

DIPLOMADOLGOZAT

Horváth Márton Ferenc

2024



Magyar Agrár- és Élettudományi Egyetem

Budai Campus

Növényvédelmi Intézet

Növényorvosi mesterképzési szak

**A MEGGY HIRTELEN ELHALÁSÁT ELŐIDÉZŐ
KÓROKOZÓK JELENTŐSÉGE EGY ESETTANULMÁNYON
KERESZTÜL**

Belső konzulens: Dr. Petróczy Marietta

egyetemi docens, tanszékvezető

Belső konzulens: Koncz László Sándor

doktorjelölt

Növényvédelmi Intézet

Növénykórtani Tanszék

Készítette: Horváth Márton Ferenc

Budai Campus

2024

Tartalomjegyzék

Tartalomjegyzék	3
1. Bevezetés.....	5
2. Célkitűzések	7
3. Irodalmi áttekintés.....	8
3.1. A meggytermesztés helyzete hazánkban.....	8
3.2 A meggyfák pusztulásának lehetséges okai	9
3.3. A csonthéjasok európai sárgulása	12
3.3.1. A kórokozó neve, taxonómiája és általános jellemzése	12
3.3.2. A kórokozó jelentősége	13
3.3.3. A kórokozó biológiája és a kórfolyamat	13
3.3.4. A betegség tünetei	13
3.3.5. A kórokozó kimutatása.....	14
3.3.6. Védekezés	15
3.4. A meggy pszeudomonászos rákja	15
3.4.1. A kórokozó neve, taxonómiája és általános jellemzése	15
3.4.2. A kórokozó jelentősége	16
3.4.3. A kórokozó biológiája és a kórfolyamat	16
3.4.4. A betegség tünetei	17
3.4.5. A kórokozó kimutatása.....	18
3.4.6. Védekezés	18
3.5. A csonthéjasok citospórás elhalása	19
3.5.1. A kórokozó neve, taxonómiája és általános jellemzése	19
3.5.2. A kórokozó jelentősége	19
3.5.3. A kórokozó biológiája és a kórfolyamat	19
3.5.4. A betegség tünetei	20
3.5.5. A kórokozó kimutatása.....	21
3.5.6. Védekezés	21
3.6. A meggy verticilliumos hervadása	21
3.6.1. A kórokozó neve, taxonómiája és általános jellemzése	21
3.6.2. A kórokozó gazdanövényköre és jelentősége.....	22
3.6.3. A kórokozó biológiája és a kórfolyamat	23

3.6.4. A betegség tünetei	24
3.6.5. A <i>Verticillium</i> fajok kimutatása	25
3.6.6. Védekezés	26
4. Anyag és módszer.....	28
4.1. A vizsgálat helye és ideje	28
4.2. A vizsgálat anyaga és módszere.....	29
4.2.1. A 'Petri' fajta bemutatása	29
4.2.2. A fák vizsgálata, mintagyűjtés	29
4.2.3. A kórokozók tenyésztése a fás részekből	29
4.2.4. Kórokozók molekuláris kimutatása	30
4.2.4.1. Össznukleinsav kivonás fás szövetekből	30
4.2.4.2. Polimeráz láncreakciók (PCR).....	31
5. Eredmények.....	33
5.1. Helyszíni vizsgálat eredménye	33
5.2. A tünetek értékelése vizuálisan és mikroszkóppal.....	34
5.3. A kórokozók tenyésztése a fás részekből	34
5.4. Kórokozók molekuláris kimutatása	35
5.4.1. 'Ca. <i>Phytoplasma prunorum</i> ' jelenlétének tesztelése polimeráz láncreakcióval	35
5.4.2. A <i>Pseudomonas syringae</i> jelenlétének tesztelése polimeráz láncreakcióval	36
5.4.3. A <i>Cytospora cincta</i> jelenlétének tesztelése polimeráz láncreakcióval.....	36
5.4.4. A <i>Verticillium dahliae</i> jelenlétének tesztelése polimeráz láncreakcióval.....	36
6. Következtetések, javaslatok	38
7. Összefoglalás.....	41
8. Irodalomjegyzék.....	42
9. Köszönetnyilvánítás	52

1. BEVEZETÉS

A gyümölcsstermesztés nagy szakértelmet igénylő, összetett tevékenység. Egy gyümölcsös, illetve ültetvény telepítése tőkeigényes beruházás, amely hosszú időre, akár évtizedekre is szólhat. A beruházó célja, hogy az ültetvény termőre fordulását követően az értékesítési célnak megfelelő minőségű gyümölcsöt termeljen, a befektetett költségek megtérüljenek, majd pedig nyereségesen üzemeltesse tovább az ültetvényt. A telepítés előtt érdemes tervet készíteni, hiszen a telepítés nagy költségekkel jár, ezért minden hiba a későbbiekben komoly veszteségek forrása lehet. A tervezés során érdemes átgondolni, hogy a piaci viszonyok mellett milyen fajt, illetve fajtát telepítünk, milyen művelési módot választunk, és milyen tulajdonságokkal rendelkezik a telepítésre kiszemelt terület. Különösen fontos a megfelelő fajta kiválasztása a helyi klimatikus és talajviszonyokat figyelembe véve és a tervezett művelési rendszerhez igazodva. A terület és a talaj szakszerű előkészítése önmagában is számos munkafolyamattal jár együtt. A talajanalízisen és a terrikol kártevők felvételezésén túl át kell gondolni, hogy szükséges-e a területen talajkezelés, talajjavítás, trágyázás, illetve, kell-e a művelési rendszerhez öntöző- és támrendszert kialakítani. A terület kiválasztása során nem szabad elhanyagolni azt a tényezőt sem, hogy mi volt az előző kultúra a területen. A legjobb elővetemény a gyümölcsösök telepítésekor az őszi búza, míg a talajt kiszigerelő kultúrák (pl. napraforgó) után közvetlenül nem ajánlott a telepítés. Csonthéjas kultúrák telepítése nem ajánlott a *Solenaceae* családba tartozó kultúrák (pl.: paradicsom, paprika, dohány) után sem.

A terület kiválasztása és megfelelő előkészítése után a szaporítóanyag kiválasztása is sarkalatos pontja a telepítésnek. Az optimális alany-nemes kombináción túl elengedhetetlen az egészséges, certifikált szaporítóanyag, ezért vásárláskor érdemes odafigyelni, hogy az oltványok rendelkezzenek a kötelező adatokkal ellátott címkével. A címkén fel kell tüntetni a fajt, a nemes- és az alanyfajtát, a termelő faiskolát és regisztrációs számát, a növényútlevél feliratot, a címke sorszámát és a növényegészségügyi állapotot (teszttel igazolt vírusmentesség vagy tünetmentesség). A címke színe jelzi a szaporítóanyag minőségi kategóriáját: a kék címkével ellátott oltványok a magasabb fokozatú, certifikált szaporítóanyagot jelzik, a narancsszínű címke pedig a tünetmentességet. A címkén továbbá szerepelnie kell az Európai Unió zászlónak. Az oltványnak a már említett módon egészségesnek kell lennie, oda kell rá figyelni, hogy az oltási heg megfelelően be legyen gyógyulva, fagykár, mézgásodás ne legyen az oltványokon (**Nébih, 2024**).

A telepítést követő években azzal szembesülhet a termesztő, hogy a fák egy része gyengén fejlődik, vagy akár el is pusztulhat. A pusztulás lehet szórványos, de akár a 20-25%-

ot is elérheti, sőt ennél nagyobb mértékű is lehet **(Vajna, 2014)**. A termesztő ilyenkor azonnal az okokat és a megoldásokat kutatja, hiszen az elpusztult fák eltávolítása és az állomány folyamatos pótlása munkaigényes és költséges folyamat.

A fapusztulás hátterében számos tényező állhat, sőt a probléma legtöbb esetben összetett. A telepítés során, illetve az ültetvény indítása során elkövetett szakmai hibák, a szélsőséges időjárás (aszály, fagy), illetve a magas talajvíz önmagában is problémát jelenthet, de ezen tényezők káros hatásait fokozhatják például a terrikol kártevők, vadak, illetve a növényi kórokozók kártétele is.

2. CÉLKITŰZÉSEK

2023 nyarán 3. éves meggyültetvényben hirtelen jelentkező, a hajtásvégektől kiinduló elhalással és fapusztulással kereste meg a konzulensemét egy szamosújlaki termesztő. Ekkor nyílt lehetőségem bekapcsolódni a vizsgálatokba.

Az egyeztetéseket és a vizuális vizsgálatot követően növénykórtani okot sejtettünk a háttérben, ezért célul tűztük ki a kórokozó laboratóriumi kimutatását és azonosítását a fertőzött növényekből.

3. IRODALMI ÁTTEKINTÉS

3.1. A meggytermesztés helyzete hazánkban

A meggy (*Prunus cerasus* (L.)) rendszertanilag a *Rosaceae* család *Prunus* nemzetségébe tartozik, feltehetően a cseresznye (*Prunus avium* (L.)) és a csepleszmeggy (*Prunus fruticosa* (Pall.)) természetes hibridjeként jöhetett létre (**Dirlewanger és mtsai., 2007**). A meggyet - a gyümölcsstermesztésről szóló, ránk maradt hazai feljegyzések alapján - régóta kedvelt gyümölcsként és őshonos növényként az ország egész területén termesztették. Közismert magyar fajták például a 'Pándy', az 'Újfehértói fürtös' és az 'Érdi bőtermő' (**Hrotkó, 2003**). **Gonda és Csihon (2018)** szerint meggyültetvényeink szinte kizárólag sajmmeggy alanyon létesülnek és napjainkban már leginkább öntermékeny fajtákat termesztünk, melyek közül az 'Érdi bőtermő', az 'Újfehértói fürtös', a 'Debreceni bőtermő' és a 'Kántorjánosi 3' fajták adják termesztésünk legnagyobb hányadát.

Hazánkban 2023-ban 13,5 ezer hektáron termesztettek meggyet, ami az összes gyümölcsös 16%-át jelenti (**KSH, 2023**). Az eltérő ökológiai viszonyokhoz a meggy jól alkalmazkodik, ezért hazánkban mindenütt termesztető (**Gonda és Csihon, 2018**). Hagyományos meggytermesztő körzeteink a Duna-Tisza köze (Kecskemét, Cegléd), illetve a Hajdúság (Debrecen, Újfehértó). A hazai viszonyok között a meggy termésátlaga hektáronként átlagosan 4-6 tonna, de az új telepítésű, intenzív meggyültetvények akár 10-15 tonna gyümölcsöt is képesek teremni (**Tóth és Bujdosó, 2011**). Magyarországon egy évben összesen 40-70 ezer tonna meggy terem, ami az összes megtermelt gyümölcs 6-8%-a. A termés nagy részét a hazai és a német feldolgozóipar veszi át, a friss fogyasztás csupán 5-10%-ot tesz ki. A leggyakoribb feldolgozási formák: a fagyasztott és a konzerv (befőtt), illetve a meggylé. Magyarország az Európai Unióban jelentős meggytermesztő országnak számít (egyedül Lengyelország előzi meg), ugyanakkor a magyar meggytermesztők számára konkurenciát jelent az EU-ba importként beáramló török és szerb meggy (**Apáti és Gonda, 2010**). A magyar meggytermesztés nincs egyszerű helyzetben, mert az utóbbi évek inflációs környezete a fogyasztás 10-20%-os csökkenését generálta. A magyar meggysektor (a termelőket és a feldolgozókat is beleértve) szervezetlen és szétaprózódott, sajnos nem képes megfelelően érvényesíteni az érdekeit, ezáltal befoglalni a megnövekedett termelési költségeket az értékesítési árakba (**Fruitveb, 2023**).

2023-ban az előző évi szélsőségesen száraz időjárás miatt a több termelő is 10-20%-os fapasztulásról számolt be, meglepő módon a fapasztulás az öntözött ültetvényeket is sújtotta.

A meggytermesztés eddigi fő növénykórtani problémái a meggyantraknózis (kórokozója: *Colletotrichum acutatum* (J. H. Simmonds)) és a monilíniás virágfertőzés (kórokozója: *Monilinia laxa* (Aderh. & Ruhland)) voltak, de a jelentős fapusztulásról szóló adatok miatt a hirtelen elhalást okozó kórokozók jelentősége felértékelődhet (**Fruitveb, 2023**).

3.2 A meggyfák pusztulásának lehetséges okai

Az ültetést követő években bekövetkező pusztulásnak számos oka lehet, így a pontos diagnózis felállításához a szemrevételezés mellett laboratóriumi vizsgálatokra is szükség lehet. A telepítés nem megfelelő körülményei önmagukban is okozhatnak fapusztulást (**Kulcsár, 2017**). A szerző szerint az őszi eltelepítés során fennállhat a kiszáradás (a fa nem kap elegendő nedvességet télen) és kifagyás veszélye, a tavaszi telepítés sikerét pedig befolyásolja a megfelelő téli tárolás, az ültetés időpontja, és az alapos beöntözés. Ha nem áll rendelkezésre elegendő víz a talajban, akkor a gyökérnövekedés lelassul, sőt pusztulás is előfordulhat, ha pedig túl sok vizet tartalmaz a talaj, akkor a levegő hiánya miatt a gyökérzet elpusztul (**Kulcsár 2017**). **Gonda és Csihon (2018)** a talajvíz mélységére legérzékenyebb gyümölcstermő növények között említi a meggyet, a fák nem kedvelik, ha a talajvíz 200 cm fölé emelkedik.

Gyenge növekedést, hervadást vagy elhalást a talajban élő kártevők is okozhatnak. A cserebogár pajorok károsítása nyomán a hiányos, sérült gyökérzet nem tud elegendő vizet felvenni. A lárva elsősorban a vékonyabb és fiatalabb gyökereket keresi, de szükség esetén az idősebb és vastagabb gyökereket is megrágja. A vastag gyökert elfogyasztani az idősebb pajor sem tudja. A rágás ilyenkor csak a külső kéreg-, illetve háncsrészre korlátozódik. A rágáskép kanyargós vagy foltos (**Bognár és Huzián, 1979**). A legnagyobb kárt az L2-es és L3-as lárvák okozzák. Az imágó az érési táplálkozása során kifejezetten kedveli a csonthéjasokat, ezen belül is a meggyet és a cseresznyét (**Jenser, 1984; Varga és Molnár, 2013**), ez összefüggésben állhat azzal, hogy **Aponyi (2019)** szerint az fokozódó pajorfertőzöttség fő szenvedő alanyai a meggy és cseresznye ültetvények. A pajorrágás áldozatainak akár 4-5 éves fák is lehetnek. A szerző tapasztalata szerint az elpusztult fák gyökérzetén akár 50-60 kifejlett és még fejlődő félben levő pajor táplálkozhat, csupaszra rágva a gyökérzetet.

