

SZAKDOLGOZAT

Mészáros Mirtill

2023

Budapest

MAGYAR AGRÁR- ÉS ÉLETTUDOMÁNYI EGYETEM

KERTÉSZETTUDOMÁNYI INTÉZET

BUDAPEST

Vénusz légyecsapójának (*Dionaea muscipula*) mikroszaporítása

Mészáros Mirtill

Kertészmérnök

Készült a Dísnövénytermesztési és Dendrológiai Tanszéken

Közreműködő tanszék(ek): _____

Tanszéki konzulens: Tillyné dr. Mándy Andrea

Konzulens(ek): _____

Bírálok: _____

Budapest, 20_____

tanszékvezető/szakirányfelelős

konzulens

Tartalom

1.	Bevezetés és célkitűzés.....	5
2.	Irodalmi áttekintés.....	6
2.1.	Rovaremészítő növények csalogató és csapdázó mechanizmusai	6
2.2.	Hazai rovaremészítő növények.....	8
2.3.	A Vénusz légycsapója.....	9
2.3.1.	A <i>Dionaea muscipula</i> élőhelye	10
2.3.2.	A Vénusz légycsapó testfelépítése.....	10
2.3.3.	A Vénusz légycsapó igényei otthoni körülmények között.....	12
2.4.	Mikroszaporítás jelentősége	13
2.4.1.	Kiindulási anyanövény.....	13
2.4.2.	Táptalaj típusok és tápanyagok.....	13
2.4.3.	Növényi részek sterilizálása	15
2.4.4.	In vitro körülmények között leggyakrabban fertőző organizmusok.....	15
2.4.5.	In vitro nevelés körülményei.....	16
2.4.6.	Akklimatizáció.....	17
2.4.7.	<i>Dionaea muscipula</i> mikroszaporítása.....	17
2.5.	Fotoszintetikus pigmentek jelentősége a növények életében	18
2.5.1.	Klorofilltartalom.....	18
2.5.2.	Karotinoidok	19
2.5.3.	Fotoszintetikus pigmentek fényelnyelése	19
3.	Anyag- és módszer.....	21
3.1.	A kísérleti növényanyag származása.....	21
3.2.	A kezelések kialakítása.....	21
3.3.	A kísérlet beállításának menete	23
3.4.	Klorofilltartalom mérés menete	24
3.5.	Az adatfelvételezés és értékelés módszere.....	25
4.	Eredmények.....	27
4.1.	A kezelések hatása a <i>Dionaea muscipula</i> morfológiai paramétereire.....	27

4.2.	A kezelések hatása a Dionaea muscipula pigmenttartalmára.....	29
5.	Következtetés	31
6.	Összefoglalás	33
7.	Köszönetnyilvánítás.....	34
8.	Irodalomjegyzék.....	35
9.	Ábrajegyzék.....	37

Mészáros Mirtill

1. BEVEZETÉS ÉS CÉLKITŰZÉS

A növényvilágban számos különleges és változatos életformát választó növényfajt találunk, köztük a rovaremészítő növények közé tartozó Vénusz légyecsapóját is, ami a személyes kedvencem ebben a kategóriában. Mondhatni világszerte ez az egyik legelterjedtebb és legismertebb rovarfogó növény, melyet előszeretettel árusítanak szobanövényként. Ennél a fajnál egy elterjedt szaporítási módszert alkalmaznak, mely *in vitro* körülmények között történik. Ezt a steril környezetben való mikroszaporítási eljárást általában nehezebben szaporítható növényeknél, esetleg új fajták létrehozásánál alkalmazzák. A kísérletem során is ezt a szaporítási eljárást alkalmaztam, mely során különböző arányú összetevőkből készített táptalajon történt a növények szaporítása. Ezzel az volt a célom, hogy megfigyeljem, milyen mértékben befolyásolják a táptalaj-összetevők a növények fejlődését, mennyire másként reagál a növény, ha a táptalajának egyes komponensét az előírt recepthez képest növeljük, illetve csökkentjük, hogyan hatnak a különböző hormonok az egyed fejlődésére.

Mészáros Máté

2. IRODALMI ÁTTEKINTÉS

2.1. Rovaremészítő növények csalogató és csapdázó mechanizmusai

A rovarfogó növények az egész világon elterjedtek, ennek oka az, hogy egy különleges életforma kialakításával válaszoltak arra a problémára, hogy olyan területeket hódítottak meg, ahol a talajok tápanyag szegénysége miatt a testük felépítéséhez szükséges, elsősorban a nitrogén források nem biztosítottak. Jelenleg mintegy öt családba sorolják őket, több mint 12 nemzetségbe, és több mint 600 fajuk ismert. Nagyon érdekes, ami egy kicsit az evolúciójuk magyarázatát is lehetővé teszi a tudósok számára, több mint 300 úgynevezett ős rovarfogó növény, vagy másképpen elő rovarfogó növény is található. A rovarfogás öt lépésből épül fel, először a rovart magához kell csalogatni, aztán meg kell valahogy fognia, utána pedig el kell pusztítania, illetve a zsákmány testét felemészteni, majd pedig fel kell szívnia a nedveit és hasznosítani. A rovarfogó növények evolúciója során kialakultak az ős rovarfogó növények, amelyeknél nem teljesül az 5 lépésből álló folyamat, ugyanis ezek csak megfogják a rovart, ami el is pusztul, azonban semmiféle emésztési és lebontási folyamat nem játszódik le (Slack, 2000).

