyiségben mutattak ki fumonizint, aminek következtében 1424 embert ért toxicitás. A mikotoxin bizonyítottan főként kukoricából és cirokból származott (Reddy és Raghavender 2008).

A fumonizint a *Fusarium* nemzetséghez tartozó fajok termelik, ezen belül is elsősorban a *Fusarium verticillioides* és a *Fusarium proliferatum*. Állategészségügyi szempontból is kifejezetten veszélyesnek számít, mivel sertésnél tüdőödémát, lovaknál pedig leukomaláciát

okozhat. A toxicitással kapcsolatos klinikai tünetek eltérőek lehetnek annak tükrében, hogy mennyire érzékeny az érintett, illetve, hogy mi az elsődleges célszervezet (IARC, 2002). Az összes fumonizin esetében maximum határérték van megállapítva (EC, 2006). Ezeket az adatokat lehet a cirok szemtermésre is extrapolálni, viszont figyelembe kell venni, hogy két szerző is arról számolt be, hogy emberi fogyasztásra szánt etiópai minták jóval meghaladták ezeket az értékeket (Ayalew et al. 2006; Taye et al. 2016).

Deoxinivalenol

A deoxinivalenolt a trichotecén toxinok közé sorolják, ezen belül is a B-típusú trichotecénekhez tartozik. Megkülönböztetünk 15-acetil-deoxinivalenolt (15-A-DON) és 3-acetil-deoxinivalenolt (3-A-DON). Az A-típusú trichotecénekhez soroljuk többek között a TCTA (T2, HT2) toxinokat is. Viszont Magyarországon első sorban a deoxinivalenol fordul elő leggyakrabban (Szeitzné Szabó 2009).

Nem okoz különösebben nagy problémát a cirok szemtermés szempontjából, mivel az eddig említett mikotoxinokhoz viszonyítva jóval kisebb mértékben van jelen. Ami mégis aggodalomra adhat okot, hogy a rendszerint együtt mutatható ki trichotecénnel, amit szintén a *Fusarium graminearum* termel. Ez viszont komoly egészségkárosodást okozhat mind emberben, mind állatban egyaránt (Piacentini et al. 2019). A takarmányban előforduló magas deoxinivalenol érték az állat takarmányfelvételének csökkenéséhez, súlygyarapodás csökkenéséhez és anorexiához vezethet. Immunszuspenzió alakulhat ki, mely a fertőzött szempontjából nagyobb érzékenységet jelent a bakteriális fertőzésektől. Bizonyos esetekben a reprodukatív rendszerre is hatással lehet, azaz az alomszám csökkenéséhez vezethet (CAST 2013). Állatokon végzett akut toxicitási vizsgálatok alapján kijelenthető, hogy a nagy mennyiségű deoxinivalenol mérgezés az emberi szervezetben is hasonló hatást fejthet ki (Pestka és Smolinski 2005). A deoxinivalenol határértékét csak néhány tucat ország szabályozza, viszonylag kevés élelmisznél és elsősorban gabonákra vonatkoztatva (Astoreca et al. 2019).

Tenuazonsav, gliotoxin és az úgynevezett „emerging” mikotoxinok

Jelenleg erre a négy mikotoxin csoportra összpontosítanak a cirok esetében, viszont a közelmúlt kutatásai azt is alátámasztják, hogy egyéb mikotoxinok is jelen lehetnek nagyobb mennyiségben (Astoreca et al. 2019). Egy tanulmány szerint a cirok alapú élelmiszerekből tenuazonsav (TEA) mikotoxint mutattak ki nagy mennyiségben, ami különösen a gyerekekre potenciális egészségügyi kockázatot jelent. Ezt a mikotoxint az *Alternaria* és a *Phoma* fajok

termelik (Rychlik et al. 2016). A Codex Committee on Contaminants (CCCF) in Foods kijelentette, hogy a *Phoma sorghina* jelenlétére nagyobb figyelmet kell fordítani, mivel a nagymértékű toxintermelésének veszélye a cirkon és egyéb gabonákon fennáll (CCCF, 2012). Cirokban való előfordulását már több kutatás is alátámasztja (Asam és Rychlik 2013; Oliveira et al. 2017).

Egy másik nagy jelentőséggel rendelkező mikotoxin lehet a gliotoxin (GTX). Ezt az *Aspergillus fumigatus* termeli és már szintén több cirokmintából is sikerült izolálni. Egy konkrét mérésnél széles körben használt állati takarmány 50%-a volt szennyezett különböző mértékben gliotoxinnal. Valószínűsíthető, hogy ez negatív hatást gyakorolt az állatok termelékenységére és egészségi állapotára is egyaránt (Keller et al. 2012).

Továbbá érdemes megemlítenek az emerging mikotoxinokat, melyeket szintén termelhetnek *Fusarium* fajok. Ide soroljuk többek között a beauvericint (BEA), enniationokat (ENNs) vagy az apidicint (API). A legnagyobb probléma, hogy ezekre a toxinokra még nincs érvényben lévő szabályozás a takarmányok vagy élelmiszerek tekintetében, így a szemes cirok szemtermésének szennyezettségi bevizsgálásakor mindenképp fontos lépés lehet a későbbiekben az említett mikotoxinok jelenlétének és mennyiségének mérése (Peerzada et al. 2017).

3. Anyag és módszer

3.1. Monospóras tenyészetek előállítása

A kísérletemhez az Integrált Növényvédelmi Tanszék laboratóriuma biztosított különböző genotípusú szemes cirkot Gyékényes, Hedrehely, Mezőhegyes és Mezőberény településekről. A mintákból kihántolt szemek papírdobozba kerültek. A kezelésük során 2-3 percig 10%-os hipóban (NaOCl) áztak, majd szűrő alatt 5 percig folyóvízzel történt a felületi fertőtlenítés. Ezt követően antibiotikumokkal (PCNB és kloramfenikol) kezelt, szelektív táptalajra kerültek, melyek 9 cm átmérőjű, felirattal ellátott petricsészékbe voltak kiöntve.

A vizsgálataim első lépése volt, hogy monospóras tenyészeteket készítsek, mivel ez a *Fusarium* fajok faj szintű azonosításának egyik meghatározó eleme.

A munkafolyamatokat lamináris fülkében végeztem steril körülmények között (12. ábra). A kísérlet során végig PDA táptalajjal dolgoztam. Ennek elkészítéséhez 1 liter desztillált vizet mértem ki, melyhez 39g PDA port és 10 ml kloramfenikolt adtam hozzá. A táptalajt 121 °C-on 20 percig sterilizáltam autokláv segítségével. Autoklávos sterilizálást követően 90 mm átmérőjű petricsészékbe mértem ki 10-10 ml táptalajt.

10^{-6} -on hígítási sort készítettem. 7 db centrifugacsövet készítettem elő, melyeket feliratoztam. 6db-ot kiválasztottam és 9-9 ml desztillált vizet pipettáztam a centrifugacsövekbe. Ez volt a hígítási sor.



12. ábra Monospóras tenyészetek készítése lamináris fülkében
(Fotó: Frisch, 2022)

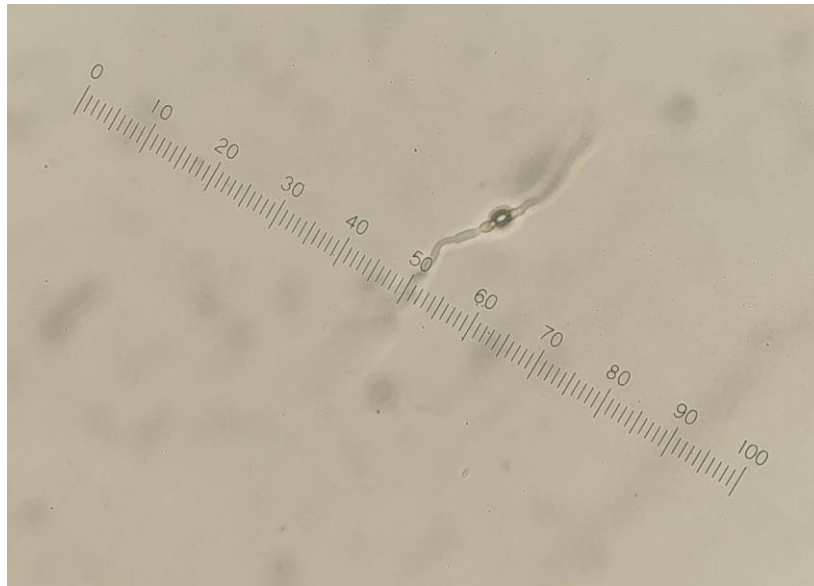
A kiválasztott gombára 6 ml desztillált vizet pipettáztam, majd a táptalajjal együtt kivágtam belőle két darabot szikével. A rápipettázott desztillált vizet gyenge összerázás után visszapiptáztam a centrifugacsőbe és áthelyeztem a kivágott mintát. Ez volt a hetes számú centrifugacső, amely így a törzsoldatot képezte. 2-3 percig vortexeltem. Ebből 1 ml-t a 10^{-1} hígításba pipettáztam, majd vortexeltem. Ezt megismételtem a 10^{-6} hígításig (13. ábra).