Fiatal gyümölcsösökben komoly problémát okozhat a mezei pocok (*Microtus arvalis* (Pall.)). A száraz, csapadékmentes időjárás kedvező körülményeket teremt a pockok számára, amelyek nyáron felszaporodnak, majd pedig télen más táplálék hiányában a gyümölcsfák gyökérével kezdenek táplálkozni (**1. ábra**). Az idősebb ültetvényekben a kár mérsékeltebb, de

a fiatal fákon akár 20%-os gyökérrágást okozhatnak a pockok (**Bognár és Huzián, 1979; Anonymus, 2019**).



1. ábra: Pocoklyukak árulkodnak a károsító jelenlétéről: ha 100 négyzetméterenként több mint 3-4 lakott pocokjárat van, kötelező védekezni (**Aponyi, 2023**)

A fák vontatott fejlődését és elhalását előidézhetheti az *Agrobacterium tumefaciens* (Smith & Townsend) Conn) (*syn. Rhizobium radiobacter* (Beijerinck & van Delden)) növénypatogén baktérium is (**Aysan és mtsai., 2003**). A tünetek okára csak akkor derül fény, amikor kiássák vagy kihúzzák a fákat, és a gyökereken láthatóvá válnak a különböző méretű golyvák (**2. ábra**), melyek megakadályozzák a víz és tápanyagfelvételt (**Sawada és mtsai., 1993**).



2. ábra: Gyökérgolyva tünete Mazzard F12/1 cseresznye-magonc alanyon
(Forrás: Plantwise Knowledge Bank)

Az intenzív termesztéstechnológia következtében az eddig fontosnak számító levélbetegségek kórokozóinak (*Stigmia carpophila* (Lév.)) vagy a *Blumeriella jaapi* (Rehm)) jelentősége csökkent, viszont a törzselhalást okozó kórokozók, mint a *Pseudomonas syringae*

(Van Hall.) vagy a *Cytospora cincta* (Sacc.), főként a száraz, aszályos években sokkal jelentősebbé váltak (Iličić és mtsai., 2016). A gutaütésszerű elhalás, másnéven apoplexia a kajsziatermesztés és a növénykórtan egyik legjelentősebb kihívása, ami a kajszin kívül a termesztett csonthéjasokat, így a meggyet is veszélyezteti (Jenser, 1984). Az apoplexia - amit baktériumos és gombás ágelhalásnak vagy fapusztulásnak is neveznek - valójában egy komplex betegséget takar, amit több kórokozó is előidézhethet: a *Pseudomonas syringae* baktérium, a *Cytospora cincta* és a *Verticillium dahliae* (Kleb). gombák, illetve a *Candidatus Phytoplasma prunorum* (See.) (syn. European Stone Fruit Yellows phytoplasma (Seemüller & Schneider)) (Varga és mtsai., 2001; Tóth és Bujdosó, 2011; Tarcali és mtsai., 2014).

Vajna (2006) a *Botryosphaeria dothidea* (Moug.: Fr.) Ces. & De Not. stressz-patogén gomba kártételét összefüggésbe hozta fiatal meggyfák pusztulásával és más gyümölcsstermő növényekről is azonosította a kórokozót. A fertőzött részeken megjelentek a gomba piknídiumai, melyben jellegzetes konídiumok képződtek (3. ábra). Ezek voltak 2006-ban az első hazai előfordulási adatok, illetve a szerző a gomba ivaros, sztromatikus termőtesteit (pszeudotéciumait) is megtalálta a meggyfákon.



3. ábra: *Botryosphaeria dothidea* piknídiumai meggy ágakon (balra), konídiumai (jobbra fenn) és sztromatikus termőtestjei (jobbra lenn) (Forrás: Vajna, 2006)

Ha az új telepítés helyén idős vagy felhagyott ültetvény volt, akkor fennállhat a veszélye a talajlakó gombák megjelenésének, mint például a *Rosellinia necatrix* (Prillieux) és a *Roesleria pallida* (Pers.) A rozeliniás gyökérgombás kórokozója és a szegecsfejű gyökérgomba, szinte minden korábbi gyümölcsös vagy szőlőültetvény helyén jelen van. A talajban továbbterjednek és jelentős kártételt okozhatnak az újonnan telepített fák viszonylag kis méretű gyökérzetén, ami rövid időn belül a fa elpusztulásához vezethet (Véghelyi, 1994). A szegecsfejű gyökérgomba a gyökereken szabad szemmel is jól észrevehető, szögyszerű nyeles

apotéciumokat fejleszt (**4. ábra**), míg a *Rosellinia necatrix* jelenlétére szürkésfehér pelyhes micélium és fehér és barna, zsinórszerű rizomorfák utalnak (Glits és Folk, 2000).



4. ábra: A *Roesleria pallida* gyökérparazita tömlősgomba jellegzetes apotéciumai
(Fotó: Szűcs Béla, Forrás: Miskolci Gombász Egyesület honlapja)

A továbbiakban csak azokat a kórokozókat ismertetem részletesebben, amelyek jelenlétét teszteltük a tüneteket mutató növényekben.

3.3. A csonthéjasok európai sárgulása

3.3.1. A kórokozó neve, taxonómiája és általános jellemzése

A ‘*Candidatus Phytoplasma prunorum*’ nevű fitoplazma által okozott tünetegyüttest/betegséget összefoglaló nevén csonthéjasok európai sárgulásának (ESFY) nevezi a szakirodalom (Marcone és mtsai., 2010, Viczián és mtsai., 2017). A fitoplazmák rendszertanilag baktériumok, bár kisebbek azoknál, és külső sejtfallal sem rendelkeznek. A fitoplazmák mérete átlagosan 500 nm körüli, és a sejtfal hiányában csupán membrán határolja őket. A kimutatásuk régebben nehézségekbe ütközött, mivel nem tenyészthetőek, a diagnosztikájuk a molekuláris kimutatási módszerek fejlődésével vált lehetővé (Bertacinni és Duduk, 2009). A ‘*Candidatus Phytoplasma prunorum*’ filogenetikailag számos fontos kórokozóval áll közeli rokonságban, mint például a ‘*Candidatus Phytoplasma mali*’, ami az alma seprűsödését okozza, illetve a ‘*Candidatus Phytoplasma pyri*’, ami a körte leromlásáért felelős (Marcone és mtsai., 2010). A kórokozó nem azonosítható teljes bizonyossággal a beteg fán megjelenő tünetek alapján, így a kimutatása PCR vizsgálattal történhet (Yvon és mtsai., 2009).

A ‘*Candidatus Phytoplasma prunorum*’ rendszertanilag az alábbi módon sorolható be:

- Ország: Baktériumok
- Törzs: *Firmicutes*
- Osztály: *Mollicutes*

- Rend: *Acholeplasmatales*
- Család: *Acholeplasmataceae*
- Nemzetség: *Phytoplasma*
- Faj: 'Candidatus *Phytoplasma prunorum*' (EPPO, 2023)

3.3.2. A kórokozó jelentősége

A kórokozó jelentősége Európában, főként a kajszitermesztő országokban folyamatosan növekszik. Magyarországon a betegséget először 1992-ben diagnosztizálták (Glits és Folk, 2000). A fitoplazma jelentős károkat okoz a közép- és dél-európai japán szilva, őszibarack és kajszi ültetvényekben (Marcone és mtsai., 2010). Hazai felmérések szerint a 'Candidatus *Phytoplasma prunorum*' nevű fitoplazma egyik legjelentősebb kórokozója a hazánkban termesztett *Prunus* fajoknak, hazánkban a kajszin apoplexia fő kórokozója (Koncz és mtsai., 2023; Koncz és mtsai., 2024).

3.3.3. A kórokozó biológiája és a kórfolyamat

A fitoplazma a növény háncsszöveteiben él. A kórokozó ősszel a gyökerekbe visszahúzódva telel. Tavasszal, az új háncsszövet képződésekor megindul felfelé a növényben (3-20 mm/nap), és a fa teljes kolonizációja nyár végére, ősz elejére következik be (Tarcali és mtsai., 2021).

A kórokozót a *Cacopsylla pruni* (Sco.), magyar nevén a szilva levélbolha terjeszti. A rovarnak évente egy nemzedéke fejlődik ki, ősszel pedig az imágó túlevelű növényeken keres téli menedéket és telel át. A rovar oligofág, csak a *Prunus* nemzetségbe tartozó fajokon táplálkozik, kedvelt tápnövénye például a kökény (*Prunus spinosa* (L.)) (Sauvinon és mtsai., 2007). A szilva levélbolha szívogatása nem jelentős, de vektorszerepe miatt kiemelt jelentőségű a monitoring és a védekezés ellene (Lepres és mtsai., 2018). A kórokozó átvitele perzisztens módon történik, a rovarnak a fertőzött növényen 2-4 napig szükséges táplálkoznia a kórokozó felvételéhez, és körülbelül 3 hetes inkubációs időszak után lesz fertőzőképes (Carraro és mtsai., 2001). A fitoplazmával fertőzött egyedek a telelés során is megőrzik fertőzőképességüket, ennek megfelelően tavasszal is terjesztik a kórokozót (Lepres és mtsai., 2018). A kórokozó a szilvalevélbolhán kívül még szaporítóanyaggal, szemzéssel, oltással vihető át (Glits és Folk, 2000).

3.3.4. A betegség tünetei

A kórokozó a háncsszövetbe bekerülve szétterjed az egész növényben, a fertőzött hajtások és vesszők szövetei barnulnak, majd elhalnak (Glits és Folk, 2000). A kórokozó az

eltérő gazdanövényekben eltérő súlyosságú tüneteket okoz, a legfogékonyabb fajok a japán szilva (*Prunus salicina* (Lindl.)), a kajszibarack (*Prunus armeniaca* (L.)) és az őszibarack (*Prunus persica* (L.)) (Marcone és mtsai., 2014). A fitoplazma jelenlétét kimutatták Lengyelországban és Magyarországon cseresznyében és meggyben, illetve Csehországban csak meggyben, ahol tíz fertőzött meggyből csak egy volt tünetmentes (Ludvíková és mtsai. 2011). Egy Bekecs környéki ültetvényben Tarcali és mtsai. (2021) súlyos fapusztulásokat tapasztaltak elsősorban kajszibarackon, de megtalálták a betegség látható tüneteit őszibarackon, meggyen és cseresznyén is.

Csehországban egy ESFY-fertőzött meggyültetvényben a növényeken satnyulást, levélsodródást és sárgulást (5. ábra) figyeltek meg Navrátil és mtsai. (2001). Más gazdanövényeken is gyakori tünet a levelek sárgulása és kanalasodása, illetve a korai levélhullás. A levéltüneteket mutató fák általában a növekedésben is visszamaradnak, a levél és a terméskocsány megrövidül és megvastagszik. A termés mennyisége és a minősége is jelentősen csökken. A fertőzés okozta stressz következtében a fa nyár végén és ősszel is kivirágozhat. Jellemző tünet még a vázágak elhalása és téli növekedés, ami növeli a fagykár esélyét. A fertőzött fák élettartama jelentősen megrövidülhet, a tünetek megjelenése után 2-4 évvel a legtöbb fa elpusztul (Marcone és mtsai., 2010; Žežlina és mtsai., 2016; Lepres és mtsai., 2018).



5. ábra: Fitoplazma okozta tüneteket mutató cseresznyefa (balra, Forrás: EPPO), fitoplazma okozta fertőzés miatt elpusztult meggyfa (Tarcali és mtsai., 2014)

3.3.5. A kórokozó kimutatása

A fitoplazmák táptalajon történő tenyésztése nem megoldott, csak részleges sikereket értek el más fitoplazma fajok – pl. '*Ca. Phytoplasma asteris*' - kapcsán (Contaldo és mtsai., 2012). A fitoplazmák a növények floém szövetében alacsony koncentrációban vannak jelen és eloszlásuk sem homogén (Berges és mtsai., 2000), így a szerológiai alapú ELISA módszerrel történő detektálása nem megbízható (Laimer, 2009). A fitoplazmák kimutatására a PCR több változatát is használják (pl. nested-PCR, valós idejű PCR), univerzális és fajspecifikus primerekkel

egyaránt. A PCR alapú detektáláshoz fás növényi részeket érdemes felhasználni, mert ezek megbízhatóbb eredménnyel szolgálnak, mint az idős és a fiatal levelekből történő mintavétel. A fitoplazmák azonosítása a 16S rDNS, a 16-23S rDNS spacer régió, egyes riboszomális- és membránfehérjéket kódoló gének alapján történik (Mergenthaler, 2004; Bertaccini és mtsai., 2019; Martini mtsai., 2019).

3.3.6. Védekezés

A fitoplazma ellen gyógyító jellegű védekezésre nincs lehetőség, a fertőzött fák nagy eséllyel elpusztulnak (Kövics és Tarcali, 2015), így a védekezés a beteg növények korai azonosításán és megsemmisítésén alapul. Kiemelt szerepe van a megelőzésnek: a vektorok elleni védekezésnek és az egészséges szaporítóanyag használatának (Jarausch és mtsai., 2001; Mergenthaler, 2004).

A kórokozó vektora a szilva levélbolha, ami fenyőféléken telet át, így érdemes olyan termőhelyet választani, ahol a közelben nincsenek fenyőfák. A megelőzés része, hogy a rezervoár fajok (*Prunus spinosa*, *Prunus cerasifera* és egyéb vad vagy kivadult *Prunus* fajok) irtása az ültetvény közelében, illetve a fertőzött fák eltávolítása az ültetvényből (Kövics és Tarcali, 2015). Hazánkban a szilva levélbolha ellen egyedül az acetamiprid hatóanyag engedélyezett (Növényvédő szerek adatbázisa, 2024). Az acetamiprid hatóanyagú Mospilan 20 SG növényvédő szer engedélyokirata alapján a növényvédő szert szilvalevélbolha ellen csak kajszibarack kultúrában lehet alkalmazni, egy vegetációban két alkalommal. A kezelést a telelőhelyről visszatérő, betelepülő imágók ellen kell elvégezni, a növényvédőszert érdemes nedvesítőszerrel kombinálni (Növényvédő szerek adatbázisa, 2024).

3.4. A meggy pszeudomonászos rákja

3.4.1. A kórokozó neve, taxonómiája és általános jellemzése

A *Pseudomonas syringae* globálisan is jelentős kórokozó. Az alapfaj az új taxonómiai trendek szerint egy számos fajt és patotípust magába foglaló, rendkívül változatos fajkomplexnek tekinthető, amely széles körben képes súlyos megbetegedéseket okozni számos mezőgazdaságilag fontos növényen (Hulin és mtsai., 2018; Dillon és mtsai., 2019).

A kórokozó pálcika alakú, Gram-negatív, obligát aerob baktérium, a vízben csillók segítségével aktív mozgásra képes. A *Prunus* fajok esetében a *Pseudomonas syringae* pv. *syringae* (van Hall) és a *Pseudomonas syringae* pv. *morsprunorum* (Wormald) (Young, Dye & Wilkie) törzsei okoznak bakteriális rákot. A *Pseudomonas syringae* pv. *morsprunorum* törzsek

kifejezetten a *Prunus* fajokhoz kötődnek, de a *Pseudomonas syringae* pv. *syringae* képes más növénynemzetségeket is megfertőzni (Akkopru, 2016).