Charles Darwin természettudós volt az első, aki publikált a rovaremészítő növényekről. Könyvében leírta, hogy egyes növények emésztő folyadékot (fluidomot) juttatnak ki, mellyel képesek megemészteni a rovarokat. Ezek többsége a mocsaras területeken, lápokon, vizes sziklás helyeken él, ahol a talaj tápanyagtartalma igen szegény. A különböző rovarfogó levélmódosulatok, illetve levelek, eltérő módszerrel csalogatják magukhoz a prédát. A kancsóka (1. ábra) elnevezésű növény, mely nevét a módosult levél alakjáról kapta, a Vénusz légycsapójához hasonlóan édes, illatos anyagot termel a csalogatásra. Más növények CO₂-ben gazdag környezetet alakítanak ki a levélsapda körül, hogy magukhoz vonzzák a rovarokat (Braun, 2021).



1. ábra Kancsóka (*Nepenthes* sp.) rovarfogásra módosult levele (forrás: int.1)

Miután a növénynek sikerült magához csalogatnia az állatot, a sikeres táplálékfelvétel érdekében meg is kell fognia. A növényvilágban többféle ragadozó mechanizmust különböztetünk meg. A legnépszerűbb talán a Vénusz légycsapója (*Dionaea muscipula*), mely a módosult leveleinek gyors összezáródásával fogja meg a rovart. Vannak ezen kívül a veremcsapdák, melyek egy másik stratégiai elv alapján működnek, ahol a növény nem végez aktív mozgást, csupán a magához csalogatott zsákmány beleesik a verembe, amiben a növény emésztő enzimeit és mikrobái lebontják, és a növény számára kedvező formában, olyan anyagokká alakítják, melyeket később a növény felvesz és hasznosít. A veremcsapdánál előfordul, hogy sima, viaszos felületűek, valamint felületük apró szőrökkel borított, melyek a csapda belseje felé nőnek, ezáltal segítik a verembe zuhanást és gátolják a kijutást, esetleg toxikus anyagok termelésével elkábítják a prédát (Böhm et al., 2016).

A *Drosera* nemzetség magyar neve: harmatfű félek. Az ide tartozó fajok sajátossága, hogy a leveleiken lévő mirigyszőrökön harmatra emlékeztető, ragacsos cseppek találhatók, melyekbe az odacsalogatott rovar beleragad, ez után a levelek elkezdnek becsavarodni, ami miatt a rovar egyre jobban beleragad a csapdába és végül teljesen beborítja a zsákmányt. Ekkor az emésztőmirigyek működése beindul, és elkezdődik az emésztési, illetve tápanyagfelvételi folyamat (Schulze & Schulze, 1990).

Egy másik csapdázási módszer az *Utricularia* nemzetségbe tartozó fajokra jellemző. Ebbe a nemzetségbe tartozó növények jellegzetesen vízi, illetve vízparti élőhelyet kedvelő növények. Ezekre jellemző, hogy apró hólyaghoz hasonló csapdákat alakítanak ki, melyek vákuum segítségével fogják meg táplálékukat. A *Genlisea* nemzetségbe tartozó növényfajok az előző *Utricularia* fajokhoz hasonlóan csapdái a felszín alatt találhatóak, melyek a valódi levelekből épülnek fel. A *Genlisea* csapdái csőszerűek (2. ábra), melyben az apró levélszőrök úgy helyezkednek el, hogy csak befelé engedik a haladást, kifelé nem (Taylor, 1991).



2. ábra: *Genlisea violacea* csapda (forrás: int. 2)

A növényvilág rendkívül nagy változatossága és alkalmazkodóképessége miatt számos rovarfogó technikát fejlesztettek ki, melyek segítik a növény túlélését, azonban a növényvilágban megtalálhatunk olyan fajokat is, melyeknél kialakult a rovarfogó mechanizmus, azonban az elejtett zsákmányt már nem képesek megemészteni és abból tápanyagot felvenni. Ezek a növények szimbiózis kapcsolatban élnek más ragadozó rovarfajokkal (3. ábra), melyek a növény által megfogott állatot elfogyasztják, cserébe ürülékükkel táplálják a növényt. Az egyik jellegzetes rovar a *Pameridea roridula*, mellyel a *Roridula gorgonias* mutualista (+ +) kapcsolatban él. A rovar testét olyan viaszos réteg borítja, melynek köszönhetően a növény nem képes a ragacsos váladékával zsákmányul ejteni (Voigt & Gorb, 2010).



3. ábra *Roridula gorgonias* és *Pameridea roridulae* kapcsolat (forrás: int. 3)

2.2. Hazai rovaremésztő növények

Ezek a különleges táplálékfelvételi módszert kifejlesztett növények egyes példányai hazánkban is megtalálhatók. Ilyen fajok közé tartozik, a Vénusz légycsapójához viszonyítva hasonló rovarfogó mechanizmussal működő *Aldrovanda*, amely leginkább a meleg állóvizet kedveli. Hazánkban csak a Somogy megyei Baláta-tó vizében találkozhatunk vele, melyben gyökerek nélkül szabadon lebeg. Ez a védett növény Európában nem túl gyakori, azonban előfordul Afrikában, Ázsiában és Ausztráliában is. Egy másik, szintén vízben élő növény a közönséges rence (*Utricularia vulgaris*), mely júniustól szeptember végéig apró sárga virágokkal díszíti hazánkban a Tisza-tó vizének felszínét, ugyanis a lassan folyó vagy álló vizekben fejlődik megfelelően. Apró rákokkal és mikroszkopikus állatokkal táplálkozik, melyet a vákuum segítségével szippant magába. Európán kívül Ázsiában és főként Észak-Amerikában elterjedt növény, mely a folyóölgyeken és sík tájakon gyakran előfordul (Hidvégi, 2022).