13. ábra Hígítási sor (Fotó: Frisch, 2022)

Az összes hígításból átpipettáztam 100 μ l-t a 10 ml-es PDA táptalajokra. Steril szélesztőpálca használatával szélesztettem az oldatot, majd 15 órára 25 °C-ra, sötétre beállított termosztátba helyeztem, hogy a konídiumok növekedését indukáljam.

A táptalajon kinőtt konídiumokat eltérő nagyítású objektívvel vizsgáltam fénymikroszkóp segítségével. Az észlelt monospórát (14. ábra) a petricsésze alján filctollal jelöltem. A monospórát steril szikével táptalajjal együtt kivágtam, és áthelyeztem egy petricsészébe, amelybe előzőleg szintén PDA táptalajt mértem ki. Ezeket szintén behelyeztem a 25 °C-os termosztátba és 24 óra elteltével ellenőriztem, hogy a gomba növekedésnek indult-e, illetve, hogy valóban csak egy darab monospórát izoláltam-e.



14. ábra Monospóra fénymikroszkóp alatt (Fotó: Frisch, 2022)

3.2. Makroszkópikus vizsgálatok

A szemes cirok szemtermésekből izolált, és PDA táptalajra átvitt monospóras tenyészeteket 7-10 nap elteltével, mikor már megfelelő mértékben kifejlődött a gomba, telepmorfológiai vizsgálatoknak vettem alá. A vizsgálat fő szempontja a gomba által létrehozott micélium szövetek pigmentáltsága, illetve a táptalaj pigmentáltsága volt, melyekről fotókat is készítettem (15. ábra).



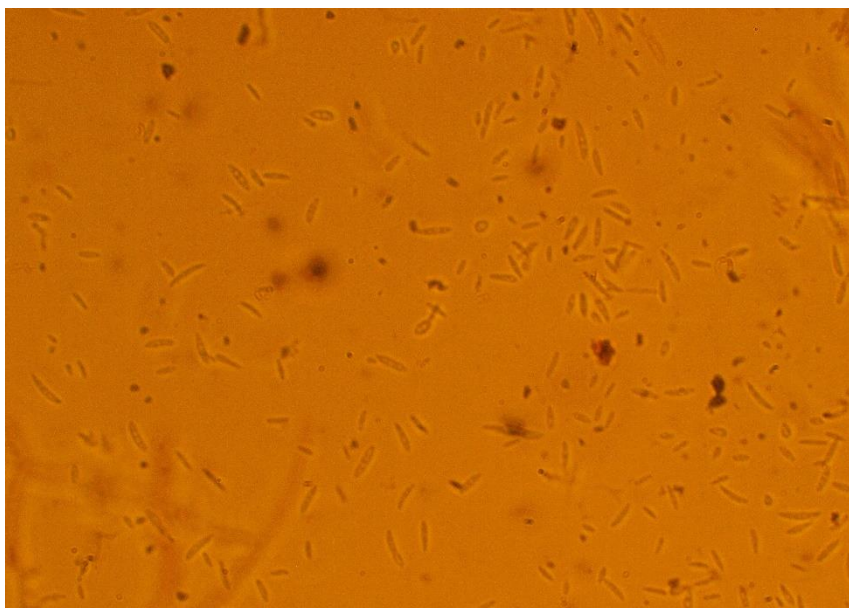
15. ábra: PDA táptalajra oltott gomba micélium (1) és táptalaj (2) pigmentáció (Fotó: Frisch, 2022)

3.3. Mikroszkópikus vizsgálatok

A mikroszkópikus vizsgálatokhoz a PDA táptalajon kinőtt monospóras tenyészetekből mikroszkópi preparátumot készítettem. Az elkészítéséhez tárgylemezre csepegtettem glicerint, amire ráhelyeztem a micéliumszöveteket, majd fedőlemezrel lefedtem. A preparátumokat Olympus BX50 típusú fénymikroszkóp (16. ábra) segítségével vizsgáltam, amire Olympus E420 típusú tükörreflexes fényképezőgép volt felszerelve, amivel képeket is tudtam rögzíteni (17. ábra). A vizsgálat során első sorban makro- és mikrokonídiumokat kerestem, illetve egyéb *Fusarium* nemzetségbe tartozó fajokra jellemző képleteket, mint például klamidospórákat. Figyelembe vettem a konídiumok morfológiáját, elhelyezkedését és a mintában lévő mennyiségét is, mivel ezek mind faji jellegzetességek lehetnek a *Fusarium* nemzetségben belül.



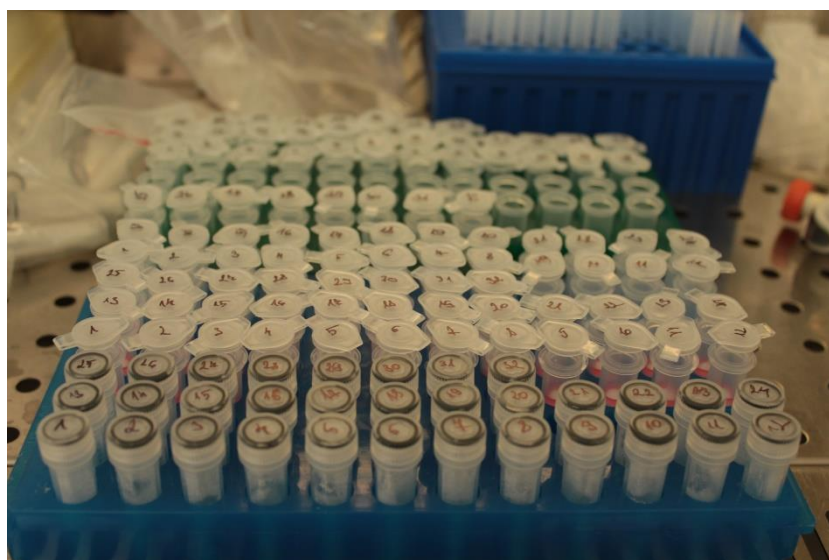
16. ábra: Olympus BX50 fénymikroszkóp
Olympus E420 tükörreflexes fényképezővel
(Fotó: Frisch, 2022)



17. ábra: Makro- és mikrokonídiumok fénymikroszkóp alatt
(Fotó: Frisch, 2022)

3.4. Molekuláris vizsgálatok

A felszaporított monospórák tenyészetekből DNS kivonást végeztem Zymo Research Fungal/Bacterial DNA MiniPrep Kit segítségével (18. ábra). A folyamatot a gyártó utasításainak megfelelően végeztem el (Melléklet 1).



18. ábra: ZR Fungal/Bacterial DNA MiniPrep KIT összeállítása
(Fotó: Frisch, 2023)

A polimeráz láncreakció során a PCR termékek DreamTaq Master Mixet (Thermo Fisher Scientific), a monospórák tenyészetekből kivont DNS-t, a forward és reverse primert (2. táblázat) és desztillált vizet tartalmaztak. A PCR termék a gyártó utasításainak megfelelően lett

elkészítve. Standard polimeráz láncreakciót alkalmaztam a TEF-1 α (transzlációs elongációs faktor) génrégió amplifikálására. A PCR amplifikáció a következő módon futott: 1 ciklus kezdeti denaturálás 95 °C-on 2 percig, 35 ciklus denaturálás 95 °C-on 30 másodpercig, annealing 53 °C-on 1 percig, lánchosszabbítás 72 °C-on 90 másodpercig, és 1 ciklus végső lánchosszabbítási 72 °C-on 5 percig. A PCR során ~700 bp termék amplifikálódott. A PCR termékeket formaldehid agaróz gélben (100V 60 perc) megfuttattam, majd a gél elektroforézist követően a DNS minták épségét vizsgáltam UV fény alatt.

A *Fusarium* nemzetség pontos faj szintű beazonosításához a PCR termékek Sanger féle szekvenálására lenne szükség, viszont erre a kísérletem során nem volt lehetőség.