A kórokozó alapfaja rendszertanilag az alábbi módon sorolható be:

- Ország: Baktériumok
- Törzs: *Pseudomonadota*
- Osztály: *Gammaproteobacteria*
- Rend: *Pseudomonadales*
- Család: *Pseudomonadaceae*
- Nemzetség: *Pseudomonas*
- Faj: *Pseudomonas syringae* (EPPO, 2023)

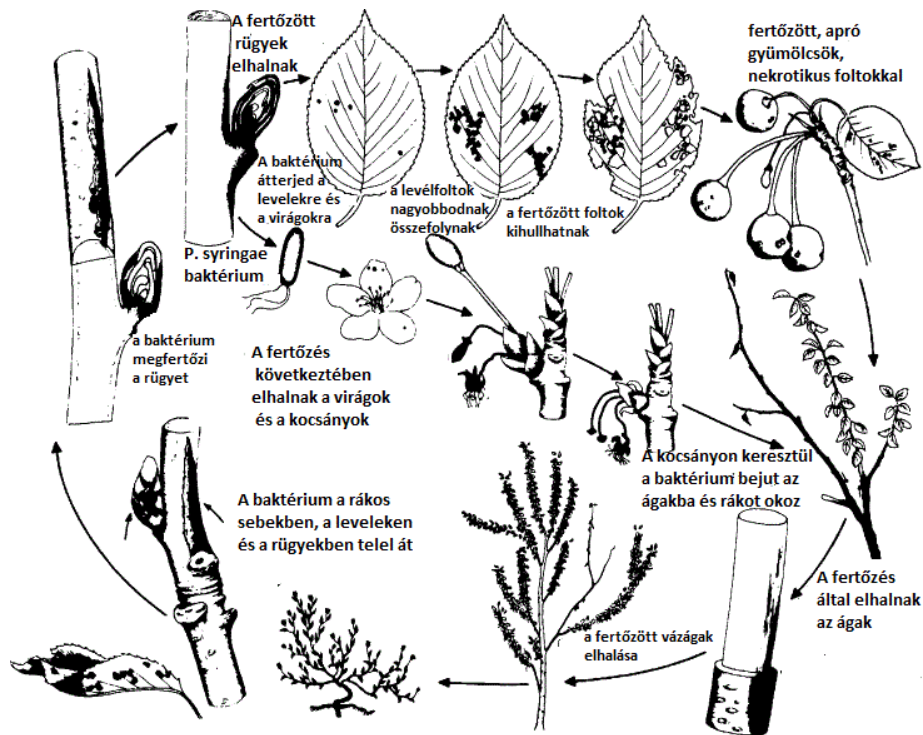
3.4.2. A kórokozó jelentősége

Magyarországon a kórokozó által leginkább fenyegetett növények a meggy, a cseresznye, a kajszi és az őszibarack. A fertőzéshez társulhat még a *Cytospora cincta* gomba is, együttes fertőzésük esetén a megbetegedés mértéke súlyosabb (Glits és Folk, 2000). A kórokozóra az 5-10 éves, termőkorú fák a legfogékonyabbak (Radócz, 2002), de a teljes fapusztulás főként a 3 évesnél fiatalabb fákat érinti. A fiatal fák a fertőzés következtében akár 1 hónap után is teljesen elszáradhatnak (Iličić és mtsai., 2016). Az intenzív művelésmódú, túlzott nitrogén és vízellátású ültetvényekben gyakoribb a betegség előfordulása (Véghelyi, 2004a).

3.4.3. A kórokozó biológiája és a kórfolyamat

A kórokozó egész évben jelen van a növényen, de főként az őszi, csapadékos időjárás következtében képes jelentősen felszaporodni, a hűvös, nedves időjárás kedvez leginkább a kórfolyamatnak. A fő fertőzési időszak november elejétől március elejéig tart (Glits és Folk, 2000). Klement (1984) szerint a *Pseudomonas syringae* pv. *morsprunorum* a *Pseudomonas syringae* pv. *syringae*-től eltérő módon ősszel fertőz, a lombhullás során a levélnyelek helyén maradt apró sérüléseken keresztül jut be a növénybe (6. ábra). A kórokozó az őszi, illetve téli metszés során is könnyen bejut a metszési seben keresztül és fertőzést okoz. A fagykár okozta sebek is növelik a fás részek fertőződésének esélyét, a károsodott fák gyengébb kondíciója is hajlamosító tényező a fertőzésre (Kennelly és mtsai., 2007). A baktériumok télen a kambiumban felszaporodva elfogyasztják a fa cukorkészletének egy részét, illetve jégmagképző tulajdonságuk is van, így a fertőzött fák nagyobb eséllyel szenvednek fagykárt

(Radócz, 2002). Ha a baktérium jelen van a szövetnedvben, az már $-1\text{ }^{\circ}\text{C}$ -on megfagy, míg az egészséges részekben csak $-6\text{ }^{\circ}\text{C}$ alatt következik be fagykár (Glits és Folk, 2000).



6. ábra. A *Pseudomonas syringae* életciklusa George N. Agrios (1969) rajza alapján

3.4.4. A betegség tünetei

A baktérium tüneteket okoz a levélen, a virágon és a termésen is, de főként a fás részeket érinti (7. ábra). A fertőzés következtében a leveleken foltok képződnek, amelyek később kihullanak, a virágok a fertőzés következtében elhalnak, a gyümölcsökön fertőzve pedig nekrotikus foltokat okoz (Hulin és mtsai., 2020). A baktérium a kambiumot és a háncsszövetet megfertőzve azok elhalását okozza, a szövetek barnulnak, nedvessé és kellemetlen szagúvá válnak. A fertőzés következtében rákos sebek alakulnak ki, mézgafolyás kíséretében (Glits és Folk, 2000; Doolotkeldieva és Bobusheva, 2020). A fertőzött szövetek tavasszal, az intenzív hajtásnövekedés időszakában lassabban növekednek az egészséges részeknél, így a kéreg hosszanti irányban felrepedhet (Véghelyi, 2004a). Ha a fertőzés vastagabb gallyat vagy ágat érint, és a rákos seb az adott részt teljesen körülöleli, akkor seb feletti részek elhalnak (Klement, 1984). A kórokozó nem csak a vesszők és az ágak, hanem a fiatal, illetve idős fák pusztulását is okozhatja (Doolotkeldieva és Bobusheva, 2020).



7. ábra: Bakteriális rák jellegzetes tünete cseresznyén (Forrás: Plantwise Knowledge Bank)

3.4.5. A kórokozó kimutatása

A *Pseudomonas syringae* kimutatására és azonosítására a hagyományos (pl. mikroszkópia, tenyésztés, bakteriofágok), molekuláris (pl. LAMP, PCR) és szerológiai technikákat (pl. ELISA, enzyme-linked immunosorbent assay) egyaránt széles körben alkalmazzák napjainkban (Yang és mtsai., 2023), de a szerzők bemutatnak biomarker-alapú (növény anyagcsere-profil, kórokozó anyagcsere-profil vagy mikrobiom analízis), vizuális érzékelésen alapuló (hiperspektrális képalkotás) és AI (mesterséges intelligencia) alapú módszereket is. A különböző technikáknak természetesen eltérő előnyeik és hátrányaik vannak (Yang és mtsai., 2023).

A baktérium táptalajon tenyészthető (Hrotkó, 2003; Popovic és mtsai., 2021), pl. a King B agar táptalajon (King és mtsai., 1954; Rahme és mtsai., 1992). A kórokozó kimutatása lehetséges PCR alapú módszerrel, különböző génekre és régiókra tervezett primerek használatával (pl. 16S–23S rDNS) (Rees-George és mtsai., 2010).

3.4.6. Védekezés

A téli metszés helyett inkább a tavaszi metszést érdemes végezni, a metszési sebeket pedig lezárni, vagy rezes lemosó permetezést alkalmazni. A megelőzés fontos része, hogy a termesztéstechnológiai elemeket megfelelően alkalmazzuk, mert az egészséges és megfelelő tápanyagellátottságú állomány kevésbé fogékony a fertőzésre (Radócz, 2002). A védekezés kifejezetten nehéz a baktérium ellen. Az egyik kézenfekvő hatóanyag lehetne a réz, de

használata számos nehézségbe ütközik. Nehéz az időpont megválasztása, hiszen a kórokozó egész évben képes fertőzni, de az egyik kritikus szakasz lehet a virágzás, amikor a réz fitotoxikus hatása miatt nem használható. A hatóanyag a már fertőzött szövetekbe nem képes bejutni, így ezeket a részeket le kell metszeni és megsemmisíteni (Kennelly és mtsai., 2007).

3.5. A csonthéjasok citospórák elhalása

3.5.1. A kórokozó neve, taxonómiája és általános jellemzése

A csonthéjasok citospórák vagy leukosztómás elhalását a *Cytospora* nemzetségbe tartozó gombafajok okozzák. A nemzetségbe több mint 150 faj tartozik, a leggyakoribb fertőző fajok a *Cytospora cincta* (Sacc.) és a *Cytospora leucostoma* (Pers.) Sacc. (Kianfé és mtsai., 2020). A *Cytospora* fajok a peritéciumos gombákhoz tartoznak, de peritéciumok csak ritkán, a már teljesen elpusztult ágrészekben exogén sztrómákban fejlődnek, és nincs nagy jelentőségük a gomba terjedésében (Glits és Folk, 2000).

A kórokozók rendszertanilag az alábbi módon sorolhatók be:

- Ország: Gombák
- Törzs: *Ascomycota*
- Osztály: *Sordariomycetes*
- Rend: *Diaporthales*
- Család: *Cytosporaceae*
- Nemzetség: *Cytospora*
- Faj: *Cytospora cincta* és *Cytospora leucostoma* (EPPO, 2023)

3.5.2. A kórokozó jelentősége

A kórokozónak több mint 130 fás szárú gazdanövényfaja van, és olyan gazdaságilag jelentős növényfajokot fertőz, mint például a *Malus* és a *Juglans*, a *Prunus* fajokkal szemben pedig különösen virulens. A betegség főleg az idősebb, legyengült állományokban okozhat nagyobb problémákat (Kianfé és mtsai., 2020). Rozsnyai és Apostol (2005) szerint a *Cytospora leucostoma* jelentős kórokozója hazánkban a meggynek és a cseresznyének. A kórokozó gyakran a *Pseudomonas syringae* baktériummal együtt fordul elő, ilyenkor a tünetek súlyosabbak (Glits és Folk, 2000).

3.5.3. A kórokozó biológiája és a kórfolyamat

A *Cytospora cincta* és *Cytospora leucostoma* nagyon hasonló morfológiailag, ezért az elkülönítésük szabad szemmel nem lehetséges. A gomba ivartalan szaporítóképletei a

piknídiumok, amelyek a fertőzött, rákos sebeken alakulnak ki. A piknídiumokból esős, párás időben narancsszínű konídiummassza tör elő, amely a terjedését biztosítja a kórokozónak. Az ivaros szaporítóképleteket (aszospórákat) képző peritéciumok csak később, a fertőzés 2.-3. évében alakulnak csak ki (Cotuna és mtsai., 2020). A betegség elsősorban a legyengült, kórokozók vagy kártevők által károsított fákat érinti. A kórokozó kifejezetten sebparazita, természetes eredetű sebeken, vagy egyéb okok (pl. metszés) miatt kialakult sebeket képes fertőzni (Rozsnyai és Apostol, 2005). Spots és mtsai. (1990) szerint a fagyok okozta sérülések is kifejezetten veszélyesek a fertőzés szempontjából, a kórokozó a sérülés keletkezése után akár 90 nappal is be tud hatolni a növénybe. A konídiumok terjedését a csapadék, a szél vagy akár rovarok is biztosíthatják. A kórokozó melegkedvelő, még 32 °C-on is maximális sebességgel szaporodik, főként júliusban és augusztusban, a meleg és szárazság miatt lassabban növekedő fertőzött fákon okozza a legerősebb tüneteket (Cotuna és mtsai., 2020). A kórokozó gyakran már a faiskolában fertőzi az oltványokat. Az oltványok fertőzöttségét jelezheti, hogy a metszési sebek nem hegedtek be kellően, repedés, esetleg mézgafolyás látható a vágási felületen. Ennek a tünetnek több kórtani oka is lehet, de laboratóriumi vizsgálat hiányában a kórokozó sebparazita volta miatt *Cytospora* fertőzésre gyanakodhat a vásárló (Véghelyi, 2004a).

3.5.4. A betegség tünetei

A fertőzött fákon először a levelek sárgulása és hajtásszáradás figyelhető meg. A fertőzött ágakon a kéreg elhal, a kambium barnás-feketés színűvé válik, rákos sebek alakulnak ki erőteljes mézgakiválás kíséretében (Glits és Folk, 2000). Jellegzetes tünete a fertőzésnek a vesszők „libabőrössége” (8. ábra), amit a kéreg alatt az exogén sztrómákban fejlődő piknídiumok okoznak. A piknídiumokból esős időben narancsszínű konídiummassza tör elő. A rákos seb feletti növényi részek végül teljesen elhalnak (Véghelyi, 2004a).



8. ábra: *Cytospora cincta* okozta "libabőr" tünet (forrás: CABI Digital Library)

3.5.5. A kórokozó kimutatása

A fás részeken megjelenő piknídiumok fekete színűek, melyben egysejtű piknokonídiumok képződnek (Rozsnyai, 1977a; Glits és Folk, 2000). Vizsgálatok alapján a *C. cincta* és a *C. leucostoma* jól tenyésztethető általános táptalajokon (például: burgonya-dextróz agar, maláta kivonat agar) (Rozsnyay, 1977a; Surve-Iyer és mtsai., 1995), azonban a morfológiai tulajdonságok változatosak. Rozsnyay (1977a) által megfigyelt tenyészetek PDA táptalajon kezdetben sötétszürkék voltak, amelyek később fekete színűvé váltak. Fan és mtsai., (2020) közepükön sötétszürke színű tenyészeteket figyelt meg. Mindkét szerző említi az idősebb tenyészetekben a piknídiumok képződését.

A kórokozók azonosíthatók és kimutathatók nukleinsav molekuláris módszerekkel (Fan és mtsai., 2020). Az ITS régió alkalmas a *Cytospora* fajok kimutatására, azonban nem feltétlenül alkalmas a fajok megbízható elkülönítésére (Lawrence és mtsai., 2018). Luo és mtsai. (2017) által a β -*tubulin* génre tervezett primerekkel szintén azonosíthatók a kórokozók.

3.5.6. Védekezés

Rozsnyai és Apostol (2005) vizsgálatai során egyes meggyfajták ('Újfehértói fürtös', 'Balaton' és 'Csengődi') ellenállóságot mutattak a kórokozóval szemben. Biggs és Grove (2005) szerint a fajta kiválasztásakor érdemes jó fagyűrő képességgel, gyors sebgyógyulással, valamint gyors növekedési eréllyel bíró fajtákat előnyben részesíteni.