A már korábban is említett harmatfűfélék, melyhez több mint 100 faj tartozik, ezek közül egy Magyarországon is megtalálható. Ez a kereklevelű harmatfű, mely hazánkban megtalálható az Őrségben, az Észak-Alföldön, Mátrában, és a Putnoki-dombságban találkozhatunk néhány példánnyal. A nedves környezetet kedveli, így a mocsaras területek és lápok biztosítanak számára ideális környezetet. A kereklevelű harmatfűvet hazánkban védett növényként tartják számon. Egy másik itthon is fellelhető növény a lápi hízóka, mely hazánkban

fokozottan védett státuszú. Magyarország nyugati részén, Sopron környékén él, mocsaras réteken, tőzeglápok mellett. Nem tartozik létszükségletei közé a rovarfogás, e nélkül is fel tudja venni a számára szükséges tápanyagokat. A harmafűfélékhez hasonlóan a lápi hízóka is ragacsos váladékot termel, melybe a zsákmány beleragad (Hidvégi, 2022).

2.3. A Vénusz légycsapója

A Vénusz légycsapó a nevét egy mitológiai alakról, a szerelem istennőjéről (Vénuszról) kapta, mert virága szép és fehér, mint a Vénusz bolygó. Azonban a növény tudományos neve egy svéd felfedező és botanikus nevéhez, Daniel Charles Solander-hez fűződik. A görög mitológiában a szépséghez köthető név a Dione, melyből a tudományos név első fele (*Dionaea*) származik. A második része, a faji jelző a latin „*muscicapa*” szóból ered, melynek jelentése egérfogó. Korábbi megfigyelések során a botanikusok rájöttek, hogy a növény zsákmányát tápanyagszerzés céljából ejti el, azonban Charles Darwin természettudós volt, aki ezt tudományosan is bebizonyította, majd publikálta is az "Insectivorous Plants" nevezetű művében (Garadnay, 2010).

A *Dionaea muscipula* (Vénusz legycsapója) a harmafűfélék (*Droseraceae*) családjába tartozó, évelő rovaremésztő faj. A szegfűvirágúak (*Caryophyllales*) rendjébe tartozott, azonban egy genetikai vizsgálatokon alapuló kutatás során a *Droseraceae* család a *Nepenthales* rendjébe való átsorolását javasolták. Fitokémiai szempontból a *Dionaea* pigmentjeit szerkezetelemzési technikákkal elemezték és a kutatási eredmények alapján javasolták a *Dionaea* kizárását a *Caryophyllales*ből (Henarejos-Escudero et al., 2018).

Ez a növény az élőhelyi viszonyokhoz igazodva úgy fejlődött ki, hogy a levéllemezei, levelei végén egy édes illatot árasztó, ezzel a rovarokat csalogató csapda alakult ki, melynek a szélén fogakra emlékeztető levélmódosulati részek találhatók. A csapdákbán érzékelőszőrök találhatók, mind a két oldalon 3-3 szörképlet alakult ki, mely a rovarok csapdába ejtését segíti úgy, hogy ha ezek az érzékelők megmozdulnak, akkor első érintésre még nem reagálnak, azonban a többszöri érintés egy olyan folyamatot indít el a növényben, mely során az összezárja csapdáit, majd a többi apró mirigyekből fehérjeoldó emésztőanyag termelődik. A többszöri érintésre való reagálás abból a szempontból hasznos, hogy így a növény csapdája közé kerülő apró magok, egyéb szennyeződés esetén nem záródik össze. A növény számára rendkívül energiaigényes folyamat ez az emésztés, ezért arra törekszik, hogy a sikeresen megfogott rovarból több energiája származzon, mint amennyit a vadászat során felhasznált. Erre is kifejlesztett egy külön taktikát, hogy az apró rovarokat, melyekből nem származik elég energiája elengedi úgy, hogy mikor a csapda összezsugorodik először nem záródik be teljesen, hogy az apróbb bogarak elmenekülhessenek így nem veszít sok energiát. Az emésztés körülbelül 8-10 napig is eltarthat, ez után a légycsapók újra kinyílnak és folytatják tovább a rovarcsalogatást. Azonban ez nem egy végtelen folyamat a növény számára, mert egy csapdát élete során 2-3 alkalommal tud produktívan használni, ez után az a levél elpusztul. A természetes élőhelyükön fejlődő példányok akár 20 évig is életképesek lehetnek. Tavasz végén, nyár elején májustól júniusig hozza virágát, melyet hosszú virágzati száron fejleszt, távol a csapdáktól. A vadonban magjait elszórva képes szaporodni (Darwin, 1875).

2.3.1. A *Dionaea muscipula* élőhelye

John Ellis angol természettudós volt, aki 1763-ban adott először leírást a Vénusz légycsapójáról, és néhány préselt növényi részt is küldött egy svéd botanikusnak, Carl von Linnének (Bálint, 2014). Világszerte az egyik legismertebb és az egyik legkülönlegesebb rovaremészítő növény a Vénusz légycsapója, mely a gyorsan összezsukodó csapdáiról híres. Elsősorban a szubtrópusi életközösségekben nő, őshonos elterjedési területe az Egyesült Államokban Észak-Karolina délkeleti részén, Wilmington körülbelül 75 km-es körzetében vadon megtalálható, valamint Dél-Karolina északkeleti részének (4. ábra) nedves fenyőszavannáira húzódik, ahol az időjárási viszonyoknak köszönhetően a gyakori esőzés következtében a talaj vízzel telített, ezáltal nem sok tápanyagot tartalmaz. A nitrogén és foszfor hiánya miatt a Vénusz légycsapója nem a gyökerein keresztül jut ezekhez a tápanyagokhoz, hanem az egyedfejlődése során kialakított csapdák segítségével, az általa zsákmányul ejtett és megemésztett rovarokból veszi fel a fennmaradásához szükséges tápanyagot (Hamon, 2022).