2. táblázat: A kísérletben használat primer pár

Primer neve	Primer szekvencia	PCR termék várható mérete (bp)	Hivatkozás
ef1	5'-ATGGGTAAGGA(A/G)GACAAGAC-3'	700 bp	O'Donnell et al. 2000
ef2	R: 5'-GGA(G/A)GTACCAGT(G/C)ATCATGTT-3'	700 bp	O'Donnell et al. 2000

4. Eredmények és értékelésük

4.1. Az izolált *Fusarium* fajok telepmorfológiája és konídium morfológiája

A vizsgálatokhoz 32 darab monospóras tenyészetet készítettem elő, melyek telepmorfológiáját és a belőlük készített mikroszkópi preparátumból a konídiumok morfológiáját vizsgáltam (3. táblázat).

3. táblázat: Monospóras tenyészetek makro- és mikromorfológiai vizsgálatának összesítése (2. és 3. melléklet)

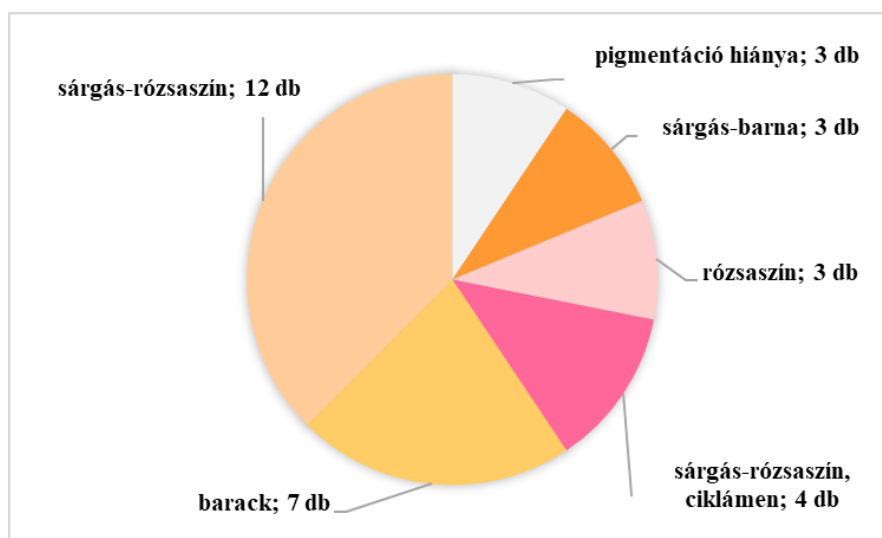
Monospóras tenyészetek	Micélium (mennyiség, pigmentáltság)	Táptalaj (pigmentáltság)	Makrokonídium (mennyiség, forma, tagoltság)	Mikrokonídium (mennyiség, forma, tagoltság)
F01	kevés, barack	sárga-ciklámen	kevés, rövid, zömök, vastagfalú	sok, ovális alakú
F02	bőséges, sárgás-rózsaszín	sárga-ciklámen	kevés, apró, vastag falú	sok, lapított, ovális alakú
F03	bőséges, sárgás-rózsaszín	rózsaszín-ciklámen	sok, vegyes méretű, rövidebb és hosszabb, vékony falú, némelyik facolt	sok, ovális
F04	kevés, vékony réteg, rózsaszín	fehér, pigmentáció hiánya	sok, 2 harántfallal tagolt, rövid, vékony falú	sok, ovális alakú
F05	kevés, vékony réteg, rózsaszín	fehér, pigmentáció hiánya	kevés, apró, egyenes, vékony falú	sok, ovális alakú
F06	bőséges, sárgás-rózsaszín	rózsaszín-ciklámen	kevés, 3 harántfallal tagolt, egyenes	sok, ovális alakú
F07	bőséges, sárgás-rózsaszín	rózsaszín-ciklámen	kevés, apró, vékony falú	sok, ovális alakú, tagolatlan és 1 harántfallal tagolt
F08	bőséges, sárgás-rózsaszín	rózsaszín-ciklámen	kevés, 2-3 harántfallal tagolt, enyhén görbült, vékony falú	sok, ovális alakú
F09	bőséges, sárgás-	ciklámen	kevés, apró, falcolt	sok, ovális alakú

	rózsaszín, ciklámen			
F10	bőséges, sárgás- rózsaszín	barack, rózsaszín- ciklámen	kevés, apró, zömök, vékony falú	sok, ovális alakú, tagolatlan és 1 harántfallal tagolt
F11	kevés, sárgás- rózsaszín	sárga-ciklámen	sok, vegyes alakú, 2-3 harántfallal tagolt	sok, ovális alakú
F12	bőséges, sárgás- rózsaszín	ciklámen	sok, nagy, hosszú, enyhén gömbült, hegyes végű, 2-3-4 harántfallal tagolt	sok, ovális alakú, tagolatlan és 1 harántfallal tagolt
F13	kevés, porszerű, pigmentáció hiánya	fehér, pigmentáció hiánya	kevés, vékony, hosszú, hegyes-, gömbült végű, 3-4 harántfallal tagolt	sok, ovális alakú
F14	bőséges, barack	barack, rózsaszín- ciklámen	sok, vegyes méretű és alakú, falcolt, 2-3-4 harántfallal tagolt	sok, ovális alakú
F15	bőséges, sárgás- rózsaszín	ciklámen	sok, apró, vékony, egyenes, hosszú, 2-3 harántfallal tagolt	sok, ovális alakú
F16	kevés, pigmentáció hiánya	rózsaszín	kevés, egyenes, vékony falú, 2-3- 4 harántfallal tagolt	sok, ovális alakú
F17	bőséges, sárgás- rózsaszín, ciklámen	ciklámen	kevés, egyenes, falcolt	sok, ovális alakú
F18	bőséges, sárgás- rózsaszín	ciklámen	sok, vegyes alak és méret, 2-3-4 harántfallal tagolt	sok, ovális alakú
F19	bőséges, pigmentáció hiánya	fehér, pigmentáció hiánya	sok, vékony és enyhént gömbült, vékony falú, 2-3 harántfallal tagolt	sok, ovális, tagolatlan

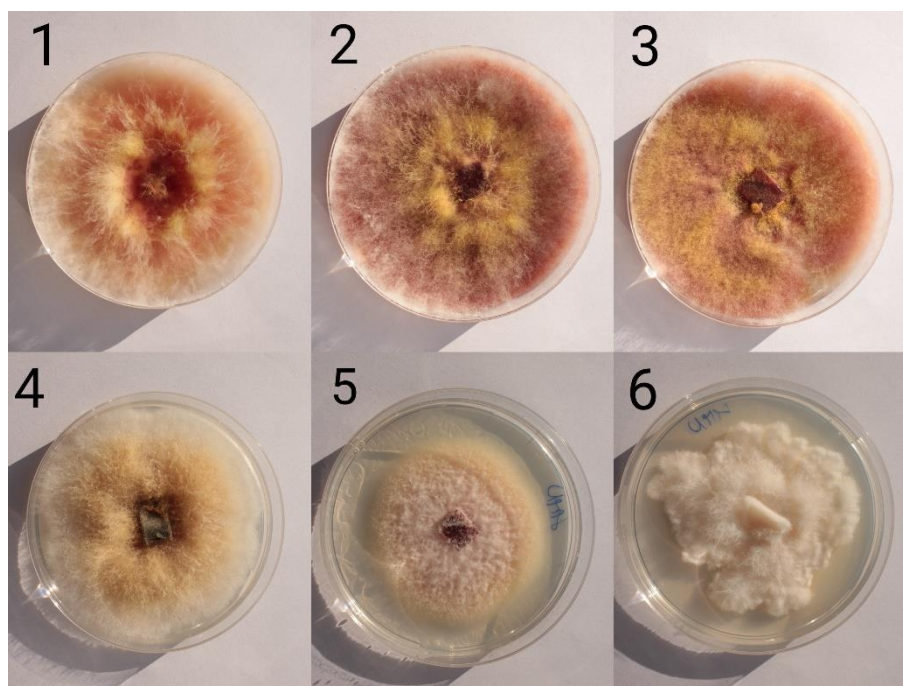
F20	bőséges, barack	barack, rózsaszín- ciklámen	sok, vegyes alakú, görbült, 4- 5 harántfallal tagolt	sok, ovális
F21	bőséges, sárgás- rózsaszín	barack rózsaszín- ciklámen	kevés, apró	sok, ovális alakú
F22	bőséges, barack	sárga-ciklámen	sok, egyenes és enyhén görbült, falcolt	sok, ovális alakú
F23	bőséges, rózsaszín	sárga-ciklámen	kevés, egyenes, vastag falú, falcolt	sok, ovális alakú, tagolatlan és 1 harántfallal tagolt
F24	bőséges, barack	ciklámen	sok, vegyes méretű, vékony, enyhén görbült, vékony falú, 3-4- 5 harántfallal tagolt	sok, ovális alakú
F25	bőséges, barack	rózsaszín- ciklámen	sok, vegyes alakú, 2-3 harántfallal tagolt	sok, ovális alakú
F26	bőséges, barack	ciklámen	sok, vegyes méretű és alakú, 2-3 harántfallal tagolt	sok, ovális alakú
F27	bőséges, sárgás-barna	sárga	sok, vegyes alakú, vékony falú, 3-4-5 harántfallal tagolt	sok, ovális alakú
F28	bőséges, sárgás- rózsaszín	rózsaszín- ciklámen	kevés, egyenes, vékony falú, 1-2- 3 harántfallal tagolt	sok, ovális alakú, tagolatlan
F29	bőséges, sárgás- rózsaszín, ciklámen	ciklámen	kevés, egyenes, vékony falú, 2-3 harántfallal tagolt	sok, ovális alakú
F30	bőséges, sárgás-barna	sárga	sok, vegyes alakú, 2-3-4 harántfallal tagolt	sok, ovális alakú
F31	bőséges, sárgás- rózsaszín, ciklámen	ciklámen	kevés, vegyes alakú, vastag falú, falcolt	sok, ovális alakú, tagolatlan