A téli metszés helyett érdemes a metszést tavaszra időzíteni (Rozsnyai, 1977b), amikor már gyorsabb a fák sebgyógyulása. A fertőzött, beteg vesszőket le kell metszeni, a metszés során pedig az eszközöket fertőtleníteni kell, például denaturált alkohollal vagy 20%-os hypo oldattal. A metszési nyesedéket meg kell semmisíteni, vagy az ültetvényből eltávolítani. A keletkezett sebeket sebkezelő anyaggal le kell zárni, valamint a metszés után réz hatóanyagú készítménnyel kezelni az ültetvényt. A szaporítóanyag vásárlása során meg kell győződni az egészséges oltványokról, érdemes megvizsgálni, hogy megfelelően kalluszosodtak és begyógyultak a metszési sebek (Véghelyi, 2004a).

3.6. A meggy verticilliumos hervadása

3.6.1. A kórokozó neve, taxonómiája és általános jellemzése

A meggy verticilliumos hervadását a *Verticillium dahliae* és a *Verticillium albo-atrum* (Reinke & Berthold) patogén gombák okozzák (Hiemstra és Harris, 1998). A közeli rokon fajokat a *Verticillium dahliae* kórokozón keresztül mutatom be.

A *Verticillium dahliae* rendszertanilag az alábbi módon sorolható be:

- Ország: Gombák
- Törzs: *Ascomycota*
- Osztály: *Sordariomycetes*
- Rend: *Hypocreales*
- Család: *Plectosphaerellaceae*
- Nemzetség: *Verticillium*
- Faj: *Verticillium dahliae* (EPPO, 2023)

A kórokozónak hazánkban nem fejlődik ki az ivaros alakja, a konídiumok a fertőzött gyökéren kialakuló konídiumtartókon fűződnek le (Véghelyi, 2004b). A *Verticillium dahliae* konidioforjai egyenesek, jellegzetes örvös elágazásúak, az elágazásoknál emeletenként több fialid található, melyek egysejtű megnyúlt, tojásdad konídiumokat hoznak létre (Harvey, 1965; Glits és Folk, 2000).

A gomba számára leginkább ideális hőmérsékleti tartomány a 18-23 °C (Glits és Folk, 2000). A *Verticillium dahliae* a fertőzött növényi szövetekből klórtetraciklint tartalmazó agar táptalajon izolálható, és PCR módszerrel kimutatható. A kórokozó később PDA táptalajon tenyésztethető (Serrano és mtsai., 2023).

3.6.2. A kórokozó gazdanövényköre és jelentősége

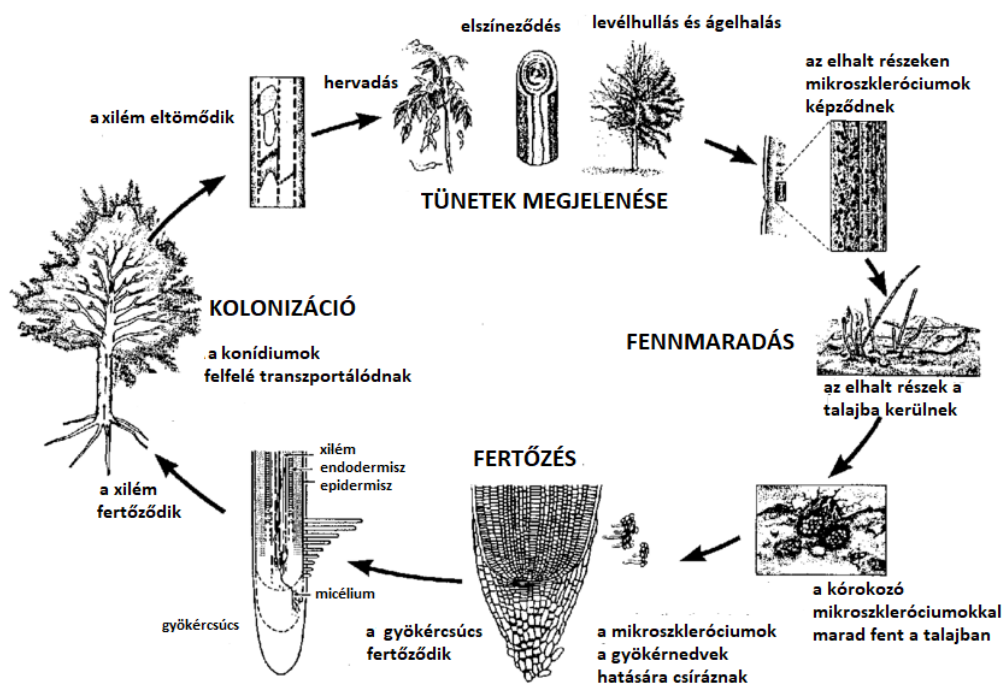
A kórokozó széles gazdanövénykörrel rendelkezik. Hiemstra és Harris (1998) szerint több mint 50 féle kultúrnövényt képes megfertőzni, míg az EFSA (2014) adatai szerint a gazdanövények száma ennél is magasabb: a *Verticillium dahliae* 14 növénycsalád közel 400 fajtát képes fertőzni, és a *Prunus* fajokon kívül olyan gazdaságilag jelentős növénykultúrákat is károsít, mint például az olajbogyó, a paradicsom, a paprika, a burgonya és a dohány. Hazánkban jelentős lehet a csonthéjasok mellett a díszfaként ültetett és erdészeti környezetben előforduló juharfajokon, homoktövis-ültetvényeinkben, valamint a *Solanaceae* családba tartozó termesztett és gyomnövényként előforduló növényeken is (Izsépi, 2019).

Glits és Folk (2000) szerint a kórokozó hazánkban szórványosan szinte mindenütt megtalálható, ezért a jelenlétével számolni kell, bár a jelentőségét néhány esetben túlértékelték. A betegség a csonthéjas kultúrákban és a faiskolákban okozhat károkat, és a telepítés során az állományokba bekerülve a fák gyors pusztulását okozhatja (Radócz, 2002). A betegség a fiatal, a kitermelési és telepítési munkák által stresszelt, legyengült fákat érzékenyebben érinti, ezeken okoz leggyakrabban pusztulást. A jó kondícióban lévő, erős fák ellenanyagtermeléssel meg

tudják akadályozni a fertőzés kialakulását (Véghelyi, 2004b). Izsépi (2019) szerint hazánkban főként fiatal csonthéjas ültetvényekben okozhat jelentős károkat, jellemzően kajszin, de cseresznye, meggy, szilva és mandula esetében is.

3.6.3. A kórokozó biológiája és a kórfolyamat

A *Verticillium dahliae* talajból fertőző kórokozó, azonban nem valódi talajlakó, hiszen gazdanövény hiányában nyugalmi állapotban marad (Izsépi, 2019). A fő fertőzési forrás tehát a talaj, ahol a kórokozó mikroszkleróciumokkal képes fennmaradni, amik a gyökérváladékok hatására csíráznak ki (Hiemstra és Harris, 1998). A gomba leggyakrabban a gyökérrészek sérülésein keresztül fertőzhet. Sérülések keletkezhetnek például pockok, pajorok és fonálférgék által, de gyakoriak az ember által okozott sebek is (kapavágás, gyökerek visszametszése) (Véghelyi, 2004b). A kórokozó akár a fás részek sebein keresztül is behatolhat a növénybe, ha valamilyen módon - például heves esőzés által - fertőzött talajrészecskék kerülnek a növényre. A kórokozó fertőzött szemzőhajtásokkal, sarj eredetű alanyokkal is átvihető (Glits és Folk, 2000). A fertőzés során a gomba az edénnyalábokban növekszik, ahol nagy mennyiségű micéliumot képezve eltömíti azokat. A tracheák eltömődésével a növény víz- és tápanyagszállítása romlik, aminek következtében a fertőzött növény növekedésében elmarad, a termés mennyisége csökken, illetve a levelek hervadnak, sárgulnak. A *Verticillium* fajok a *Fusarium* fajokhoz hasonlóan mikotoxinokat termelnek, amik fitotoxikus hatásúak, így fokozzák a tünetek súlyosságát (Radócz, 2002). Klement (1984) szerint a *Pseudomonas syringae*-vel és a *Cytospora cincta*-val ellentétben a *Verticillium dahliae* önmagában soha nem okoz hánccspusztulást.



9. ábra: A *Verticillium dahliae* életciklusa (P. J. Konstenze rajza alapján)

Az elpusztult növényi részek lebomlása során a mikroszkleróciumok a talajba jutnak, ahonnan például talajműveléssel, vagy akár fertőzött szaporítóanyaggal kerülhetnek át új területekre (Hiemstra és Harris, 1998). Izsépi (2019) szerint a gomba képes a levélnyeleken keresztül a levelekbe is behatolni, majd az elpusztult leveleken mikroszkleróciumot képezni. A fertőzött levelekkel a gomba a talajra hullva vagy a szél segítségével is terjed az ültetvényen belül. A mikroszkleróciumok több mint 10 éven át fennmaradhatnak a talajban, de polifág kórokozó révén a rezervoár gyomnövényeken keresztül is fent tud maradni (Hiemstra és Harris, 1998). Izsépi (2019) szerint a mikroszkleróciumokkal akár 15 évig is életképes marad a gomba.

3.6.4. A betegség tünetei

A hajtások elvesztik turgorjukat, a levelek fakulnak, lankadnak. A tracheák elhalása következtében a fa részlegesen vagy teljesen elszárad (Glits és Folk, 2000). Izsépi (2019) szerint gyakori tünet, hogy a fertőzött fák koronája féloldalasan hervad, pusztul (6. ábra), ugyanis a gyökereknek is csak egy része fertőződik, amely a pusztuló koronarészek ellátásáért felelős. A féloldalas tünetmegjelenést Subbarao (2020) is említi. A szemmel látható tünetek május és augusztus között jelennek meg. A fákon a levelek lankadnak, sárgulnak, száradnak, korán lehullanak, így a hajtások, vesszők felkopaszodnak (Jenser, 1984; Hrotkó, 2003). A hervadás irreverzibilis (Subbarao, 2020). A fertőzött vesszőket, gallyakat, ágakat elfűrészelve

a vízszállító szövetek mentén sötét foltok, csíkok vagy sávok láthatók (Glits és Folk, 2000; Izsépi, 2019).



10. ábra: A verticilliumos hervadás jellegzetes féloldalas tünete cseresznyén (Izsépi, 2019)

3.6.5. A *Verticillium* fajok kimutatása

A megbízható diagnózis érdekében a szövetet (legfiatalabb fás részekből, vagy még inkább a levélnyelekből) steril körülmények között kell kivágni, és streptomycin-szulfát-alkohol-agar (SAA) táptalajra vagy Sorensen-féle NP-10 fél-szelektív táptalajra kell helyezni (Kabir és mtsai., 2004, Subbarao, 2020), majd a Petri-csészéket sötétben 22-25°C-on inkubálva vizsgáljuk a jellegzetes konídiumtartók és mikroszkleróciumok jelenlétét. A hivatalos EPPO (2020) protokoll ajánlása szerint fás szövetből a kórokozó PLYA (prune lactose yeast agar, szilva laktóz élesztő agar) vagy PDA (potato dextrose agar, burgonya dextróz agar) táptalajon izolálható. A növényi rész fertőtlenítését követően, steril szikével el kell távolítani a hajtás epidermiszét ill. a kéregszöveteket egy rövid szakaszon, majd steril szikével ék alakú darabot metszünk ki a szár közepéig, és a táptalajra helyezzük. A folyamatot meg kell ismételni a növényi rész másik oldaláról is, hogy a teljes keresztmetszetből megtörténjen a mintavétel. A mintavételt különböző szinteken/magasságokban ajánlott elvégezni. A Petri-csészéket 20°C-on, sötétben inkubáljuk, akár 2 héten keresztül (EPPO, 2020). Yan és mtsai. (2019) szerint a kórokozó 7 napos tenyésztése PDA táptalajon kezdetben fehér, majd sötét színűvé válik és nagy mennyiségben képez mikroszkleróciumokat.

A *Verticillium* fajok azonosítása és megkülönböztetése morfológiai bélyegek alapján nem egyszerű, bár a fajok elkülönítésére rendelkezésre állnak morfológiai határozókulcsok: pl. **Inderbitzin és mtsai. (2011a)** munkája. A szerzők azonban egy másik tanulmányukban (**Inderbitzin és mtsai., 2014**) rávilágítanak, hogy az eredményeket fajspecifikus PCR (polimerase chain reaction, polimeráz láncreakció) tesztekkel vagy DNS-szekvenálással és filogenetikai elemzésekkel kell megerősíteni.

Léteznek molekuláris diagnosztikai eljárások a növényi szöveteket fertőző *Verticillium* fajok vagy akár azok specifikus törzseinek azonosítására, melyek PCR, multiplex PCR, RPLP módszereken vagy RAPD markereken alapulnak (**Hu és mtsai., 1993; Koike és mtsai., 2000; Typas, 2000; Inderbitzin és mtsai., 2014**).

3.6.6. Védekezés

Izsépi (2019) szerint a kórokozó ellen a növényvédő szeres kezelés nem hatékony. A gomba a növényben él, így a szállítószövetek „védelmében”, ezért még felszívódó szerekkel sem tudunk hatást elérni, vagyis az egyetlen megoldás a megelőzés lehet. A kórokozó elleni védekezés döntően megelőző jellegű. Rendkívül fontos, hogy a telepítés során egészséges szaporítóanyag kerüljön a területre (**Radócz, 2002**). Korábbi tanulmányok is feltárták a *Verticillium dahliae* növényi résszel, szaporítóanyaggal történő átvitelének jelentőségét (**Thanassoulopoulos, 1993; Chen, 1994**). **Izsépi (2019)** szerint a fertőzött oltványok gyakran még tünetmentesek a faiskolában, és csak később 3-4 éves korban jelennek meg az első tünetek, ezért gyakran nehéz a *Verticillium*-mentes szaporítóanyag biztosítása.

A telepítés során figyelembe kell venni, hogy előzőleg milyen növényt kultúrát termesztettek a területen, *Solenaceae* családba tartozó elővetemény (paradicsom, paprika, burgonya, dohány) esetén nagyobb az esély arra, hogy *Verticillium*-fertőzött a terület (**Hrotkó, 2003**). Amennyiben a kórokozó jelen van a területen, vagy a szaporítóanyag fertőzött, akkor már nehéz a problémát orvosolni. A fertőzött fákat teljesen, a gyökérmaradványokkal együtt el kell távolítani az ültetvényből.