Wilmington területén található egy botanikus kert, melyben természetes élőhelyükön megfigyelhetők a különböző rovaremészítő növények, köztük a Vénusz légycsapója (*Dionaea muscipula*) is. A Stanley Rehder nevezetű kert egy George Stanley Rehder nevezetű férfinak köszönhető, aki élete egy részét a rovaremészítő növények megőrzésének és tanulmányozásának szentelte (Clancy, 2022).



4. ábra: *Dionaea muscipula* természetes élőhelye a térképen jelölve (forrás: int 4)

2.3.2. A Vénusz légycsapó testfelépítése

A csapda összezsukodásának folyamatát nasztjának nevezik, mely az inger által kiváltott mozgás. Ez általában növekedési mozgás, de lehetnek turgor azaz nyomás által kiváltott mozgások is. Ennek biológiai hátterében egyfajta hormonhatás, az auxin áll. Ez a mozgási folyamat csak egy bizonyos irányban működik. Termonasztia a hő hatására történő növekedés, ilyen lehet a virágzás. Érintési inger hatására kialakuló mozgás a szeizmonasztia, amit erőteljes turgornyomás vált ki, például a *Dionaea muscipula*, azaz a Vénusz légycsapója levelének összezsukodása során. A Vénusz légycsapó (*Dionaea muscipula*) a növényvilág egyik leggyorsabb mozgásával ragadja meg a rovarokat. A csapdák belsejében édes, nektárszerű anyag van, melynek funkciója, hogy saját csapdjába csalogassa a rovarokat. A módosult levelek szélein úgynevezett trichómák találhatók,

melyek megakadályozzák a megfelelő méretű zsákmány kiszabadulását illetve a csapda belső felében 3-3 érzékelő serteszőr található. A rovar ezekből a szőrökből megmozdít egyet, többször egymás után, vagy ha több szőr megmozdul, akkor a növény a csapdák összecukódásával reagál, mellyel zsákmányul ejti a rovar (5. ábra). A csapdában marad a rovar kitin páncélja, amit a növény nem tud megemészteni, azonban ezt a szél kifújja, vagy az eső kimossa. Egy légycsapó 2-3 alkalommal képes összecukódni majd ezután elhal, de az új csapdák újult erővel képesek zsákmányt gyűjteni, majd azok lebontásával tápanyaghoz jutni (Pánczél, 2022).



5. ábra A Vénusz légycsapója által zsákmányul ejtett rovar (forrás: int. 5)

A Vénusz légycsapójának a virága a növény rozettájának közepéből, egy hosszan kimagasló száron emelkedik a növény fölé. A hosszú száron növekvő virág célja, hogy a beporzó rovarok a csapdától minél távolabb tudják végezni feladatukat anélkül, hogy a növény áldozatául esnének. A húsevő növények zsákmányként és



6. ábra Vénusz légycsapó virága (forrás: int.6)

beporzóként is függenek a rovaroktól. A növény számára a virágzás folyamata rendkívül megterhelő, sok energiát és tápanyagot von el a növénytől, ezért otthoni körülmények között tartva, ha meglátjuk, hogy növekedésnek indul a virágzár, azt érdemes visszavágni, ezzel segítve a csapdák további fejlődését. A hosszú száron fejlődött virág általában jelentéktelen fehér színű (6. ábra). Öt kicsipett csúcsú, fehér színű szíromlevélből tevődik össze. A magasra felnyúló száron több virág fejlődik ki, magja nagyon apró (Hidvégi, 2022).

Szaporítani lehet magról, is azonban nem ez a legelterjedtebb módszer, ugyanis két vagy akár három évbe is telhet, mire a növény elkezd csapdákat növesztetni, majd csak az ötödik évben éri el a kifejlett méretét. Ezért egy egyszerűbb és hatékonyabb szaporítási eljárás a tősarjak osztása, mely során egy kifejlett növényi tövet több részre osztunk szét, majd azokból külön-külön növények fejlődnek. A levelek dugványozásával is eredményesen szaporítható a növény. Egy egészséges levelet a talajba ledugva gyökeresedhet egy új példány. A csapdát a levél teljes hosszú szárával együtt vágjuk le, majd 2-3 cm mélységben helyezzük a nedves közegbe. Megfelelő páratartalmat és nedvességet biztosítva a növény néhány héten belül új hajtásokat képes hozni (Pánczél, 2022).

Ezeken a szaporítási módszereken kívül alkalmazható még a steril laboratóriumi és kontrolált körülmények között végbemenő eljárás, mely során a növény igényeinek megfelelő, vitaminokban és tápanyagokban gazdag táptalajt készítünk, majd ebben a közegben szaporítjuk tovább sterilen egy tenyészedénybe zárva. Kialakítjuk számára az optimális fényviszonyokat, valamint a hőmérsékletet (Nagy, 2017).