F32	bőséges, sárgás-barna	sárga-ciklámen	kevés, apró, vékony falú	sok, ovális alakú
-----	--------------------------	----------------	-----------------------------	-------------------

A gombák által képzett micéliumok pigmentáltságát hat színárnyalatra, illetve színekombinációra osztottam fel a vizsgálatok alapján (19. ábra). Ezek: a barack (7db), rózsaszín (3db), sárgás-rózsaszín (12db), sárgás-rózsaszín-ciklámen (4db), sárgás-barna (3db) és pigmentációval nem rendelkező (3db) gombák (20. ábra). A mintáim túlnyomó többségében a sárgás-rózsaszín színátmenet fordult elő leggyakrabban.

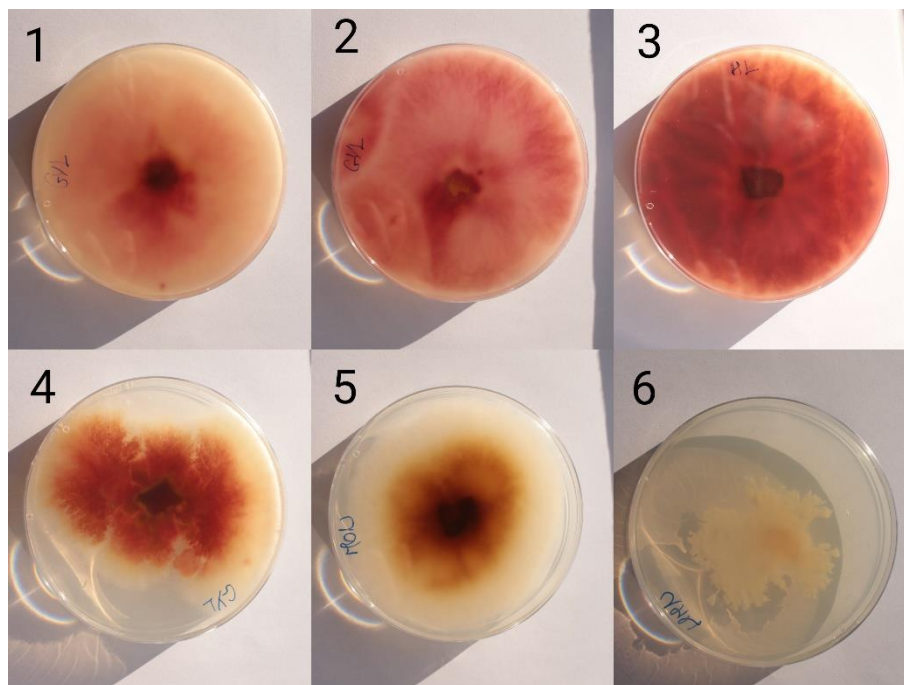


19. ábra: A gombák micélium pigmentációjának aránya



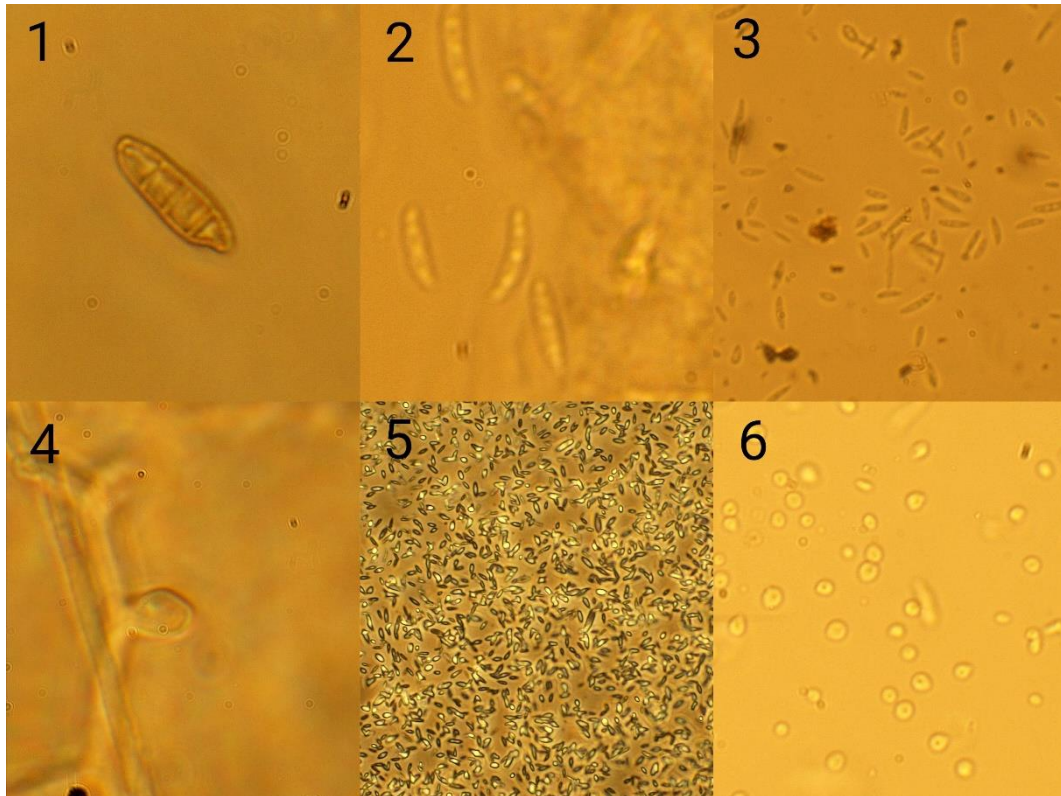
20. ábra: Micélium pigmentáció: barack (1), sárgás-rózsaszín-ciklámen (2), sárgás-rózsaszín (3) sárgás-barna (4) rózsaszín (5) pigmentáció hiánya (6) (Fotó: Frisch, 2023)

A táptalajon tapasztalható pigmentációt tekintve szintén hat színárnyalatot-, színátmenetet tudtam megkülönböztetni, olyanokat, mint a sárga, sárga-ciklámen, ciklámen, barack-rózsaszín-ciklámen, rózsaszín-ciklámen. Továbbá a pigmentáció hiányát is tapasztaltam néhány mintánál (21. ábra).