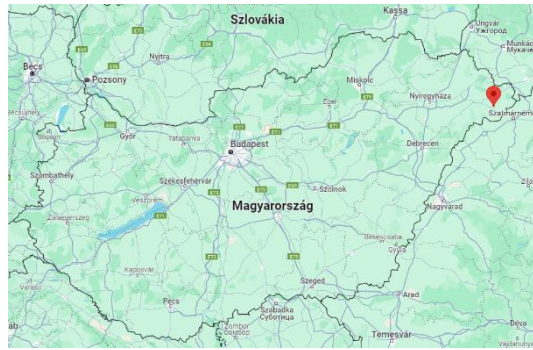
A gomba kitartó képletei és polifág volta miatt a vetésváltás, ugaroltatás sem jöhet szóba, bár a kórokozó az egyszikű növényeket nem fertőzi. A faiskolákban a fertőzött terület talajfertőtlenítéssel kezelhető, ilyen célra például a dazomet (Basamid G) használható (**Radócz, 2002**). **Izsépi (2019)** szerint azonban az 5-6 éves vetésforgó betartása a termesztési területen hatékony eszköz, ugyanis ennyi idő alatt a talajban lévő mikroszkleróciumok száma gazdasági küszöbérték alá csökkenhet. A szerző szerint külföldi tapasztalatok azt mutatják, hogy

talajfertőtlenítés sok esetben inkább árt, ugyanis a széles hatású talajfertőtlenítő szerek használatával inkább csak a talajban élő hasznos szervezetek számát csökkentjük, mert a kórokozó mikroszkleróciumai rendkívül ellenállóak. Sokkal célravezetőbbnek tartja a talaj mikrobiológiai aktivitásának növelését (pl. szerves trágya beforgatásával).

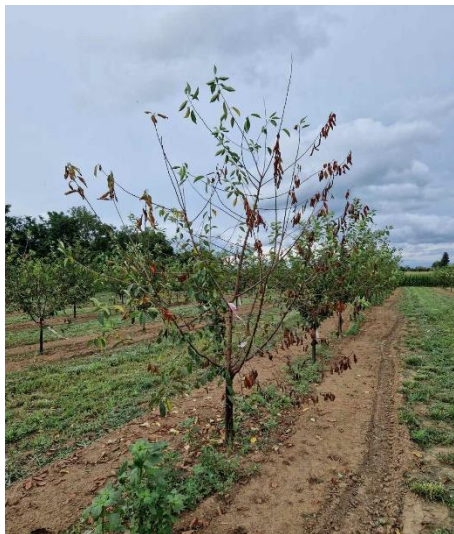
4. ANYAG ÉS MÓDSZER

4.1. A vizsgálat helye és ideje

A két hektáros meggyültetvényt 2020-ban telepítette Szamosújlak (**11. ábra**) mellett a termesztő, aki közel 27 hektáron termeszt gyümölcsöt, elsősorban meggyet. A ‘Petri’ fajtájú oltványokat sajmmeggy alanyon (**12. ábra**) hazai kereskedőtől vásárolta.



11. ábra: Az ültetvény a Szabolcs-Szatmár-Bereg vármegyei Szamosújlak mellett található



12. ábra: Pusztuló meggyfa a szamosújlaki, 2020-as telepítésű ültetvényben

Az első tünetek június első dekádjában jelentek meg az első növényeken. A termesztő 2023. június 20-án kereste meg a problémával a Növénykórtani Tanszéket. A kórokozó kimutatásához kapcsolódó vizsgálatokat 2023. június és július folyamán végeztük a Tanszék laboratóriumában.

4.2. A vizsgálat anyaga és módszere

4.2.1. A 'Petri' fajta bemutatása

A fajtát Szőke Ferenc szelektálta 2007-ben. A fa középerős növekedésű, korona ritkítást igényel, intenzív termesztésre is alkalmas. Öntermékeny, korán termőre fordul. Július elején érik, az 'Újfehértói fürtös' után. Gyümölcse: közép-nagy, friss fogyasztásra és ipari célra is alkalmas (Szabó és mtsai., 2008).

4.2.2. A fák vizsgálata, mintagyűjtés

A fák és azok környezetének vizuális vizsgálatát a helyszínen a konzulensem kérésére Kóthai Gyöngyvér (okleveles növényorvos, SZIE Budai Campus) szemrevételezéssel megvizsgálta. A tüneteket mutató fák közül 3-at kiástak és gyökérrel együtt kiemeltek, melynek során ellenőrizte pocok és a terrikol kártevők károsítására utaló jeleket, illetve a talajból fertőző kórokozók jelenlétét.

Kérésünkre a termesztő a három tüneteket mutató fáról fás részeket is gyűjtött, melyeket postán juttatott el a Növénykórtani Tanszékre (13. ábra). A mintákat a megérkezésük után sztereomikroszkóp alatt vizsgáltuk, hogy megfigyelhető-e rajtuk kórokozó gombák szaporítóképlete.



13. ábra: A termesztő által a Növénykórtani Tanszékre vizsgálatra küldött minták

4.2.3. A kórokozók tenyésztése a fás részekből

A *Pseudomonas syringae* baktérium jelenlétének teszteléséhez a fás minták felületét 10%-osra hígított háztartási hypo-oldattal fertőtlenítettük, majd steril szikével eltávolítottuk a kéregszövetet. A belső szöveteket a tünetes rész határától steril szikével kimetszettük, majd steril vizet pipettáztunk hozzá, és lamináris fülkében, steril szikével aprítva feltártuk. Ezt

követően oltókaccsal King's B agarra végeztünk szélesztést. A Petri-csészéket parafilmmel zártuk le és 24 C°-on termosztátban 5 napig inkubáltuk.

A növénypatogén gombák (*Verticillium* spp., *Cytospora* spp.) jelenlétének kimutatására a fás részek felszínét 10%-osra hígított háztartási hypo-oldattal fertőtlenítettük, majd lamináris fülke alatt, steril szikével eltávolítottuk a kéregszövetet. A belső szövetek tünetes részéből kimetszett darabokat steril csipesz segítségével PDA-táptalajra helyeztük. A Petri-csészéket parafilmmel zártuk le és 24 C°-on termosztátban 7 napig 12 órás mesterséges megvilágítás mellett inkubáltuk.

4.2.4. Kórokozók molekuláris kimutatása

4.2.4.1. Össznukleinsav kivonás fás szövetekből

A fás részekről 7 helyről vettünk mintát a vizsgálathoz. A meggyfákról gyűjtött minták felületét 70%-os etanollal fertőtlenítettük, majd a teljes száradás után steril szikével a kérget, valamint az alatta található zöld színű osztódó szövetet eltávolítottuk. Ezután a megtisztított mintákról 1 gramm floém-xilém keveréket kapartunk le, aminek felét közvetlenül felhasználtuk az örökítőanyag kivonásához, a másik felét pedig -20 C°-on, fagyasztva tároltuk, felkészülve arra az eshetőségre, hogy a nukleinsav kivonást valamilyen oknál fogva meg kellene ismételni. A fás szövetek totál nukleinsav kivonása során néhány módosítással, de **Daire és mtsai. (1997)** protokollját alkalmaztuk. Az eredeti leírásnál kevesebb mintát használtunk, amit hűtött dörzsmozsárban homogenizáltunk kvarchomokkal és 3,5 ml CTAB pufferrel (2 % CTAB (Cetil-trimetil-ammónium-bromid, 1,4 M NaCl (Nátrium klorid), 10 mM EDTA (Etilén-diamin-tetraecetsav, pH 8), 100 mM TRIS-HCl (TRIS-(hidroximetil)-amino-metán-hidroklorid; pH 8), amihez előtte 2-merkaptóetanolt adtunk 500:1 arányban (0,2%). A homogenizált mintát 2 darab 2 ml-es mikrocentrifuga-csőbe töltöttük, majd 65 C°-on 50 percig inkubáltuk, közben 10 percenként vortex segítségével összekevertük. A szuszpenziót 13 400 rpm-en centrifugáltuk 15 percen keresztül, majd mikrocentrifuga-csőenként 0,5-0,5 ml (összesen 1 ml) felülúszót átpipettáztunk egy-egy új 2 ml-es mikrocentrifuga csőbe. A fehérjék kicsapása érdekében a mintákat először 900 µl, majd 700 µl (1:24) izoamilalkoholos kloroformmal tisztítottuk. A felülúszót új csövekbe pipettáztunk, odafigyelve arra, hogy a fázisok ne keveredjenek össze, majd 400 µl izopropanolt adtunk a mintákhoz. Kézzel óvatosan tízszer átforgattuk, végül 1-2 percig állni hagytuk. A mintákat 10 percig centrifugáltuk, majd a felülúszót a leülepedett DNS-re figyelve óvatosan dekantáltuk, majd a csöveket fejfelé állítva lecsöpögtettük. A DNS-t ezután 750 µl 70%-os alkohollal mostuk, majd 5 percig centrifugáltuk. Dekantálás után a

mintákat vákuumszáritó segítségével száritottuk. A kivonás végén kinyert pelletet 50 μ l 1xTE puffer oldatban (10 mM TRIS (2-amino-2-(hidroxi-metil)-propán-1,3-diol) pH 7,6; 1 mM EDTA (2,2',2'',2'''-(Etilén-diamin-tetraecetsav) tetraecetsav-dinátrium-só (pH 8)) szuszpendáltuk, majd az oldatok DNS koncentrációját spektrofotométerrel (NanoDrop 2000, Thermo Fisher Scientific) mértük meg. A minták DNS koncentrációját 400 ng/ μ l-re állítottuk be 1xTE oldattal, majd a csöveket -20 °C-on tároltuk a PCR vizsgálatig.

4.2.4.2. Polimeráz láncreakciók (PCR)

A kórokozókat PCR, illetve nested-PCR segítségével mutattuk ki. A reakcióelegyek végtérfogata 50 μ l volt, melyhez az alábbiakat pipettáztuk a PCR csövekbe:

- 3 μ l DNS (kb. 1200 ng)
- 1 μ l forward primer (10 vagy 20 μ M-os koncentrációban)
- 1 μ l reverse primer (10 vagy 20 μ M-os koncentrációban)
- 25 μ l Dream Taq Green PCR Master Mix 2X (Thermo Scientific)
- 20 μ l steril víz

A polimeráz láncreakciók GeneAmp 9700 típusú PCR készülékben (Applied Biosystems) mentek végbe. A negatív kontrollok esetében steril desztillált vizet használtunk. Az értékelés során a PCR elegyeket 1%-os agaróz gélen futtattuk meg, amelyet GelRed Green (Biotium Inc.) festékkel festettünk közvetlenül a futtatás előtt. A 100 bázispár kiosztású méretmarkert a Thermo Fisher Scientific-től szereztük be. A gélelektroforézis eredményét UV transzilluminátor (UVitec, Uvidoc HD6) gëldokumentációs rendszerrel tettük láthatóvá. Szekvencia meghatározást nem végeztünk.

'Ca. Phytoplasma prunorum' kimutatása

A 'Ca. Phytoplasma prunorum' fitoplazma jelenlétét nested-PCR módszerrel teszteltük, melyben két egymást követő PCR-t végeztük. Az első PCR elegy Eof és Eor indítószekvenciákat (10 μ M) tartalmazott (**Mergenthaler, 2004**), majd a második PCR elegybe 10 μ M mennyiségű ECA1 és ECA2 indítószekvenciákat (**Jarausch és mtsai., 1998**) pipettáztunk. Az első primerszett univerzális, míg a második a 'Ca. Phytoplasma prunorum'-ra specifikus volt. A vizsgálatok során **Mergenthaler (2004)**, illetve **Jarausch és mtsai. (1998)** kézirateiban közölt protokollokat követtük. A várt amplikon mérete az első reakcióban 471 bázispár, míg a második reakcióban 237 bázispár volt az irodalmi adat szerint.

Pozitív kontrollként Koncz László Sándor által rendelkezésünkre bocsájtott össznukleinsav szolgált, melyet doktori munkája során tüneteket mutató kajszivesszóból vont ki és a sikeres PCR-t követően szekvencia meghatározással is igazolta a ESFY fitoplazma jelenlétét.

Pseudomonas syringae kimutatása:

A *P. syringae* kimutatása során a Tanszéken rendelkezésre álló SyrB1 és SyrB2 (Sorensen és mtsai., 1998) indítoszekvenciákat használtunk 10 µM-os mennyiségben. A PCR lépései szintén a szerzők közleményében leírtakkal megegyező hőmérsékleten és időtartamon zajlottak. Ebben az esetben 752 bázispár hosszúságú terméket vártunk.

Cytospora-fajok kimutatása:

A *Cytospora*-fajok jelenlétének kimutatására a PCR során Luo és mtsai., (2017) tanulmányában közölt indítoszekvenciákat használtuk: CtBTFF1 és CtBTFR1 (a szerzők által a protokollban rögzített 20 µM-os koncentrációban). A ciklusok száma és a PCR egyéb kondíciói megegyeztek az említett tanulmányban közöltekkel. A keletkező célszekvencia a *Cytospora*-fajok esetében 106 bázispár.

Verticillium-fajok kimutatása:

A *Verticillium*-fajok jelenlétét szintén PCR eljárással detektáltuk, amelyhez a protokoll szerint 1 µl 20 µM-os Vactf forward és 1 µl 10 µM-os Vactr reverse indítoszekvenciát adtunk (Inderbitzin és mtsai., 2011b) adtunk. A PCR protokoll megegyezett a szerzők által közöltekkel. Vactf és Vactr primerek a kórokozó *actin* génjét szaporítják fel. A specifikus amplicon mérete: 588 bázispár.

5. EREDMÉNYEK

5.1. Helyszíni vizsgálat eredménye

A termesztő elmondása alapján az első tünetek hirtelen jelentek meg június elején növényeken. A fák levelei először lankadtak, majd gyorsan elbarnultak (**14. ábra**), száradtak. A tünetek a termesztő elmondása szerint az ültetvény 15-20%-át érintették. A tünetek előrehaladtával teljes hajtások haltak el (**15. ábra**). A tünetek nem korlátozódtak csupán a fák egyik felére.



14. ábra: Lankadó, barnuló levelek és hajtások a tüneteket mutató meggyfán
(a termesztő felvételei, 2023)

A kiásott és gyökerestől kiemelt fák gyökérnyaki részén, ill. gyökerén pocok, illetve pajorok általi rágásnyom nem volt, továbbá a *Roesleria pallida* és a *Rosellinia necatrix* gyökérpenészek fertőzésére utaló gombaképletek sem jelentek meg. A gyökerek mennyisége a fák méretéhez képest elegendő volt, élő gyökerekkel rendelkeztek. Talajvíz nem állt a gyökérszónában.

Egy-egy fényképen megrövidült hajtásokra lettünk figyelmesek (**15. ábra**), ezért nem tartottuk kizártnak a 'Ca. Phytoplasma prunorum' esetleges jelenlétét sem.