2.3.3. A Vénusz légyecsapó igényei otthoni körülmények között

Manapság a Vénusz légyecsapója nagyon elterjedt, világszerte alkalmazzák otthoni tartásra, mint szobanövényt. A húsevő növények közül ez a legismertebb, ezért a virágboltokban, növény kereskedésekben is előszeretettel vásárolják. A Vénusz légyecsapójának számos hibrid fajtájával találkozhatunk, az egészen apró csapdától a legnagyobbakig. Megfelelő körülmények között tartva akár több évig is élhet egy növény. Nem szükséges „etetni”, a megfelelő talaj, páratartalom, öntözés és az öntözővíz minőségére kell nagyobb hangsúlyt fektetni. Az öntözővízre rendkívül érzékeny, ezért csak esővízzel vagy desztilláltvízzel szabad öntözni, ugyanis a magas mésztartalmú öntözővíz hatására a levelek elfeketednek és elhalnak. Mivel ennek a növénynek a természetes őshazájára a magas csapadékmennyiség jellemző, ezért itthoni körülmények között is sok vizet igényel, akár tarthatjuk folyamatosan nedvesen a talaját. Manapság gyakran alkalmazzák floráriumokban, mert a növény magas páraigénye miatt így könnyebben elérhető a kedvező környezet. A téli felkészülésekor mérsékeltebb öntözést igényel. Tavasztól őszig körülbelül 20-22 °C-os hőmérséklet ideális a számára, majd a téli hónapokra ez lecsökken 3-10 °C-ra. Rendkívül kedveli a világos, napos helyeket, optimális megvilágítottsági időtartam a 12-14 óra. A növénynek tápoldatot adni nem szabad, ugyanis a tápanyagszegény talajt kedveli, de a közeg frissítése érdekében érdemes 2-3 évente tavasszal átültetni, a jobb és egészségesebb fejlődés érdekében. Azonban figyelni kell az ültetőközeg minőségére is, legjobb számára a tőzeg, mert ez nem tartalmaz túlzott mennyiségű tápanyagot, és jó víz megtartó képességű. Érdemes párásítani a környezetét, ugyanis a magas páratartalmú környezetben érzi jól magát, ezért meghálálja, ha egy magasabb falú kaspóba helyezzük és alá esetleg agyaggolyókat szórunk. A téli időszakban szüksége van egy kis nyugalmi időszakra, ilyenkor csökkenteni kell a hőmérsékletet, a víz és a fény mennyiségét is, majd a tavasz kezdetével újra növelhetjük ezeket a tényezőket (Nagy, 2017).

2.4. Mikroszaporítás jelentősége

A vegetatív szaporítás során fejlődött növényeket klónoknak nevezzük. Ilyen szaporítási módok például a dugványozás, tőosztás és szemzés is. Az ivartalan úton szaporított növények nem a zigótából fejlődnek ki, hanem a szomatikus, testi sejtekből, melynek eredményeként az így kifejlődött utód növények genetikailag megegyeznek az anyanövénnyel. A növényi biotechnológián alapuló szaporítási eljárást széles körben alkalmazzák; üzemi technológiák részévé vált. A folyamat szaporítási elve elméleti szempontból megegyezik a hagyományos *in situ* eljárásokkal. Az *in vitro* körülmények között történő szaporítás a növény valamelyik vegetatív szervének, szövetének vagy sejtjének laboratóriumi (mesterséges) körülmények közötti tenyésztése. Ez az eljárás lehetővé teszi a növény bizonyos szöveiteiből, sejtjeiből, rügyeiből, megfelelő *in vitro* körülmények kialakítása mellett a teljes növény regenerációját. A steril körülmények között végzett mikroszaporítás gyorsan elterjedt világszerte, ami több okra vezethető vissza. A mikroszaporítás előnye, hogy több ezer növény szaporítása lehetséges egy m²-en, illetve különböző kísérletek elvégzését nagymértékben leegyszerűsíti ez a fajta szaporítási eljárás a természetes körülményekhez képest. Azonban ezen szaporítási módszer velejárója, hogy a tenyészvényben nem fejlődnek ki a kedvezőtlen körülmények kivédésére szolgáló védekezőrendszerek. Ezért van szükség a növények természetes körülményekhez való szoktatására, edzésére; ezt a folyamatot akklimatizációnak nevezik. A mikroszaporítás célja a vegetatív szervekből, szövetekből és sejtekből a lehető legtöbb növény regenerálása rövid idő alatt, valamint vírusmentes növény és szaporítóanyag-előállítás (patogénmentesítés). A szaporítóanyag kis mérete miatt a szállítás is egyszerűen megoldható (Dudits & Heszky, 1990).

2.4.1. Kiindulási anyanövény

A szaporítás indulásához egy erre megfelelő anyanövénnyt kell kiválasztani, melynek legfontosabb szempontja, hogy minél jobb egészségi állapotban legyen, illetve a fiziológiai értékei is minél jobbak legyenek. A legyengült, fertőzött kiindulási anyagból szaporított egyed sikeressége jelentősen rosszabb. Az adott fajtól függően fontos szempont a megfelelő növényi rész kiválasztása, illetve ezt a kitűzött cél is befolyásolhatja. A kiválasztott növény fejlődésének sikerességét az is befolyásolhatja, hogy az adott anyanövénnynek vagy növényi résznek milyen a kora. Előfordulhat, hogy a juvenilis (fiatalkori) alak gyorsabban regenerálódik, mint az adult (időskori) alak, vagy esetleg fordítva. Ezeket a szempontokat figyelembe véve tudunk a szaporítási célnak megfelelő anyanövénnyt választani (Lukács, 2013).