21. ábra: Táptalaj pigmentáció: barack-sárga-ciklámen (1), rózsaszín-ciklámen (2), ciklámen (3) sárga-ciklámen (4) sárga (5) pigmentáció hiánya (6) (Fotó: Frisch, 2023)

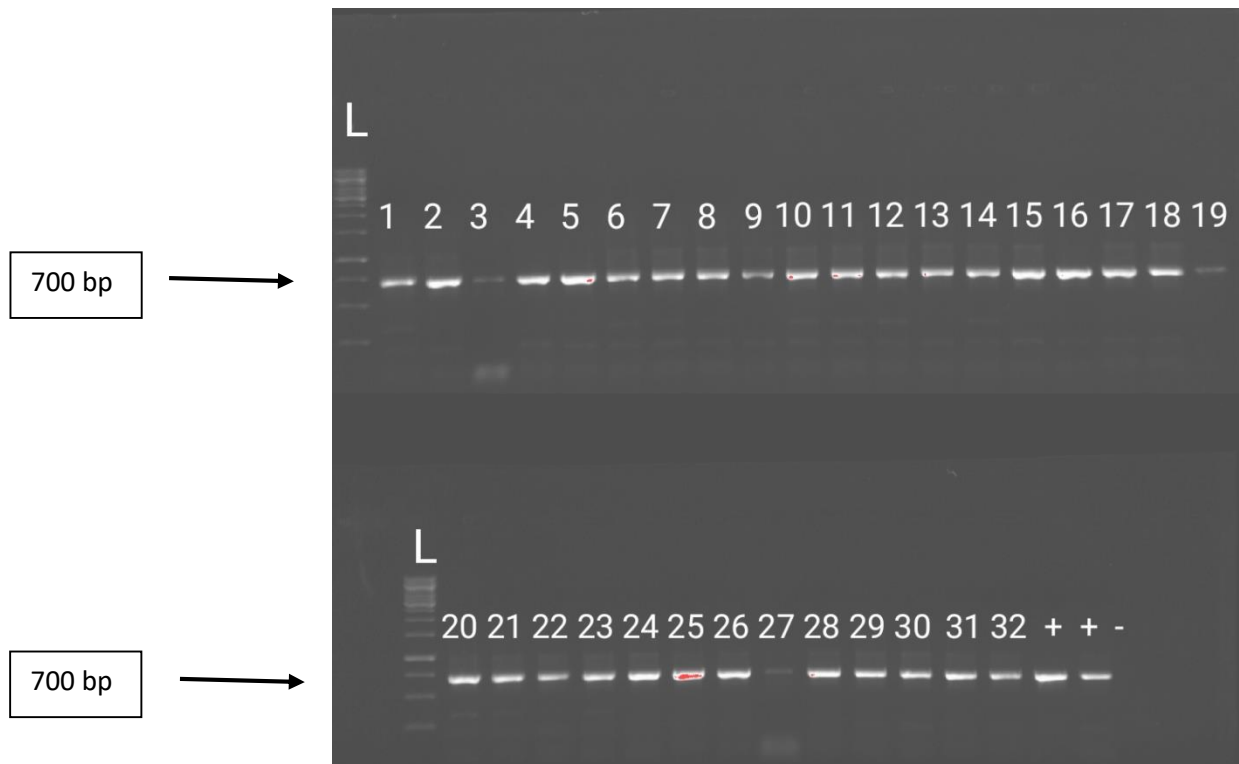
A mikroszkópos vizsgálatok során a konídiumok számának mennyisége, a harántfalakkal való tagoltsága, és az alaki megjelenése a minták között, és egy-egy adott mintában is változatos volt. A minták nagy részében bőségesen találtam makro- és mikrokonídiumokat is egyaránt. A makrokonídiumok osztoztságukat tekintve az osztatlantól egészen a 4-5 harántfallyal való tagoltságig terjedt. A mikrokonídiumok között szintén találtam tagolt és tagolatlant. A makrokonídiumok formája a rövid-, egyenes-, zömöktől, a hosszú-, görbült-, vékonyig terjedt és ezeknek minden féle kombinációja is előfordult. A mikrokonídiumok alakja ovális, tojásdad vagy kerek volt a vizsgált mintákban. Jellemző, a konídiumokon kívül *Fusarium* fajra utaló egyéb képletek közül némely mintákban találtam klamidospórákat és citrom alakú mikrokonídiumokat is (22. ábra).



22. ábra: Mikszroszkópos képek: 3 harántfallal tagolt makrokonídium (1), egység alakú, 3-5 harántfallal tagolt makrokonídiumok (2), változatos formájú makrokonídiumok (3), klamidospóra (4), mikrokonídiumok (5), citrom alakú mikrokonídiumok (6) (Fotó: Frisch, 2023)

4.2. Az izolált *Fusarium* fajok molekuláris genetikai azonosítása

A monospóras tenyészetekből izolált DNS, és az ebből összeállított PCR termékek gél elektrofoézisét követően, UV fény alatt értékeltem az eredményeket. A forward és reverse (ef1/ef2) elongációs faktorra specifikus primer párokra minden esetben kaptam eredményt (23. ábra). A 3, 9 és 27-es mintán halvány band jelent meg. Ezeket leszámítva az összes mintából izolált faj DNS mintájában szaporította fel az elongációs faktorra specifikus primer a cél szekvenciát.



23. ábra: ef1/ef2 primerpárral futtatott gél (Fotó: Frisch, 2023)

5. Következtetések és javaslatok

A monospórás tenyészték készítése során 32 mintát izoláltam, amelyek mindegyike cirok szemtermésekről izolált *Fusarium* nemzetségbe tartozó gombáké. A makro- és mikromorfológiai összehasonlítás során első sorban a The Fusarium Laboratory Manual (Leslie és Summerell 2006) szakmai irodalmat vettem alapul és többek között erre építettem fel következtetéseimet.

Telepmorfológiai vizsgálatoknál elsődlegesen a micélium pigmentáltságára fókuszáltam, mely a mintáim túlnyomó részében sárgás-rózsaszín, ciklámen és barack színátmenetekben jelentek meg. A táptalaj pigmentáltságát tekintve sárgás, rózsaszín-ciklámen és barack színskálát figyeltem meg. A *Fusarium* fajok többségére kifejezetten jellemző a pigmentáció hiányától kezdve egészen a lila színig való micélium pigmentáció. A táptalajnál a pigmentáció hiányától egészen a sötétlilaig is terjedhet a színskála (Leslie és Summerell 2006).

A makro- és mikrokonídiumok morfológiai összehasonlításánál a mikroszkópi preparátumok között, és egy mintán belül is eltérő mennyiségű, formájú és tagoltságú mikro- és makrokonídiumot találtam, illetve klamidospórákat is detektáltam.

A morfológiai összehasonlítás a *Fusarium* nemzetségen belül kifejezetten nehéz, illetve az esetek többségében bizonyos fajok között nem lehetséges. Ennek oka, hogy számos olyan bélyeggel rendelkeznek a különböző fajok, melyek az összehasonlítás során nem, vagy csak nehezen különböztethetőek meg. A többségüket csak párosodási tesztekkel vagy molekuláris markerek segítségével lehet megbízhatóan elkülöníteni egymástól (Torres-Cruz et al. 2022; Leslie és Summerell 2006).

A molekuláris genetikai vizsgálatok során a gomba mintákból izolált DNS-eket a specifikus primerek transzlációs elongációs faktorra (TEF1- α) való felszaporítása alapján biztosan kijelenthető, hogy az összes minta, amivel dolgoztam, valamilyen *Fusarium* nemzetséghez tartozó fajé. Ezt az elvégzett makro- és mikromorfológiai elemzéseim is alátámasztják, hiszen a makro- és mikromorfológiai jegyek alapján, az általam izolált gombák a *Fusarium* nemzetségbe tartoznak (Crous et al. 2021; Torres-Cruz et al. 2022).

Az általam feldolgozott szakirodalom (Leslie és Summerell 2006; Crous et al. 2021; Torres-Cruz et al. 2022) és az ez alapján elvégzett makro- és mikromorfológiai vizsgálataim alapján azt a következtetést vontam le, hogy a kísérletben felhasznált mintáim között a következő fajok fordulhatnak elő nagy valószínűséggel;

Fusarium verticillioides-re jellemző sárgás-rózsaszín, ciklámen színárnyalatú micéliummal rendelkező monospóras tenyészeteket detektáltam, melyek agar pigmentációja a barack színtől a ciklámenig terjedt. A konídium összetétel változatos, de jellemzően 3-4-5 harántfallal tagolt, hosszú, karcsú és enyhén falcolt, egyenes és enyhén görbült makrokonídiumok jellemezték. Emellett nagy mennyiségű tagolatlan, ovális mikrokonídium volt a vizsgált mintákban, ami mellett néha klamidospórát is véltem felfedezni, ami szintén faji jellegzetesség.

Fusarium proliferatum és *Fusarium subglutinans* fajokra jellemző kezdetben fehér, majd később enyhén lilás micéliumokat detektáltam vizsgálataim során, melyek agar pigmentációja elmaradt, vagy enyhén lilás színűvé alakult. Itt a konídiumok szintén vegyes morfológiai tulajdonságokkal rendelkeztek, de a fajokra jellemző egyenes vagy enyhén görbült, vékony, 3-4-5 harántfallal tagolt makrokonídiumokat is véltem felfedezni. Emellett nagy mennyiségű, ovális alakú mikrokonídiumot.