15. ábra: Elhaló, illetve megrövidült hajtások beteg meggyfákon
(a termesztő felvételei, 2023)

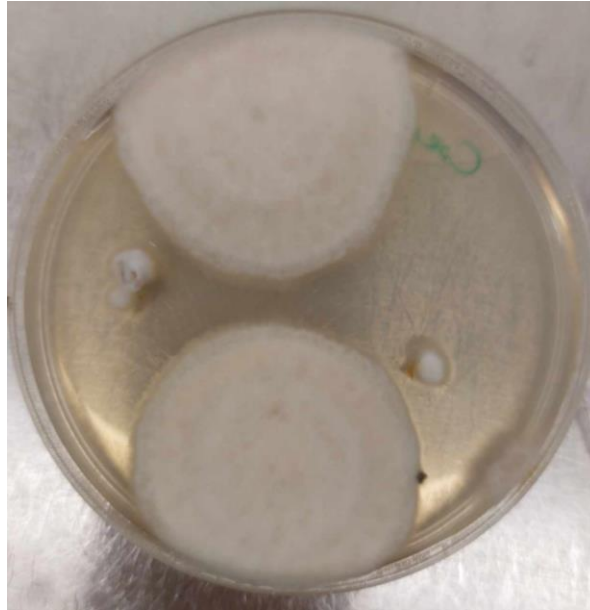
5.2. A tünetek értékelése vizuálisan és mikroszkóppal

A beérkezett fás részeket megvizsgálva a szállító szövetekben barnulást figyeltünk meg. Egyes levágott fás részek teljesen el voltak száradva, ezekből a kórokozók kitenyésztése, kimutatása nehézkes vagy nem lehetséges. A beküldött ágminták felszínén kórokozóra utaló szaporítóképlet megjelenését nem tapasztaltuk.

5.3. A kórokozók tenyésztése a fás részekből

A *Pseudomonas syringae* kimutatására használt King's B táptalajon nem képződtek a *Pseudomonas syringae*-re jellemző fluoreszcens pigmentet termelő baktériumkolóniák, így baktérium jelenléte nem volt igazolható a növényi szövetekben.

A PDA-táptalajon a legtöbb növényi szövetből nem fejlődött kolónia, egyetlen minta esetén keletkezett fehér micéliumtelep (lásd: 16. ábra). Felszínén csak légmicélium képződött, szaporítóképlet nem alakult ki, így nem volt meghatározható a faj.

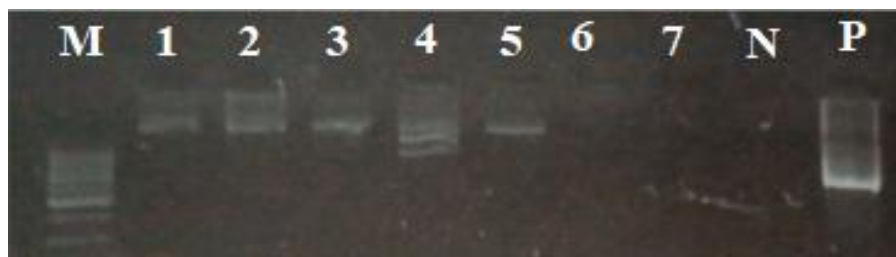


16. ábra: Meggy belső fás szövetből PDA táptalajon fejlődött fehér gombatelepek
(Fotó: Petróczy M.)

5.4. Kórokozók molekuláris kimutatása

5.4.1. '*Ca. Phytoplasma prunorum*' jelenlétének tesztelése polimeráz láncreakcióval

A '*Ca. Phytoplasma prunorum*' fitoplazma jelenlétét nested-PCR módszerrel tesztelve nem keletkezett specifikus amplikon (**17. ábra**), kizárólag a pozitív kontroll esetén (kb. 470 bázispár). A negatív kontroll esetén semmiféle termék nem képződött. A meggy fás részekből származó minták (1-7) esetén 1000 bázispár feletti aspecifikus termékek keletkeztek, melyek képződése nem szokatlan a fás szövetekből származó össznukleinsav esetén.



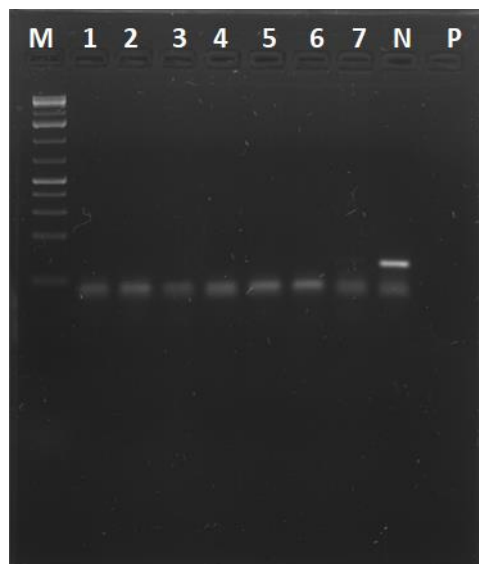
17. ábra: Meggy fás szövetekből származó össznukleinsav tesztelése nested PCR-rel '*Ca. Phytoplasma prunorum*' kórokozóra (M - méretmarker, N - negatív kontroll, P - pozitív kontroll)

5.4.2. A *Pseudomonas syringae* jelenlétének tesztelése polimeráz láncreakcióval

A *Pseudomonas syringae* kimutatása során a SyrB1 és SyrB2 primerek nem eredményeztek amplikont a polimeráz láncreakcióban. A vizsgált meggyágak belső szöveteiből a baktérium jelenléte nem volt igazolható.

5.4.3. A *Cytospora cincta* jelenlétének tesztelése polimeráz láncreakcióval

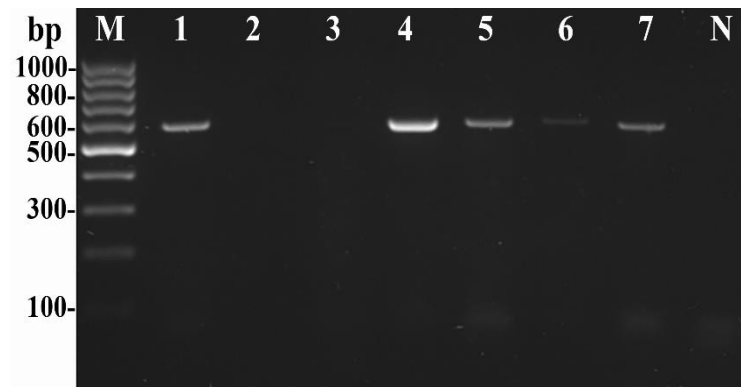
A *Cytospora*-fajok jelenlétének kimutatására a PCR során CtBTFF1 és CtBTFR1 primereket használtunk és 106 bázispár hosszúságú amplikont vártunk. A vizsgált meggy ágak belső szöveteiből a gomba jelenléte nem volt igazolható (**18. ábra**).



18. ábra: Meggy fás szövetekből származó össznukleinsav tesztelése PCR-rel *Cytospora* fajokra (M - méretmarker, N - negatív kontroll, P - pozitív kontroll)

5.4.4. A *Verticillium dahliae* jelenlétének tesztelése polimeráz láncreakcióval

A PCR során a Vactf és Vactr primerekkel kb. 600 bázispár hosszúságú amplikon keletkezett 7/5 mintavétel esetén (**19. ábra**), a vizsgált fás szövetekből a *Verticillium* faj jelenlétét igazoltuk. A negatív kontroll esetében amplikon nem képződött.



19. ábra: Meggy fás szövetekből származó össznukleinsav tesztelése PCR-rel *Verticillium* sp. Kórokozóra (M-méretmarker, N-negatív kontroll)

6. KÖVETKEZTETÉSEK, JAVASLATOK

A termesztő által megfigyelt hajtáspusztulás háttérében számos tényező állhatott volna, azonban a vizuális vizsgálat során gyökérzet és a gyökérszaki rész jó állapotúnak tűnt, így az apoplexia betegségkomplex valamelyik kórokozójára lehetett gyanakodni.

A laboratóriumi vizsgálat során semmiféle szaporító képletet nem figyeltünk meg a sztereomikroszkóp alatt, az elhalt ágakon sem. Irodalmi adatok szerint a *Botryosphaeria* és a *Cytospora* fajok esetében piknidiumok jelennének meg a tünetes fás részekben (Véghelyi, 2004a; Vajna, 2006). A levelek lankadása, hervadása és a hajtások száradása több kórokozó következménye is lehet. A szállítószöveteknél megfigyelt elhalás ugyan a *Verticilliumos* hervadásra jellemző (Glits és Folk, 2000; Izsépi, 2019), azonban a tünetek nem féloldalasan jelentek meg, ahogy azt többek között Subbarao (2020) is említi. Az ültetvényben néhány fán enyhe ízköz- és hajtásrövidülés jelentkezett, amit több irodalmi forrás is a 'Ca. Phytoplasma prunorum' jellegzetes tünetének tulajdonít (Marccone és mtsai., 2010; Žežlina és mtsai., 2016; Lepres és mtsai., 2018). Azonban a molekuláris vizsgálatok kizárták a fitoplazma jelenlétét.

A termesztő által a tanszékre küldött ágakból egyáltalán nem sikerült kórokozót kitenyészteni. A King's B táptalajon megjelent baktérium kolóniák egyike sem termelt fluoreszcens pigmentet, így kizárható a *Pseudomonas syringae* kártétele, mert ezen az indikátor táptalajon a *Pseudomonas syringae* - jellegzetes sárgás zöld színanyag termelése alapján - jól elkülöníthető más, pigmentet nem termelő fajoktól (Bultreys és mtsai., 2001). Azt, hogy nincs jelen *Pseudomonas syringae* fajkomplexbe tartozó baktérium a növényi szövetekben, a negatív eredményű PCR is megerősítette.

A PDA táptalajon az egyik ágból fehér színű gombatelepek fejlődtek, azonban nem valószínű, hogy összefüggésben lett volna a tünetekkel, bár patogenitási tesztet nem végeztünk. A morfológiai bélyegek alapján nem valószínűsítettük, hogy a tenyészetek *Verticillium*, vagy *Cytospora* fajhoz tartoztak volna, mert Yan és mtsai. (2019) szerint a *Verticillium* fajok telepei szürkévé válnak és nagy mennyiségű mikroszkleróciumot képeznek, a *Cytospora* fajok pedig Rozsnyay (1977) szerint először sötétszürke, később fekete telepeket képeznek. A kitenyésztett telepek fehér színűek maradtak, és nem jelentek meg rajtuk szaporítóképletek, csak légmecéium. A sikertelen tenyésztés háttérében több tényező is állhat. Kabir és mtsai. (2004) és Subbarao (2020) szerint a *Verticillium* fajokat leginkább a fiatal hajtásokból vagy levélgyeletekből lehet eredményesen kitenyészteni, a Tanszékre beérkezett minták pedig idősebb

fás részek voltak, melyekről az azévi hajtásokat a postázás előtt lemetszette a termesztő. Továbbá célszerű lett volna, az ág teljes keresztmetszetét lefedő korongokat táptalajra helyezni, ahogy az **EPPO (2020)** protokollja is javasolja. A küldött ágak közül több már teljesen elhalt, ezekből már problémás a kórokozó tenyésztése.

A molekuláris vizsgálatok során kizárólag a *Verticillium* specifikus indítószekvenciák esetén kaptunk specifikus terméket. A primerekkel kb. 600 bázispár hosszúságú amplikon keletkezett, ami megfelel **Inderbitzin és mtsai. (2011b)** által leírt adatnak. Így igazoltuk, hogy *Verticillium* faj okozta a tüneteket, de további vizsgálat nélkül nem lehet fajszenzen megállapítani, hogy a *Verticillium dahliae* vagy a *Verticillium albo-atrum*, esetleg a két faj együttesen okozta-e a tüneteket.

A termesztő több, mint 25 hektáron termeszt meggyet. Korábban hasonló tüneteket nem tapasztalt, csak ebben az új telepítésű ültetvényben, így valószínűsíthetően tünetmentes, de fertőzött szaporítóanyagot kaphatott a faiskolából, így a kitermelés és a telepítés okozta stresszt megsínylő fákon a telepítés után agresszíven jelent meg a kórokozó. **Véghelyi (2004b)** is említi, hogy telepítést követő években a legérzékenyebbek a fák a fertőzésre.

Felmerül a kérdés, hogy mit tehet ilyenkor a termelő? Ha a kórokozó már bekerült a területre, sajnos nincs igazán hatékony megoldás, hiszen a leghatékonyabb védekezés a megelőzés. A termesztő elmondása alapján a szaporítóanyag előállítója a vizsgálati eredmények tükrében felajánlotta, hogy a fertőzött fák helyére garanciálisan biztosít új szaporítóanyagot, ugyanakkor fennáll a veszélye, hogy a csemetekertben is már eleve fertőzött a talaj a kórokozóval, így ismételten fertőzött fák fognak érkezni az ültetvénybe. Ugyan meg lehet kísérelni egészséges szaporítóanyaggal pótolni a tünetes fákat (a beteg fák gondos - gyökérrel együtt történő - eltávolítását követően), de a kórokozó kitartóképletei már a talajba kerültek. **Izsépi (2019)** szerint 15 évig is fennmaradhat a területen a kórokozó, bár megemlíti, hogy 5-6 év vetésváltás után a kórokozó jelenléte a gazdasági küszöbérték alá csökkenhet, de állókultúra esetén ez csak az ültetvény felszámolása után lehetséges. Néhány év elteltével bízni lehet abban, hogy **Véghelyi (2004b)** szerint az idősebb, jó kondícióban lévő fák már kevésbé fogékonyak a kórokozóra, így az egyik megoldás a fák megfelelő kondícióban tartása lehet. A tavalyi év szokásosnál csapadékosabb időjárása kedvezett a kórokozó fertőzésének és virulenciájának. Külföldi kísérletekben a tavaszi öntözés visszafogása csökkentette a kórokozó kártételét és gyakoriságát lágyszárú növények esetében (**Cappaert és mtsai., 1994**), így az idei szárazabb tavasz csökkentheti az újabb tünetek gyakoriságát.

Izsépi (2019) megemlíti a talaj biológiai aktivitásának növelését is, mint a védekezés egyik módszere, például szerves trágya beforgatásával. A természetnek érdemes lehet nitrogént kijuttatni a talajba (tehát nem lombon keresztül), mert **Conn és Lazarovits (2000)** megfigyelése szerint a magas N tartalmú tápanyagutánpótlás csökkenti a kórokozó mennyiségét a talajban és a tünetek súlyosságát is. Más adatok szerint (**Kowalska, 2021**) a talaj nagy mennyiségű szerves nitrogént ($N > 8\%$) tartalmazó anyaggal (pl. csontliszt, halliszt) való dúsítása csökkenti a betegség kialakulásának kockázatát. A jelenség hátterében a bomlás során felszabaduló salétromsav, ammónia vagy illékony zsírsavak állhatnak.

7. ÖSSZEFOGLALÁS

A csonthéjasok termesztésének az egyik legnagyobb növénykórtani problémája a gutaütésszerű elhalás, ami az ültetvényekben jelentős fapusztulást okozhat. A szamosújlaki meggyültetvényben hirtelen hervadást, száradást és fapusztulást figyelt meg a termesztő. A vizuális vizsgálatot követően növénykórtani okot sejtettünk a háttérben, ezért célul tűztük ki a kórokozó laboratóriumi kimutatását és azonosítását a fertőzött növényekből.