2.4.2. Táptalaj típusok és tápanyagok

A megfelelő táptalaj elkészítéséhez különböző alaprecepteket találunk a szakirodalomban. Ezek közül az egyik leggyakrabban alkalmazott az MS (Murashige, Skoog, 1962). Ez a táptalaj összetételében a magas sótartalmával kitűnik a többi közül, több, mint 4 g összes sótartalommal. Egy másik elterjedt táptalaj formula a Linsmaier, Skoog (1964), mely az MS táptalaj egy változata, melyben a szerves anyagok mennyiségét változtatták meg, azonban meghagyták a tiamint és emellett a mio-inozitot. Egy másik táptalaj a White (1943), melynek az MS féle talajhoz képest alacsonyabb a sókoncentrációja. A White féle táptalajt eredetileg a paradicsom gyökérkultúra számára kedvező összetételben állították össze. A szója számára kifejlesztett táptalaj a Gamborg B5 (1968), ebben

a nitrácion és ammóniumion aránya nagymértékben eltér, ugyanis a nitrácion nagyobb mértékben van jelen. Schenk és Hildebrandt (1972) által kialakított táptalaj az egyszikű és kétszikű kultúrák számára egyaránt felhasználható, ez az SH jelöléssel szerepel a szakirodalomban. Sótartalom szempontjából az MS táptalajnál alacsonyabb, de a White-féle talajnál magasabb sótartalommal rendelkezik a Nitsch és Nitsch által kidolgozott táptalaj. A fás növényi részek szaporítására alkalmas Lloyd és McCown összeállított közege a WPM (woody plant medium). Orchideafélék magról való szaporítása esetén a Knudson-féle talaj jelent meg elsőnek a szakirodalomban (1922). Valamint a Heller (1953) táptalaj, mely a leggyakrabban használt receptek közé sorolható. Az évek során egyre több táptalaj típust kifejlesztettek, melyeket alkalmaznak, illetve a fent felsorolt receptek számos változata létezik. A Vénusz légycsapó szaporítása esetében egy MS alapú táptalajt alkalmaztunk, azonban a trópusi növények sóigénye meglehetősen alacsony, így az MS-féle receptben szereplő makroelemek fele került a táptalajba (Marschall, 2008).

A növények megfelelő fejlődése érdekében elegendő mennyiségű esszenciális tápanyagot kell biztosítanunk számukra. Nem csak a makroelemek (N, P, K) pótlására kell figyelmet fordítani, hanem a mikroelemek pótlására is, ugyanis Liebig minimum törvénye szerint hiába van valamelyik tápanyagból elegendő a számára, ha azt egy másik tápanyag hiányában nem képes felvenni. Ezért az esszenciális tápanyagok hiánya gátolhatja a növény egészséges fejlődését. A makroelemek halmazába sorolható a C, H, O, N, P, K, S, Ca és Mg. Azonban a mikroelemekhez soroljuk a Fe, Mn, B, Cu, Mo és a Zn elemeket. Az utóbbi felsorolásba tartozó elemek egy növény szervezetében jelentősen kis mértékben vannak jelen, azonban a fejlődéshez elengedhetetlenek. Ezen elemek nem megfelelő felvétele, hiánya esetén a növényen hiánytünetek jelentkezhetnek, gátolt növekedés, levélfoltosság jelentkezhet (Tóth et al. 2018).

A vas FeSO_4 formában kerül a táptalajba, ezzel együtt kielégítve a növény kén szükségleteit is. A vas szerepe a növény életében a klorofillképződés katalizálása, ezáltal a fotoszintézisben fontos szerepet játszik, valamint részt vesz a nitrátok átalakulásában. A vas hiánya esetén a növény új levelein és hajtáscsúcsán klorózis jelentkezhet, ezen kívül a levelek sárgás elszíneződése és fakulása jellemzi. Súlyos hiánytünete esetén a levelek kiféhérednek, üvegesednek, majd ezek az idő múlásával lehullanak. Az új leveleken megjelenik a pigmenthiány, a növény növekedési folyamata lelassul, és nem éri el az adott fajtára jellemző méretet. Szerves formájában kelátként (Na-Fe-EDTA) is adható a táptalajba. A kén a makroelemek csoportjába sorolható anyag, mely a fehérjék alkotórésze, ezen kívül ez az egyik leglassabban felvehető elem. A ként szulfát formájában adjuk a táptalajba. A kazein egyfajta fehérje és szerves nitrogénforrás, ennek alkalmazása a lassan regenerálódó merisztéma szövetekre jótékony hatással van. A fehérjék sokféle feladatot látnak el, ezért többféle felépítésűek lehetnek. A fehérjék aminosavakból épülnek fel, melyben 20 féle aminosav vesz részt (Benyó, 2000).

A növények különböző kémiai elemekből képesek vitaminokat szintetizálni. Azonban, ha a növényi rész (inokulum) nagyon kicsi, csak néhány sejtet tartalmaz, már nem képes erre, tehát a mikroszaporítás során ezt nekünk kell pótolni a táptalajban. Minél kisebb növényi részt szeretnénk szaporítani, annál fontosabb a vitaminok pótlása. Ennek pótlására főként a vízben oldódó vitaminokat használhatjuk, főként a B vitamin csoport tagjait. Az m-Inozit szintén vitamin típusú táptalaj-alkotó (Benyó, 2000).

A tápoldat szilárdítására általában az agar nevű tengeri alga finomított termékét alkalmazzák, mely egyfajta poliszacharid, forró vízben oldódik. Az agar szerepe a tápoldatban a zselésítés. Megfelelően kimért alapanyag hozzáadásával a tápoldat kocsonyás állagú lesz, ugyanis az agar a tömegének 20x-osát képes felvenni. A tápoldat alacsony kalciumtartalma, illetve az alacsony pH szint a tápoldat minőségének és kocsonyásodásának romlását eredményezi (Benyó, 2000).