Fusarium napiforme és *Fusarium thapsinum* fajokra kifejezetten jellemző citrom alakú mikrokonídiumokat is felfedeztem néhány mintában. A *F. thapsinum* szinte teljesen megegyezik a *F. verticillioides* morfológiai jegyeivel, míg a *F. napiforme* más fajkomplexumba tartozó fajokhoz hasonlítható. Továbbá a *F. napiforme* szintén termel klamidospórát, melyeket a mikroszkópos megfigyelések alatt tapasztaltam

A *Fusarium semitectum* fajra jellemző fehéres, később barnás árnyalatú micéliumszövedékeket is vizsgáltam, melyeknél a táptaj pigmentáltsága sárgás-barnává alakult. Egyenes vagy ívelt, 3-4-5 harántfallal tagolt makrokonídiumokat és ovális mikrokonídiumokat is találtam a mintákban. Továbbá a fajra jellemző klamidospóra is jellemző volt.

A *Fusarium andiyazira* utaló pelyhes-, porszerű, fehér micéliumokat is megfigyeltem, melyeken agar pigmentációt nem tapasztaltam. A makrokonídiumok változatosak, egyenes vagy görbült, 4-5 harántfallal tagoltak, többségében vékony falúak voltak. A mikrokonídiumok nagy számban fordultak elő. A fajra kifejezetten jellemző pszeudoklamidospórát nem azonosítottam.

Ezek a következtetések nem zárják ki annak a lehetőségét, hogy más *Fusarium* nemzetségbe tartozó fajok is szerepeljenek az összehasonlított monospóras tenyészetek között. A szakirodalmi áttekintés során törekedtem azon *Fusarium* fajok dolgozatomban történő feldolgozására, amelyek előfordulási lehetősége a legvalószínűbb szemes cirok szemtermésen.

A pontos faj szintű elkülönítéshez az ef1/ef2 primer párral megfuttatott PCR termékek Sanger szekvenálására lenne szükség (Torres-Cruz et al. 2022), ami a dolgozatomban nem jöhetett létre. Ezért javaslom, hogy a későbbiekben lehetőség szerint az említett eljárást végezzék el annak érdekében, hogy biztos eredményeket kapjunk azzal kapcsolatban, hogy a hazai szemes cirok szemterméseket pontosan mely *Fusarium* fajok fertőzik jelenleg.

Továbbá javaslom, hogy folytassák a *Fusarium* fajok által fertőzött szemes cirok szemterméséből való mintavételezést és az ebből történő DNS izolálást, majd azok faj szintű azonosítását. Emellett a szemtermések mikotoxin szennyezettségének mérését is javaslom, hogy pontosan meg tudjuk állapítani, hogy mely mikotoxinok fordulnak elő a vizsgált szemes cirok szemtermésekben, hiszen a *Fusarium* fajok nagy számú jelenléte nem egyenes arányos a mikotoxin-szennyezettség mértékével (Astoreca et al. 2019). A szakirodalmi áttekintés alapján pedig fontosnak tartom, hogy több figyelmet fordítsunk a hazai ciroktermesztésre és használjuk ki a benne rejlő potenciált.

6. Összefoglalás

Diplomadolgozatomban a szemes cirok (*Sorghum bicolor* (L.) Moench) szemtermésén megjelenő *Fusarium* nemzetségbe tartozó fajok makro- és mikromorfológiai összehasonlításával, továbbá molekuláris genetikai vizsgálataival foglalkoztam. A faj szintű lehetséges beazonosításhoz monospóras tenyészeteket készítettem burgonya dextróz agar (PDA) táptalajra oltva. A kinőtt telepek micéliumainak pigmentáltságát, illetve a gomba által a táptalajon megjelenő pigmentációt vizsgáltam. A telepek túlnyomó többségében bőséges, sárgás-rózsaszín, ciklámen színkombinációjú micéliumokat tapasztaltam, illetve kisebb arányban előfordult barack és sárgás-barna pigmentálódás, továbbá nem pigmentált micéliumot is azonosítottam. A táptalajok pigmentáltsága túlnyomó többségben rózsaszín-ciklámen-barack árnyalatú volt, viszont néhány esetben a pigmentáció hiánya is előfordult.

A mintákból mikroszkópi preparátumokat készítettem, melyeket fénymikroszkóp alatt vizsgáltam. Makro- és mikrokonídiumokat, továbbá egyéb *Fusarium* nemzetségre jellemző képleteket kerestem, mint például klamidospórát. A vizsgálat alatt a konídiumok állását, mennyiségét, alakját és a harántfalakkal való osztottságát elemeztem. A konídiumok a vizsgált minták többségében nagy mennyiségben fordultak elő, egyesével elhelyezkedve. Méret, forma és osztottság szempontjából változatos képet mutattak.

A morfológiai összehasonlítás mellett molekuláris genetikai vizsgálatokat is végeztem, amihez szintén mintát vettem a gombatelepek micéliumából. A mintákból ZR Fungal/Bacterial DNA MiniPrep kit segítségével DNS-t izoláltam. Az ef1/ef2 primer párral dolgoztam, melyet *Fusarium* fajok kimutatására is használnak. A vizsgálat önmagában faj szintű beazonosításra nem alkalmas, ehhez a későbbiekben Sanger féle szekvenálás szükséges (Torres-Cruze et al. 2022). A dolgozatom elvégzésének ideje alatt viszont erre nem volt lehetőségem.

A témával kapcsolatos szakirodalmak tanulmányozását alapul véve, továbbá a makro- és mikromorfológiai vizsgálatokat és a molekuláris beazonosítást figyelembe véve kijelenthető, hogy az összes minta melyekkel dolgoztam, valamilyen *Fusarium* nemzetségbe tartozó fajú. A faj szintű azonosítás a dolgozatomban legfeljebb csak következtetés értékű lehet, mivel számtalan morfológiai hasonlóság jellemzi a *Fusarium* fajokat, melyeket biztosan csak molekuláris markerek és párosodási tesztek segítségével lehet elkülöníteni.

Az általam feljegyzett adatok, illetve a lehetséges további faj szintű molekuláris beazonosítások, reményeim szerint hozzájárulnak a hazai szemes cirok *Fusarium* fajok által történő fertőzöttségének jelenlegi, illetve a jövőbeli kutatásaihoz. Mivel a szemes cirok

házánkban is egyre nagyobb teret nyer, így fontosnak tartom, hogy kellő mértékben foglalkozzunk többek között a növényvédelmével is, kezdve a témám által is taglalt *Fusarium* fajok és egyéb károsító szervezetek megismerésével.

7. Köszönetnyilvánítás

Dr. Kiss József professzor úrnak köszönöm, hogy lehetőséget biztosított számomra, hogy az Integrált Növényvédelmi Tanszéken készíthessem el diplomadolgozatomat.

Dr. Körösi Katalin Orsolyának köszönöm, hogy felajánlotta a diplomadolgozatom alapjául szolgáló témát, és hogy szakmai tudásával hozzájárulva emelte dolgozatom színvonalát.

Szabó Barbara Katalinnak köszönöm a folyamatos labormunkákkal és a dolgozatírással kapcsolatos segítségnyújtást, továbbá, hogy mindig számíthattam rá, ha bárhol megakadtam munkáim folyamán.

Köszönöm a családomnak, barátaimnak, hogy mindenben támogattak a tanulmányaim alatt, mellettem álltak és segítettek. Továbbá köszönöm oktatóimnak az áldozatos munkájukat és mindenkinek, aki bármilyen formában is hozzájárult, hogy idáig eljuthassak és ez a diplomadolgozat megszülethessen.