Az apoplexia kórokozóinak (*Ca. Phytoplasma prunorum*, *Pseudomonas syringae*, *Cytospora* spp., *Verticillium* spp.) jelenlétét teszteltük tenyésztéssel és polimeráz lánreakcióval a fás szövetekből. Bár kórokozót a tenyésztéses vizsgálattal nem tudtuk kimutatni a belső szövetekből, a PCR technikával végzett vizsgálat egyértelműen kimutatta egy *Verticillium* faj jelenlétét a fertőzött szövetekben. A másik három jelentős, apoplexiát okozó kórokozót nem volt jelen a fás szövetekben.

A kórokozó feltehetően a fertőzött szaporítóanyaggal került a területre, a telepített facsemeték már a faiskolában fertőzöttek lehettek. A kórokozó elleni védekezés leginkább a megelőzésen alapul. Ha a kórokozó már bekerült az ültetvénybe, nincs olyan kezelésre lehetőség, ami maradéktalanul megoldaná a problémát. A termesztőnek vannak lehetőségei a kártétel és a tünetek csökkentésére, de egyik védekezési módszer sincs megfelelően kidolgozva és szakirodalmi adatokkal alátámasztva. Mivel a hazai csonthéjas ültetvényeken kívül az olajbogyótermesztésben és több lágyszárú kultúrában is komoly problémákat okoz a *Verticillium* fajok elleni védekezés kidolgozása a növénykórtan kiemelt feladata lehet a jövőben.

8. Irodalomjegyzék

1. Anonymus (2019): Mezei pocok inváziótól tartanak a gyümölcstermelők Agroinform, Letöltés dátuma: 2024.04.06. Forrás: https://www.agroinform.hu/kerteszeti_szoleszet/mezeipocok-invaziotol-tartanak-a-gyumolcstermelok-41719-001
2. Akkopru, A. (2016): Determination of bacterial disease on stone fruits grown in Lake Van Basin, East Anatolia of Turkey. *Acta Horticulturae*, 1149: 15–20. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2016.1149.3>
3. Apáti, F. és Gonda, I., (2010): The future of the Hungarian sour cherry growing branch. *International Journal of Horticultural Science*, 16(1): 99–104. <https://doi.org/10.31421/IJHS/16/1/872>
4. Aponyi L. (2019): A károsító helyzet alakulása 2019-ben és várható következményei. *Agrofórum Online*, Letöltés dátuma: 2024.04.06. Forrás: <https://agroforum.hu/novenyvedelmi-elorejelzes/a-karosito-helyzet-alakulasa-2019-ben-es-varhato-kovetkezmenyei/>
5. Aysan, Y., Sahin, F., Mirik, M., Donmez, M. F., Tekman, H. (2003): First report of crown gall of apricot (*Prunus armeniaca*) caused by *Agrobacterium tumefaciens* in Turkey. *Plant Pathology*, 52: 6. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3059.2003.00902.x>
6. Berges, R., Rott, M., Seemüller, E. (2000): Range of phytoplasma concentrations in various plant hosts as determined by competitive polymerase chain reaction. *Phytopathology*, 90 (10): 1145–1152. <https://doi.org/10.1094/PHYTO.2000.90.10.1145>
7. Bertaccini, A. és Duduk, B. (2009): Phytoplasma and phytoplasma diseases: a review of recent research. *Phytopathologia Mediterranea*, 48(3): 355–378.
8. Bertaccini, A., Fiore, N., Zamorano, A., Tiwari, A. K., Rao, G. P. (2019): Molecular and serological approaches in detection of phytoplasmas in plants and insects. In: Bertaccini, A., Oshima, K., Kube, M., Rao, G. P. (szerk.) *Phytoplasmas: Plant Pathogenic Bacteria-III: Genomics, Host Pathogen Interactions and Diagnosis*. Springer Singapore, Szingapúr. 105–136. https://doi.org/10.1007/978-981-13-9632-8_7
9. Biggs, A. R. és Grove, G. G. (2005): *Leucostoma* canker of stone fruits. *Plant Health Instructor*, 10: 1–9. <https://doi.org/10.1094/PHI-I-2005-1220-01>
10. Bognár, S. és Huzián, L. (1979): Növényvédelmi állattan. Mezőgazdasági Kiadó, Budapest. 170–182.

11. Bultreys, A., Gheysen, I., Maraite, H., de Hoffmann, E. (2001): Characterization of fluorescent and nonfluorescent peptide siderophores produced by *Pseudomonas syringae* strains and their potential use in strain identification. *Applied and Environmental Microbiology*, 67. <https://doi.org/10.1128/AEM.67.4.1718-1727.2001>
12. Cappaert, M. R., Powelson, M. L., Christensen, N. W., Stevenson, W. R., Rouse, D. I. (1994): Assessment of irrigation as a method of managing potato early dying. *Phytopathology*, 84(8): 792–800.
13. Carraro, L., Loi, N., Ermacora, P. (2001): Transmission characteristics of the European stone fruit yellows phytoplasma and its vector *Cacopsylla pruni*. *European Journal of Plant Pathology*, 107: 695–700. <https://doi.org/10.1023/A:1011923801387>
14. Chen, W. (1994): Vegetative compatibility groups of *Verticillium dahliae* from ornamental woody plants. *Phytopathology*, 84(2): 214–219.
15. Conn, K. L. és Lazarovits, G. (2000). Soil factors influencing the efficacy of liquid swine manure added to soil to kill *Verticillium dahliae*. *Canadian Journal of Plant Pathology*, 22(4), 400-406. <https://doi.org/10.1080/07060660009500459>
16. Contaldo, N., Bertaccini, A., Paltrinieri, S., Windsor, H. M., Windsor, G. D. (2012): Axenic culture of plant pathogenic phytoplasmas. *Phytopathologia Mediterranea*, 51(3): 607.
17. Cotuna, O., Paraschivu, M., Sărățeanu, V., Durău, C. (2020): Identification of the phyto - pathogenic fungus *Cytospora leucostoma* (Pers.) Sacc. in cherry trees from western Romania (case study). *Research Journal of Agricultural Science*, 52(2): 125–132.
18. Daire, X., Clair, D., Reinert, W., Boudon-padieu, E. (1997): Detection and differentiation of grapevine yellows phytoplasmas belonging to the elm yellows group and to the stolbur subgroup by PCR amplification of non-ribosomal DNA. *European Journal of Plant Pathology*, 103: 507–514. <https://doi.org/10.1023/A:1008641411025>
19. Dillon, M. M., Thakur, S., Almeida, R. N., Wang, P. W., Weir, B. S., Guttman, D. S. (2019). Recombination of ecologically and evolutionarily significant loci maintains genetic cohesion in the *Pseudomonas syringae* species complex. *Genome Biology*, 20, 1-28. <https://doi.org/10.1186/s13059-018-1606-y>
20. Dirlewanger, E., Claverie, J., Wünsch, A., Iezzoni, A. F. (2007): Cherry. In: Kole, C. (eds) *Fruits and Nuts. Genome Mapping and Molecular Breeding in Plants*, vol 4. Springer, Berlin, Heidelberg. https://doi.org/10.1007/978-3-540-34533-6_3
21. Doolotkeldieva, T. és Bobusheva, S. (2020): Characterization of *Pseudomonas syringae* pv. *syringae* from diseased stone fruits in Kyrgyzstan and testing of biological agents

- against pathogen. *International Journal of Phytopathology*, 9(2): 71–91.
<https://doi.org/10.33687/phytopath.009.02.3270>
22. EPPO (European and Mediterranean Plant Protection Organization Organisation Européenne et Méditerranéenne pour la Protection des Plantes) (2007): *Verticillium albo-atrum* and *V.dahliae* on hop. EPPO Bulletin 37: 528–535.
 23. EPPO (2024): Global Database (kereső). Letöltés dátuma: 2024.02.25. Forrás: EPPO Global Database
 24. Fan, X. L., Bezerra, J. D. P., Tian, C.-M., Crous, P. W. (2020): *Cytospora* (Diaporthales) in China. *Persoonia-Molecular Phylogeny and Evolution of Fungi*, 45(1): 1–45.
<https://doi.org/10.3767/persoonia.2020.45.01>
 25. Fruitveb (2023) Meggy termés- és piaci prognózis 2023 Letöltés dátuma: 2024.04.06. Forrás: <https://fruitveb.hu/meggy-termes-es-piaci-prognozis-2023/>
 26. Glits, M. és Folk, Gy. (2000): *Kertészeti növénykórtan*, Mezőgazda Kiadó, Budapest
 27. Gonda, I. és Csihon, Á. (2018): *A gyümölcstermesztés alapjai*, Debreceni Egyetemi Kiadó, Debrecen
 28. Hiemstra, J. A. és Harris, D. C. (1998): *A compendium of Verticillium wilt in tree species*, Ponsen & Looijen, Wageningen.
 29. Hrotkó, K. (2003): *Cserezsnye és meggy*, Mezőgazda Kiadó, Budapest
 30. Hu, X., Nazar, R. N., Robb, J. (1993): Quantification of *Verticillium* biomass in wilt disease development. *Physiological and Molecular Plant Pathology*, 42(1): 23–36.
<https://doi.org/10.1006/pmpp.1993.1003>
 31. Hulin, M. T., Jackson, R. W., Harrison, R. J., Mansfield, J. W. (2020): Cherry picking by pseudomonads: After a century of research on canker, genomics provides insights into the evolution of pathogenicity towards stone fruits. *Plant Pathology*, 69(6): 962–978. <https://doi.org/10.1111/ppa.13189>
 32. Hulin, M. T., Mansfield, J. W., Brain, P., Xu, X., Jackson, R. W., Harrison, R. J. (2018): Characterization of the pathogenicity of strains of *Pseudomonas syringae* towards cherry and plum. *Plant Pathology*, 67(5): 1177–1193. <https://doi.org/10.1111/ppa.12834>
 33. Iličić, R., Balaž, J., Ognjanov, V., Vlajić, S. (2016): Causal agents of sweet cherry dieback in Vojvodina, In: *Book of Abstract 9th international scientific/professional conference, Agriculture in nature and environment protection, Vukovar, Croatia. June 6-8.* 131–132.

34. Inderbitzin, P., Bostock, R. M., Davis, R. M., Usami, T., Platt, H. W., Subbarao, K. V. (2011): Phylogenetics and taxonomy of the fungal vascular wilt pathogen *Verticillium*, with the descriptions of five new species. PLoS one, 6(12): e28341. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0028341>
35. Inderbitzin, P., Davis, R. M., Bostock, R. M., Subbarao, K. V. (2011). The ascomycete *Verticillium longisporum* is a hybrid and a plant pathogen with an expanded host range. PLoS one, 6(3), e18260. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0018260>
36. Inderbitzin, P. és Subbarao, K. V. (2014): *Verticillium* systematics and evolution: Implications of information confusion on *Verticillium* wilt management and potential solutions. Phytopathology, 104: 564–574. <https://doi.org/10.1094/PHYTO-11-13-0315-IA>
37. Izsépi F. (2019): Visszatérő probléma: verticilliumos hervadás Magyarországon. Agrofórum Online Letöltés dátuma: 2024.04.04. Forrás: <https://agroforum.hu/szakcikkek/gyumolcs/visszatero-problema-verticilliumos-hervadas-magyarorszagon/>
38. Jarausch, W., Lansac, M., Saillard, C., Broquaire, J. M., Dosba, F. (1998): PCR assay for specific detection of European stone fruit yellows phytoplasmas and its use for epidemiological studies in France. In: European Journal of Plant Pathology, 104 (1): 17–27. <https://doi.org/10.1023/A:1008600828144>
39. Jarausch, W., Danet, J. L., Labonne, G., Dosba, F., Broquaire, J. M., Saillard, C., Garnier, M. (2001): Mapping the spread of apricot chlorotic leaf roll (ACLR) in southern France and implication of *Cacopsylla pruni* as a vector of European stone fruit yellows (ESFY) phytoplasmas. Plant Pathology, 50(6): 782–790. <https://doi.org/10.1046/j.1365-3059.2001.00645.x>
40. Jenser G. (1984): Gyümölcsfák védelme, Mezőgazdasági Kiadó, Budapest
41. Kabir, Z., Bhat, R. G., Subbarao, K. (2004). Comparison of media for recovery of *Verticillium dahliae* from soil. Plant disease, 88(1), 49-55. <https://doi.org/10.1094/PDIS.2004.88.1.49>
42. Kennelly, M. M., Cazorla, F. M., de Vicente, A., Ramos, C., Sundin, G. W. (2007): *Pseudomonas syringae* Diseases of Fruit Trees: Progress Toward Understanding and Control. Plant Disease, 91(1): 4–17. <https://doi.org/10.1094/PD-91-0004>
43. Kianfé, B. Y., Tchamgoue, J., Narmani, A., Teponno, R. B., Njouonkou, A. L., Stadler, M., Kouam, F. S. (2023): Bioactive Secondary Metabolites from Fungi of the Genus

Cytospora Ehrenb. (Ascomycota). *Molecules*, 28(7).
<https://doi.org/10.3390/molecules28073120>

44. King, E. O., Ward, M. K., Raney, D. E. (1954): Two simple media for the demonstration of pyocyanin and fluorescin. *The Journal of laboratory and clinical medicine*, 44(2): 301– 307. <https://doi.org/10.5555/uri:pii:002221435490222X>
45. Klement, Z. (1984): Baktériumos betegségek In: Jenser G. (szerk): Gyümölcsfák védelme, Mezőgazdasági Kiadó, Budapest
46. Koike, M., Nagao, H., Dobinson, K., Robb, J. (2000): Genetic relatedness between Japanese and Canadian isolates of *Verticillium* spp. based on random amplification of polymorphic DNAs. Tjamos EC, Rowe RC, Heale JB, Fravel DR, eds. *Advances in Verticillium Research and Disease Management*. St. Paul, USA: APS Press, 19–24.
47. Koncz L. S., Petróczy M., Péntes B., Ladányi M., Palkovics L., Gyócsi P., Nagy G., Ágoston J., Fail J. (2023): Detection of '*Candidatus* Phytoplasma prunorum' in Apricot Trees and its Associated Psyllid Samples". *Agronomy*, 13(1). <https://doi.org/10.3390/agronomy13010199>
48. Koncz, L. S., Maitz, M., Reichhardt, B., Ladányi, M., Palkovics, L., Kovács, G., Nagy G., Ágoston J., Petróczy, M. (2024): Evaluation the Significance of '*Candidatus* Phytoplasma Prunorum' Pathogen for Apricot Cultivars *Universal Journal of Plant Science* 11(1): 1–10. <https://doi.org/10.13189/ujps.2024.110101>
49. Kowalska, B. (2021): Management of the soil-borne fungal pathogen – *Verticillium dahliae* Kleb. causing vascular wilt diseases. *Journal of Plant Pathology*, 103: 1185–1194. <https://doi.org/10.1007/s42161-021-00937-8>
50. Kövics G. és Tarcali G. (2015) A csonthéjasok növekvő veszélyben? *Agrofórum online*
Letöltés dátuma: 2024.04.05. Forrás:
<https://agroforum.hu/agrarhirek/novenyvedelem/a-csonthejasok-novekvo-veszelyben/>
51. KSH (2023): A fontosabb gyümölcsfélék termesztése és felhasználása. Letöltés dátuma: 2024.04.01. Forrás: https://www.ksh.hu/stadat_files/mez/hu/mez0025.html
52. Kulcsár L. (2017): A csonthéjas ültetvények indítása (1.). *Agrofórum Online* Letöltés dátuma: 2024.04.04. Forrás: <https://agroforum.hu/szakcikkek/gyumolcs/a-csonthejas-ultetvenyek-inditasa-1/>
53. Laimer, M. (2009): Detection of phytoplasmas of temperate fruit trees. *Methods in Molecular Biology Plant Pathology*. New York: Humana Press. 267–288. https://doi.org/10.1007/978-1-59745-062-1_21