Az *in vitro* szaporodás és fejlődés iránya a növényi hormonokkal befolyásolható. Az indol-ecetsav (IES) szintetikus előállított auxin, oldódik etalonban és autoklávozható. Az auxinok a növény szöveteinek kialakulásában vesznek részt, illetve gyökérbénaződést serkentő hatásuk is van. A magas auxin-szint, különösen alacsony citokinin-szint mellett kallusz képződéshez vezet. A citokininnek a gyökércsúcsban keletkeznek, elsődleges feladatuk a sejtosztódás, a rügy- és hajtásképzés. Emellett kloroplasztisz képződést és a szövetek fiatalítását segítik elő. A benzil-adenin (BA) egy szintetikus citokinin, *in vitro* szaporításban ez a legáltalánosabban alkalmazott citokinin. A harmadik legismertebb növényi hormon csoport a gibberellinek csoportja. Fás növények *in vitro* szaporításában van szerepük (Benyó, 2000).

A cukorral az *in vitro* nevelt növény szénszükségleteit elégítjük ki, melyre azért van szükség, mert az *in vitro* körülmények között nevelt növény a zárt tér miatt kevesebb oxigénhez és szén-dioxidhoz jut, melyekből természetes körülmények között fedezi a növény a szén szükségleteit. Minél kisebb a mikroszaporított növényi rész, annál inkább szükséges a szénforrás, mivel a nagyon kis méretű inokulum nem autotróf (Benyó, 2000).

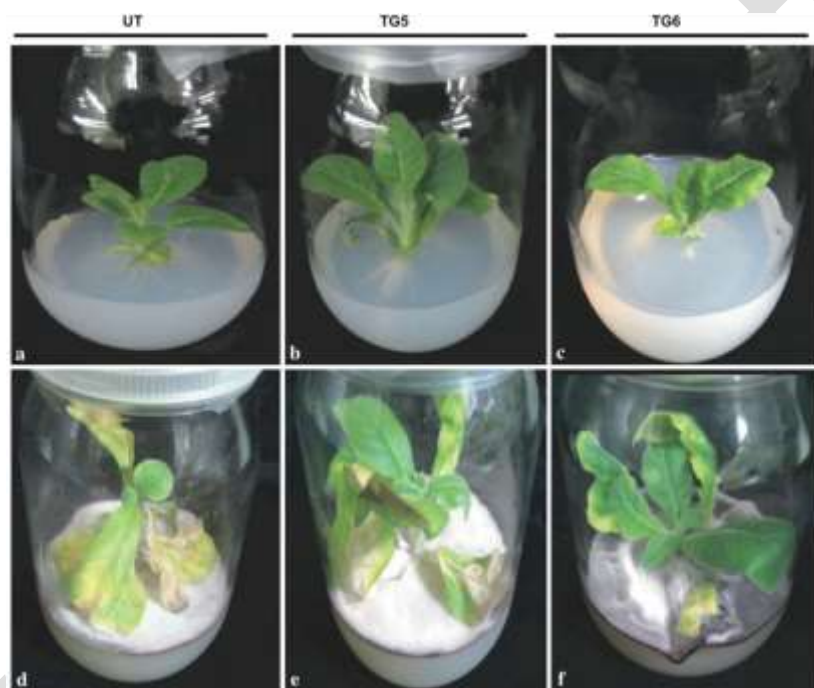
2.4.3. Növényi részek sterilizálása

A szaporítási folyamat indítható vegetatív növényi résszel vagy maggal. Ezeket először sterilizálni kell, azaz megtisztítani a rajtuk lévő mikroorganizmusoktól, mert ezek akadályozzák a tenyésztést. A szaporítóanyag bő vízzel való lemosását egy 70%-os etanol tartalmú alkohollal való megtisztítás követ. Az etanol egy szerves oldószer, ezért elég mindössze egy rövid időre az oldatba mártani a növényi részt. Ezt követően Na- vagy Ca-hipoklorit klór tartalmú vegyületeket, vagy ezek vizes oldatát használják fel a fertőtlenítés során. Utolsó lépésként steril körülmények között steril desztillált vízzel kell a szaporításra szánt növényi részt lemosni, ugyanis a sterilizálási folyamat során felhasznált szerek tovább roncsolhatják a növényt. A hatékonyság növelése érdekében érdemes többször megismételni ezt a lépést. Ez a folyamat a növény felszínének tisztításáért felel, azonban a vírusok és a növény sejteiben található mikroorganizmusok alól nem mentesít (Lukács, 2013).