8. Irodalomjegyzék

1. Abdulkadar, A. H. W., AlAli, A., & Al-Jedah, J. (2000). Aflatoxin contamination in edible nuts imported in Qatar. *Food Control*, 11, 157–160.
2. Antal J. (2000): Növénytermesztők zsebkönyve. Mezőgazda Kiadó. Budapest. 391 p., 107-110 p.
3. Asam, S., & Rychlik, M. (2013). Potential health hazards due to the occurrence of the mycotoxin tenuazonic acid in infant food. *European Food Research and Technology*, 236, 491– 497.
4. Astoreca A.L., Lucia G. Emateguy L.G., Alconada T.M.(2019): Fungal contamination and mycotoxins associated with sorghum crop: its relevance today. *Eur J Plant Pathol*.
5. Ayalew, A., Fehrmann, H., Lepschy, J., Beck, R., & Abate, D. (2006). Natural occurrence of mycotoxins in staple cereals from Ethiopia. *Mycopathologia*, 162, 57–63.
6. Bandyopadhyay, R. (1986): Grain mold. In: Fredriksen R. A. (szerk.): *Compendium of Sorghum diseases*. The American Phytopathological Society. USA. 36-38 p.
7. Bánhegyi J., Tóth S., Ubrizsy G., Vörös J. (1985): Magyarország mikroszkopikus gombáinak határozó könyve II. kötet, Akadémia Kiadó, Budapest, 1151 p. 1094-1102 p.
8. Bartók K. (2008): A növénykórtan alapjai. Ábel Kiadó. Kolozsvár. 262 p., 202-203 p.
9. Bocz E. (1996): Takarmánycirkok. Szemes cirok. In: Bocz E. (szerk.): *Szántóföldi növénytermesztés*. Mezőgazda kiadó. Budapest. 887 p., 423-433 p.
10. Cheraghali, A. M., Yazdanpanah, H., Doraki, N., Abouhossain, G., & Hassibi, M. (2007). Incidence of aflatoxins in Iran pistachio nuts. *Food Chemistry & Toxicology*, 45, 812–816.
11. Claflin, L. E. (1986): Fusarium Root and stalk rot In: Fredriksen, R. A. (szerk.): *Compendium of Sorghum diseases*. The American Phytopathological Society. USA. 27- 28 p.
12. Clayton, W. D., & Renvoize, S. A. (1986). Genera graminum grasses of the world. In *Kew bulletin addition series* (Vol. XIII, pp. 338–345). Kew: Royal Botanic Gardens
13. Codex Committee on Contaminants in Foods (CCCF) (2012). Discussion paper on fungi and mycotoxins in sorghum. Sixth Session Maastricht, the Netherlands, 26–30 March 2012, Agenda item 9 (CX/CF 12/6/14).
14. Council for Agricultural Science and Technology (CAST) (2013). *Mycotoxins: Risks in plant, animal, and human systems*. Vol 139, Ames, Iowa
15. Crous, P. W. Lombard, L. Sandoval-Denis, M. Seifert, K. A. Schroers, H. J. Chaverri, P.; Gené, J.; Guarro, J. Hirooka, Y. Bensch, K. Kema, G. H.J. Lamprecht, S. C.; Cai, L. Rossman, A. Y. (2021) *Fusarium: more than a node or a foot-shaped basal cell*
16. Deák, T., Kiskó, G., Maráz, A., Mohácsiné Farkas, Cs. (2006): *Élelmiszer-mikrobiológia*. Akadémia, 110-118 p.
17. European Commission (EC). (2006). Commission regulation (EC) N° 1881/2006 of 19 December 2006 – Setting maximum levels for certain contaminants in foodstuffs. *Official Journal of the European Union*, L364, 5–24.
18. European Commission (EC). (2007). Commission regulation (EC) N° 1126/2007 on maximum levels for certain contaminants in foodstuffs as regards Fusarium toxins in maize and maize products. *Official Journal of the European Union*, 255, 14– 17.

19. Fischl G. (1995): Kukorica. In: Horváth J. (szerk.): A szántóföldi növények betegségei. Mezőgazda Kiadó. Budapest. 317 p., 97-101 p.
20. Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO) (2004). Worldwide regulations for mycotoxins in food and feed in 2003. Food and nutrition paper 81. Rome, Italy, 35 pp.
21. Ghali, R., Belouaer, I., Hdiri, S., Ghorbel, H., Maaroufi, K., & Hedilli, A. (2009). Simultaneous HPLC determination of aflatoxins B1, B2, G1 and G2 in Tunisian sorghum and pistachios. *Journal of Food Composition and Analysis*, 22, 751–755.
22. Ghali, R., Khelifa, K. H., Ghorbel, H., Maaroufi, K., & Hedilli, A. (2008). Incidence of aflatoxins, ochratoxin a and zearalenone in Tunisian foods. *Food Control*, 19, 921–924.
23. Gupta R.C., Mostrom M.S., & Evans T.J. (2018). Chapter 76: Zearalenone. In: *Veterinary toxicology (third edition), basic and clinical principles*, pp. 1055-1063.
24. Health Surveillance Agency for Brazil (ANVISA) (2011). Brazilian Sanitary Surveillance Agency: Resolução nº 7, de 18 de fevereiro de 2011.
25. International Agency for Research on Cancer (IARC). (2002). Some traditional herbal medicines, some mycotoxins, naphthalene and styrene (Vol. 82). Lyon: IARC.
26. Iqbal, S. Z., Jinap, S., Pirouz, A. A., & Ahmad Faizal, A. R. (2015). Aflatoxin M1 in milk and dairy products, occurrence and recent challenges: A review. *Trends in Food Science and Technology*, 46, 110–119
27. Jolánkai M. (szerk.) (2005): Növénytermesztés tan 1. Gabonafélék. Mezőgazda Kiadó, Budapest, 252-292. p.
28. Keller, L.A.M., Keller, K.M., Monge, M.P, Pereyra, C.M., Alonso, V.A., Cavaglieri, L.R., Chiacchiera, S.M., & Rosa, C.A.R. (2012). Gliotoxin contamination in and pre- and postfermented corn, sorghum and wet brewer's grains silage in Sao Paulo and Rio de Janeiro state, Brazil. *Journal of Applied Microbiology*, 112, 865–873.
29. Kiss J., Zanker A. és Eke I. (2017): Az integrált növényvédelem nyolc alapelve. *Növényvédelem* 75(53):10. 429-453 p.
30. Ládai M. és Szécsi Á. (2007): A *Fusarium*-fajok határozása izozimanalízissel. In: Gáborjányi R. és Király Z. (szerk): *Molekuláris Növénykórtan*. Agroinform Kiadó. Budapest. 337 p., 229-243 p.
31. Leslie, J. F., Summerell, B. A. (2006): *The Fusarium Laboratory Manual*. Blackwell Publishing. Oxford, UK. 388 p.
32. Mesterházy, Á. (1988): Gabonafélék rezisztenciára nemesítésének kórtani és módszertani alapjai fuzáriózissal szemben. Akadémiai Doktori értekezés. Szeged.
33. Niessen, L., Bechtner, J., Fodil, S., Taniwaki, M. H., & Vogel, R. F. (2018). LAMP-based group specific detection of aflatoxin producers within *Aspergillus* section *Flavi* in food raw materials, spices, and dried fruit using neutral red for visible light signal detection. *International Journal of Food Microbiology*, 2, 241–250.
34. O'Donnell, K., Kistler, H.C., Cigelnik, E. and Ploetz, R.C. (2000): Multiple evolutionary origins of the fungus causing Panama disease of banana: Concordant evidence from nuclear and mitochondrial gene genealogies. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 95:2044-2049.

35. Oliveira, R. C., Goncalves, S. S., Oliveira, M. S., Dilkin, P., Mallmann, C. A., Freitas, R. S., Bianchi, P., & Correa, B. (2017). Natural occurrence of tenuazonic acid and *Phoma sorghina* in Brazilian sorghum grains at different maturity stages. *Food Chemistry*, 230, 491–496.
36. Peerzada, A. M., Ali, H. H., & Chauhan, B. S. (2017): Weed management in sorghum [*Sorghum bicolor* (L.) Moench] using crop competition: A review. *Crop Protection*, 95: 74–80 p
37. Pestka, J. J., & Smolinski, A. T. (2005). Deoxynivalenol: Toxicology and potential effects on humans. *Journal of Toxicology and Environmental Health, Part B*, 8, 39–69.
38. Piacentini, K. C., Rocha, L. O., Savi, G. D., Carnielli-Queiroz, L., De Carvalho Fontes, L., & Correa, B. (2019). Assessment of toxigenic *Fusarium* species and their mycotoxins in brewing barley grains. *Toxins*, 11, 13.
39. Reddy, B., & Raghavender, C. (2008). Outbreaks of *Fusarium* toxicosis in India. *Cereal research communications*, 3rd international symposium on *Fusarium* head blight, 36, 321–325.
40. Rychlik, M., Lepper, H., Weidner, C., & Asam, S. (2016). Risk evaluation of the *Alternaria* mycotoxin tenuazonic acid in foods for adults and infants and subsequent risk management. *Food Control*, 68, 181–185.
41. Serna-Saldivar, S. O. (2016). Cereal grains: Properties, processing, and nutritional attributes. In *Food preservation Technology Series*. CRC Press, Taylor and Francis Group.
42. Smith, R.H., Bhaskaran S. (1986): Sorghum [*Sorghum bicolor* (L.) Moench]. *Biotechnology in Agriculture and Forestry book series, AGRICULTURE*, 2: 220–233 p.
43. Summerell, B. A., Leslie, J. F., Liew, E. C. Y., Laurence, M. H., Bullock, S., Petrovic, T., Bentley, A. R., Howard, C. G., Peterson, S. A., Walsh, J. L. and Burgess, L. W. (2011): *Fusarium* species associated with plants in Australia. *Fungal Diversity*. 46: 1–27 p.
44. Summerell, BA. AB., Laurence, M. H., Liew, E. C. Y. and Leslie, J. F. (2010): Biogeography and phylogeography of *Fusarium*: a review. *Fungal Diversity*. 44: 3–13 p.
45. Szécsi Á., Érsek T., Varga J. (2003): A gombák filogenetikai rendszere. In: Jakucs E., Vajna, L. (szerk.): *Mikológia. Agroinform Kiadó. Budapest*. 477 p. 71–132 p.
46. Szeitzné Szabó M. (2009): Gabonalapú élelmiszerek fuzárium toxin szennyezettségének csökkentési lehetőségei. *Magyar Élelmiszer-biztonsági Hivatal. Budapest*. 33 p.
47. Taye, W., Ayalew, A., Chala, A., & Dejene, M. (2016). Aflatoxin B1 and total fumonisin contamination and their producing fungi in fresh and stored sorghum grain in east Hararghe, Ethiopia. *Food Additives and Contaminants*, 9, 237–245.
48. Terry J. Torres-Cruz, Briana K. Whitaker, Robert H. Proctor, Kirk Broders, Imane Laraba, Hye-Seon Kim, Daren W. Brown, Kerry O'Donnell, Tania L. Estrada-Rodriguez, Yong-Hwan Lee, Kyeongchae Cheong, Emma C. Wallace, Chyanna T. McGee, Seogchan Kang, and David M. Geiser (2022) *FUSARIUM-ID v.3.0: An Updated, Downloadable Resource for Fusarium Species Identification*
49. Tesso, T. T., Claflin, L. E., & Tuinstra, M. R. (2005). Analysis of stalk rot resistance and genetic diversity among drought tolerant sorghum genotypes. *Crop Science*, 45: 645–652 p.
50. Ubrizsy G. (1965): *Növénykórtan II. Akadémiai Kiadó, Budapest*, 942 p., 789 p.