54. Lawrence, D. P., Holland, L. A., Nouri, M. T., Travadon, R., Abramians, A., Michailides, T. J., Trouillas, F. P. (2018): Molecular phylogeny of *Cytospora* species associated with canker diseases of fruit and nut crops in California, with the descriptions of ten new species and one new combination. In: IMA fungus, 9(2): 333–369. <https://doi.org/10.5598/ima fungus.2018.09.02.07>
55. Lepres L. A., Mergenthaler E., Viczián O., Tóth F. (2018): A szilva levélbolha (*Cacopsylla pruni scopoli*, 1763) jelenlétének felmérése és 'Candidatus Phytoplasma prunorum' kórokozóval való fertőzöttségének vizsgálata egy Heves megyei kajszibarack ültetvényben, Növényvédelem, 79(5): 197–203.
56. Ludvíková, H., Fránová, J., Suchá, J. (2011): Phytoplasmas in apricot, peach and sour cherry orchards in East Bohemia, Czech Republic. Bulletin of Insectology 64(Supplement), S67–S68.
57. Luo, Y., Gu, S., Felts, D., Puckett, R. D., Morgan, D. P., Michailides, T. J. (2017): Development of qPCR systems to quantify shoot infections by canker-causing pathogens in stone fruits and nut crops. In: Journal of Applied Microbiology, 122 (2): 416–428. <https://doi.org/10.1111/jam.13350>
58. Marcone, C., Jarausch, B., Jarausch, W. (2010): 'Candidatus Phytoplasma prunorum', the causal agent of European stone fruit yellows: An overview", Journal of Plant Pathology, 92(1): 19–34.
59. Marcone, C., Guerra, L. J., Uyemoto, J. K. (2014): Phytoplasmal diseases of peach and associated phytoplasma taxa. Journal of Plant Pathology, 96(1).
60. Martini, M., Quaglino, F., Bertaccini, A. (2019): Multilocus genetic characterization of phytoplasmas. In: Bertaccini, A., Oshima, K., Kube, M., Rao, G. P. (szerk.) Phytoplasmas: Plant Pathogenic Bacteria-III: Genomics, Host Pathogen Interactions and Diagnosis. 1 kiadás. Szingapúr: Springer Singapore. 161–200. https://doi.org/10.1007/978-981-13-9632-8_9
61. Mergenthaler, E. (2004): Fitoplazmás betegségek Magyarországon: Korszerű diagnosztikai módszerek fejlesztése. Doktori értekezés. MTA Növényvédelmi Kutatóintézet, Budapest. 144.
62. Navrátil, M., Válová, P., Fialová, R., Petrova, K., Franova, J., Nebesarova, J., Poncarova-Vorackova, Z., Karesova, R. (2001): Survey for stone fruit phytoplasmas in Czech Republic. Acta Horticulturae 550, 377–382.

63. Nébih (2024) Fontos tudnivalók gyümölcs szaporítóanyag vásárlása előtt. Letöltés dátuma: 2024.04.05. Forrás: <https://portal.nebih.gov.hu/-/fontos-tudnivalok-gyumolcs-szaporitoanyag-vasarlasa-elott>
64. Növényvédő szerek adatbázisa (2024): NÉBIH, Növényvédő szerek adatbázisa Letöltés dátuma: 2024.02.25. Forrás: Növényvédő szerek adatbázisa (gov.hu)
65. Popović, T., Menković, J., Prokić, A., Zlatković, N., Obradović, A. (2021). Isolation and characterization of *Pseudomonas syringae* isolates affecting stone fruits and almond in Montenegro. *Journal of Plant Diseases and Protection*, 128(2), 391-405. <https://doi.org/10.1007/s41348-020-00417-8>
66. Rahme, L. G., Mindrinos, M. N., Panopoulos, N. J. (1992): Plant and environmental sensory signals control the expression of hrp genes in *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola*. *Journal of bacteriology*, 174(11), 3499-3507. <https://doi.org/10.1128/jb.174.11.3499-3507.1992>
67. Radócz, L. (2002): A héjasok növényvédelme, Szaktudás Kiadó Ház, Budapest
68. Rees-George, J.; Vanneste, J.L.; Cornish, D.A.; Pushparajah, I.P.S.; Yu, J.; Templeton, M.D.; Everett, K.R. (2010): Detection of *Pseudomonas syringae* pv. *actinidiae* Using Polymerase Chain Reaction (PCR) Primers Based on the 16S–23S RDNA Intertranscribed Spacer Region and Comparison with PCR Primers Based on Other Gene Regions. *Plant Pathology*. 59, 453–464. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3059.2010.02259.x>
69. Rozsnyay, Zs. and Apostol, J. (2005): Breeding for sweet and sour cherry disease resistance in Hungary. *Acta Hort.* 667, 117-122. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2005.667.15>
70. Rozsnyay, Zs. (1977a): A *Cytospora cincta* (Saccardo) szerepe a kajszi- és őszibarackfák pusztulásában. Kandidátusi értekezés. Növényvédelmi Kutató Intézet, Budapest 140.
71. Rozsnyay, Zs. (1977b): Cytospora canker and dieback of apricots. In: EPPO Bulletin, 7 (1): 69–80. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2338.1977.tb02408.x>
72. Sauvion, N., Lachenaud, O., Genson, G., Rasplus, J., & Labonne, G. (2007): Are there several biotypes of *Cacopsylla pruni*? *Bulletin of Insectology*, 60(2), 185.
73. Sawada, H., Ieki, H., Oyaizu, H., & Matsumoto, S. (1993): Proposal for rejection of *Agrobacterium tumefaciens* and revised descriptions for the genus *Agrobacterium* and for *Agrobacterium radiobacter* and *Agrobacterium rhizogenes*. *International Journal of*

Systematic and Evolutionary Microbiology, 43(4), 694-702.
<https://doi.org/10.1099/00207713-43-4-694>

74. Serrano, A., Rodríguez-Jurado, D., Ramírez-Tejero, J. A., Luque, F., L'opez-Escudero, F. J., Belaj, A., Rom'an, B., Le'on, L. (2023): Response to *Verticillium dahliae* infection in a genetically diverse set of olive cultivars, *Scientia Horticulturae* 316. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2023.112008>
75. Smith, H. C. (1965): The morphology of *Verticillium albo-atrum*, *V. dahliae*, and *V. tricorpus*, *New Zealand Journal of Agricultural Research*, 8:3, 450-478. <https://doi.org/10.1080/00288233.1965.10419889>
76. Sorensen, K. N., Kim, K. H., Takemoto, J. Y. (1998): PCR detection of cyclic lipodepsinonapeptide-producing *Pseudomonas syringae* pv. *syringae* and similarity of strains. In: *Applied and Environmental Microbiology*, 64 (1): 226–230. <https://doi.org/10.1128/AEM.64.1.226-230.1998>
77. Spotts, R. A., Facteau, T. J., Cervantes, L. A., Chestnut, N. E. (1990): Incidence and control of Cytospora canker and bacterial canker in a young sweet cherry orchard in Oregon. *Plant Disease*, 74, 577-580. <https://doi.org/10.1094/PD-74-0577>
78. Subbarao, K. (2020): *Verticillium dahliae* (verticillium wilt) datasheet. CABI Compendium
79. Surve-iyer, R. S., Adams, G. C., Iezzoni, A. F., Jones, A. L. (1995): Isozyme detection and variation in *Leucostoma* species from *Prunus* and *Malus*. In: *Mycologia*, 87 (4): 471–482. <https://doi.org/10.1080/00275514.1995.12026557>
80. Szabó, T., Inántszy, F. and Csiszár, L. (2008): Results of sour cherry clonal selection carried out at the research station of Újfehértó. *Acta Hort.* 795, 369-372. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2008.795.54>
81. Tarcali, G., Kövics, G., Kiss, E. (2014): Occurrence of Stone Fruit Yellow's Phytoplasma Disease ('*Candidatus* Phytoplasma prunorum') in Hungary and Central Europe. In: *Microbial Diversity and Biotechnology in Food Security*. Springer-Verlag, New Delhi, 205-215. https://doi.org/10.1007/978-81-322-1801-2_17
82. Tarcali, G., Kövics, Gy., Radócz, L. (2021): Növényorvos képzés Debrecenben. DE MÉK - Printart-Press Kft., Debrecen
83. Thanassoulopoulos, C. C., (1993): Spread of *Verticillium* wilt by nursery plants in olive groves in the Halkidiki area (Greece). *Bulletin OEPP*, 23(3): 517-520. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2338.1993.tb01363.x>

84. Tóth, M. és Bujdosó, G. (2011): Gyümölcsstermesztés és fajtahasználat, Budapesti Corvinus Egyetem, Budapest
85. Typas, M. S., (2000): Molecular characterization of *Verticillium* species. In: Tjamos, E. C., Rowe, R. C., Heale, J. B., Fravel, D. R., eds. *Advances in Verticillium Research and Disease Management*. St. Paul, USA: APS Press, 32-40.
86. Vajna, L. (2007): Zárójelentés a T 042 494 sz. OTKA által támogatott "Mikrobióta-diverzitás tanulmány fás növényeken, különös tekintettel a 'decline' folyamatokban részes nekrotróf fajokra 2003-2006.
87. Vajna L. (2014): Miért és mitől pusztulnak el gyümölcsfák a telepítés utáni első években? NAIK, Gyümölcsstermesztési Kutatóintézet, Budatétény (előadás) Letöltés dátuma: 2024.04.04. Forrás: https://fruitresearch.naik.hu/sites/default/files/uploads/2019-02/gydki-miert_pusztulnak_el_a_fiatal_gyumolcsfak.pdf
88. Varga, K., Kölber, M., Németh, M., Ember, I., Erdős, Z., Bíró, E., Paltrinieri, S., Martini, M. and Bertaccini, A. (2001): Identification of phytoplasmas infecting sour cherry in Hungary. *Acta Hort.* 550, 383-388. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2001.550.57>
89. Varga, Sz. és Molnár, M. (2013): A májusi és az erdei cserebogár, valamint az ellenük való védekezési lehetőségek. *Erdészettudományi Közlemények*. 3(1): 215–227.
90. Véghelyi, K. (1994): Mycorrhizal and root rot fungi of fruit trees. *Acta Hort.* 363, 175-182. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.1994.363.24>
91. Véghelyi, K. (2004a): A törzs és az ágak betegségei In: Inántszy, F. és Balázs, K. (szerk.): *Integrált növénytermesztés: Meggy és cseresznye*, Agroinform kiadó, Budapest, 115–118.
92. Véghelyi, K. (2004b): Gyökérbetegségek In: Inántszy, F. és Balázs, K. (szerk.): *Integrált növénytermesztés: Meggy és cseresznye*, Agroinform kiadó, Budapest, 110–114.
93. Viczián, O., Kiss, B., Kiss, E., Orosz, S., Juhász, A. L., & Mergenthaler, E. (2017). Mit tudunk a 'Ca. *Phytoplasma prunorum*' fitoplazma terjedéséről ma és mit gondolunk ugyanerről? *Növényvédelem*, 53(12), 525-531.
94. Yan, W., Li, B., Chai, A., Shi, Y., Shi, J., & Zhang, X. (2019): First report of *Verticillium* wilt on cultivated radish caused by *Verticillium dahliae* Kleb. in China. *Journal of Plant Pathology*, 101, 777-777. <https://doi.org/10.1007/s42161-019-00243-4>
95. Yang, P., Zhao, L., Gao, Y. G., & Xia, Y. (2023): Detection, diagnosis, and preventive management of the bacterial plant pathogen *Pseudomonas syringae*. *Plants*, 12(9), 1765. <https://doi.org/10.3390/plants12091765>

96. Yvon, M., Thébaud, G., Alary, R., & Labonne, G. (2009). Specific detection and quantification of the phytopathogenic agent 'Candidatus Phytoplasma prunorum'. *Molecular and Cellular Probes*, 23(5), 227-234. <https://doi.org/10.1016/j.mcp.2009.04.005>
97. Žežlina, I., Rot, M., Kač, M., Trdan, S. (2016): Causal agents of stone fruit diseases in Slovenia and the potential for diminishing their economic impact – A review. *Plant Protection Science*, 52(3), 149-157. <https://doi.org/10.17221/58/2015-PPS>

9. KÖSZÖNETNYILVÁNÍTÁS

Köszönettel tartozom témavezetőmnek, Dr. Horváthné Petróczy Mariettának, aki a dolgozat elkészülése során mindvégig segítségemre volt, szakmai tudásával és türelmével segítette a dolgozat elkészülését.

Köszönettel tartozom Koncz László Sándornak, a kísérletek kivitelezésében nyújtott segítségéért.

NYILATKOZAT

a diplomadolgozat nyilvános hozzáféréséről és eredetiségéről

A hallgató neve: Horváth Márton Ferenc
A Hallgató Neptun kódja: SZIWWH
A dolgozat címe: A meggy hirtelen elhalását előidéző kórokozók jelentősége egy esettanulmányon keresztül
A megjelenés éve: 2024
A konzulens intézetének neve: Növényvédelmi Intézet
A konzulens tanszékének a neve: Növénykórtani Tanszék

Kijelentem, hogy az általam benyújtott diplomadolgozat egyéni, eredeti jellegű, saját szellemi alkotásom. Azon részeket, melyeket más szerzők munkájából vettem át, egyértelműen megjelöltem, és 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 MATER Hallgatói Dolgozatok repozitóriumába. Tudomásul veszem, hogy a megvédett és

- nem titkosított dolgozat a védést követően
- titkosításra engedélyezett dolgozat a benyújtásától számított 5 év eltelte után

nyilvánosan elérhető és kereshető lesz az Egyetem MATER Hallgatói Dolgozatok repozitóriumában.

Kelt: 2024. április 18.



Hallgató aláírása

NYILATKOZAT

Horváth Márton Ferenc (hallgató Neptun azonosítója: SZIWWH) konzulenseként nyilatkozom arról, hogy a záródolgozatot/szakdolgozatot/diplomadolgozatot/portfóliót 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 javaslom**.

A dolgozat állam- vagy szolgálati titkot tartalmaz: igen nem

Kelt: 2024.04.22.



belső konzulens