51. US Food and Drug Administration (USFDA) (2000). Guidance for industry: action levels for poisonous or deleterious substances in human food and animal feed. Available at: <http://tinyurl.com/m6dgula>. Accessed 20 May 2019.
52. Varga J., Rigó K., Tóth B., Téren J., Kozakiewicz Z. (2003): Evolutionary Relationships among *Aspergillus* Species Producing Economically Important Mycotoxins. *Aspergillus Species Producing Mycotoxins. Food Technol. Biotechnol*, 41(1) 29–36 p.
53. Varga J., Téren J., Tóth B., Kocsubé S., Rigó K. (2009): Gombák másodlagos anyagcseretermékei: Mikotoxinok, gombamérgek. JATE Press. Szeged. 112.p. 9-11. p.
54. Venkateswaran, K., Elangovan, M., & Sivaraj, N. (2019). Chapter 2: Origin, domestication and diffusion of *Sorghum bicolor*. In C. Aruna, K. B. R. S. Visarada, B. Venkatesh Bhat, & V. A. Tonapi (Eds.), *Breeding Sorghum for diverse end uses* (pp. 15–31). Woodhead publishing series in food science, technology and nutrition.
55. Visarada, K. B. R. S., & Aruna, C. (2019). Chapter 1: Sorghum: A bundle of opportunities in the 21st century. In C. Aruna, K. B. R. S. Visarada, B. Venkatesh Bhat, & V. A. Tonapi (Eds.), *Breeding Sorghum for Diverse End Uses* (pp. 1–14). Woodhead Publishing Series in Food Science, Technology and Nutrition

Internetes források:

FAOSTAT – Food and Agriculture Organizations of United Nations – Data indicators
<https://www.fao.org/faostat/en/#data/QCL> (2023 április)

Sorghum ID – európai, szakmaközi cirokszervezet: L’avenir mise sur le sorgho
<https://www.sorghum-id.com/hu/produktivitas-a-cirokban-megbizhat/> (2023 április)

9. Mellékletek

1. melléklet:

ThermoScientific PCR KIT:

- DreamTaq Master Mix (2x)

A DNS kivonás folyamatának leírása:

ZR Fungal/Bacterial DNA MiniPrep KIT:

1. Belehelyezzük a gomba micéliumait (100 mg) a ZR BashingBeas Lysis Tube-ba és 750 µl BashingBead Buffer-t adunk hozzá.
2. Maximális fordulaton 5 percig vortexeljük.
3. Centrifugába helyezzük és 1 percen keresztül 10.000 fordulatszámon centrifugáljuk.
4. A csövekből 400 µl felülúszót pipetázunk át a Zymo-Spin III-F Filter csőbe és ez alá gyűjtő csövet helyezünk.
5. 1 percen keresztül 7.000 fordulatszámon centrifugáljuk.
6. A használt gyűjtőcsőbe 1200 µl Genomic Lysis Buffer-t helyezünk.
7. A gyűjtőcsővel egyberakott Zymo-Spin ICC Column filteres csövekbe 800 µl oldatot pipetázunk át.
8. 1 percen keresztül 10.000 fordulatszámon ismét centrifugáljuk.
9. Ami a gyűjtőcsövekben összegyűlt kidobjuk és megismételjük a 7. és 8. lépést.
10. A Zymo-Spin ICC Column filteres csövekbe 200 µl DNA Pre-Wash Buffert helyezünk.
11. 1 percen keresztül 10.000 fordulatszámon centrifugáljuk.
12. A gyűjtőcsőbe került folyadékot ismét kiöntjük.
13. A Zymo-Spin ICC Column filteres csövekbe 500 µl g-DNA Washing Buffer-t helyezünk, majd újra 1 percen keresztül 10.000 fordulatszámon centrifugáljuk.
14. A Zymo-Spin ICC Column csövet eppendorfba áthelyezzük és pipetázunk rá 50 µl DNA Elution Puffert és centrifugáljuk. Az elkészült DNS-kivonatot mélyhűtőben tároljuk, ezzel elkerülve a mintában lévő anyag lebomlását.

NYILATKOZAT

a záródolgozat/szakdolgozat/diplomadolgozat/portfólió¹ nyilvános hozzáféréséről és eredetiségéről

A hallgató neve: Frisch Norbert
A Hallgató Neptun kódja: P7NZ06
A dolgozat címe: Szemes cirok (*Sorghum bicolor* L. Moench) szemterméséből izolált *Fusarium* fajok makro- és mikromorfológiai összehasonlítása
A megjelenés éve: 2023
A konzulens, tanszék neve: Dr. Körösi Katalin Orsolya, Szabó Barbara Katalin
Integrált Növényvédelmi Tanszék

Kijelentem, hogy az általam benyújtott záródolgozat/szakdolgozat/diplomadolgozat/portfólió² egyéni, eredeti jellegű, saját szellemi alkotásom. Azon részeket, melyeket más szerzők munkájából vettem át, egyértelműen megjelöltem, s az irodalomjegyzékben szerepeltettem.

Ha a fenti nyilatkozattal valótlan állítottam, tudomásul veszem, hogy a Záróvizsga-bizottság a záróvizsgából kizár és a záróvizsgát csak új dolgozat készítése után tehetek.

A leadott dolgozat, mely PDF dokumentum, szerkesztését nem, megtekintését és nyomtatását engedélyezem.

Tudomásul veszem, hogy az általam készített dolgozatra, mint szellemi alkotás felhasználására, hasznosítására a Magyar Agrár- és Élettudományi Egyetem mindenkor szellemi tulajdonkezelési szabályzatában megfogalmazottak érvényesek.

Tudomásul veszem, hogy dolgozatom elektronikus változata feltöltésre kerül a Magyar Agrár- és Élettudományi Egyetem könyvtári repozitori rendszerébe.

Kelt: Gödöllő, 2023.05.03.


Hallgató aláírása

¹ A megfelelő dolgozattípus meghagyása mellett a többi típus törlendő.

² A megfelelő dolgozattípus meghagyása mellett a többi típus törlendő.

KONZULTÁCIÓS NYILATKOZAT

A Frisch Norbert (hallgató Neptun azonosítója: P7NZ06) konzulenseként nyilatkozom arról, hogy a záródolgozatot/szakdolgozatot/diplomadolgozatot/portfólió¹ áttekintettem, a hallgatót az irodalmi források korrekt kezelésének követelményeiről, jogi és etikai szabályairól tájékoztattam.

A záródolgozatot/szakdolgozatot/diplomadolgozatot/portfóliót a záróvizsgán történő védeésre javaslom / nem javaslom².

A dolgozat állam- vagy szolgálati titkot tartalmaz: igen nem*³

Kelt: Gödöllő, 2023.05.03.



Belső konzulens

¹ A megfelelő dolgozattípus meghagyása mellett a többi típus törlendő.

² A megfelelő aláhúzendő.

³ A megfelelő aláhúzendő.