2.4.4. In vitro körülmények között leggyakrabban fertőző organizmusok

A mikroszaporítás során alkalmazott tápoldat vitaminokban és különböző tápanyagokban gazdag, mely nem csak az általunk kiválasztott növény számára megfelelő fejlődési közeg, hanem különböző mikroorganizmusok is előszeretettel telepednek meg rajta, mely az állomány számára károsító hatással bír (7. ábra). A nem megfelelő felületi fertőtlenítés miatt fejlődhetnek ki baktérium- és gombatelepek a tenyészetben. Előfordulhat olyan eset is, hogy a mikroorganizmusok a növényi szövetek belsejében telepednek meg, melyeknek akár több éves lappangási

ideje is lehet, ilyen például a *Bacillus subtilis* és a *Pseudomonas paucimobilis*. Azonban a mindenhol jelenlévő atkák, melyek mikrogombákkal illetve szerves törmelékkel táplálkoznak, szintén nagy veszélyt jelenthetnek a tenyészetekre. Ezek a szaporítás során akár a ruházatról kerülhetnek az edénybe. Egyéb apró ízeltlábúak is bekerülhetnek a tenyészetekbe rosszul lezárt nevelőedény esetén, szellőztető rendszeren keresztül. A bekerült kártevők a testükre tapadt egyéb gombaspórákat vagy baktériumokat beviszik az *in vitro* környezetbe, majd ezzel megfertőzik az adott állományt. Leggyakrabban fertőző baktériumok közé sorolható a *Lactobacillus spp.*, *Agrobacterium spp.*, *Pseudomonas spp.*, és a *Bacillus spp.*. Megfertőződhet a tenyészet egyéb gombákkal is, mint például *Penicillium spp.*, *Aspergillus spp.*, *Mucor spp.* és *Fusarium spp.* is. Ezek elkerülése érdekében fontos a megfelelő sterilizálási lépéseket betartani és ügyelni a fertőződés elkerülésére (Jámborné Benczúr & Dobránszki, 2005).



7. ábra *In vitro* szaporítás során befertőződött növény (forrás: int. 7)

2.4.5. *In vitro* nevelés körülményei

A növények megfelelő fejlődése érdekében számukra kedvező környezetet és körülményeket kell biztosítani. A fotoperiódus szinte minden kultúra növekedésének és fejlődésének előfeltétele. A megvilágítás hossza periodikusan váltakozik, ami 16 órás megvilágítás mellett 8 óra sötétséget jelent. A megvilágítás erőssége 2000-5000 lux és előnyös, ha a fénycsövek nagyobb része a meleg-fehér tartományból kerül ki. Különböző növénykultúráknál ez az arány változhat, ugyanis vannak sötétben induló növényfajok is. A megvilágítás mellett a megfelelő hőmérséklet biztosítása rendkívül fontos a növekedés és fejlődés szempontjából. A szövettenyésztés során különösen figyelni kell, hogy a használt növényi anyagot ne érje nagyobb hőmérsékletingadozás, mert erre az inokulum a tenyésztés indításakor különösen érzékeny. Hughes 1981-ben meghatározta valamennyi növény optimális hőigényét. Ez a trópusi eredetű növényeknél 32-35°C is lehet, míg a mérsékelt égövi növények számára

a 20°C is elegendő. A fás szárú kultúrák a szaporítás során 20°C -nál alacsonyabb hőmérsékletet igényelnek. A Vénusz légyecsapója a szaporítási kísérlet során 22-25°C -os hőmérsékleten fejlődött, 50%-os páratartalom mellett. Az osztott tenyészetet tartalmazó lombikot öntapadós, szellőzést biztosító Ongrofol fóliával érdemes lezárni (Jámborné Benczúr & Dobránszki, 2005).

2.4.6. Akklimatizáció

Az *in vitro* körülmények között szaporított növények kutikula rétege vékonyabb, ezért érzékenyebbek a külső ingerekre. A mikroszaporított növények klorofilltartalma alacsonyabb, ezáltal a fotoszintetizáló képességük is megváltozik. Többnyire a táptalajhoz adott cukorból veszik fel a számukra szükséges energiát. Az akklimatizációs folyamat során a cél, hogy az *in vitro* növényeket a természetes körülményekhez szoktatjuk, illetve ahhoz a környezethez, melyben a későbbiekben felhasználásra kerülnek (szabadföld, üvegház). A növény számára optimalizált mesterséges körülményekből kiszakítva nagy stresszhatást jelent a hőmérséklet, illetve páratartalom ingadozás, valamint az UV sugárzás erőssége. Az akklimatizáció kezdetén fokozott figyelmet igényelnek a növények, ezért párafüggöny berendezéssel, fátolyfóliával vagy fóliaalagutakkal védik az állományt. Ezek segítségével tudunk magas páratartalmat biztosítani, és a fény erősségét is csökkenteni. Eleinte fontos a növényeket az intenzív fénytől védeni, mert könnyen megéghetnek (Jámborné Benczúr & Dobránszki, 2005). Ezekhez a változásokhoz folyamatosan szoktatni, edzeni kell a növényt. Az akklimatizáció sikeréhez nagymértékben hozzájárul a gyökérrendszer fejlettsége. Az edzés végén a növény kiültethető a neki szánt felhasználási területére (Lukács, 2013).

2.4.7. *Dionaea muscipula* mikroszaporítása

A rovarfogó növények, köztük a Vénusz légyecsapója is nagy mértékben vonzzák a növénygyűjtők és növénykedvelők figyelmét, az egyedi megjelenésük és szokatlan életmódjuk miatt. Sokan szeretnék dísznövényként tartani az otthonukban, és a keresletük egyre nő. A növény szövettenyésztési technikája fontos szerepet játszik a növény megőrzésében. A Vénusz légyecsapók mikroszaporításáról néhány jelentős áll rendelkezésre, köztük Teng (1999) virágszárakat használt explantátumként. Aktív szénre volt szükség a rügyek beindításához, de a regenerált palánták kultúrájában nem használták. A regenerált növényeket később a szövetforrás, az etioláció, a levélminták elhelyezkedése és megvilágítása által a növény regenerációjára gyakorolt hatásokra vonatkozó vizsgálatokhoz használták fel explantátumforrásként. A forrásnövények etiolálása növelte az explantátumokból történő regenerálódás arányát és csökkentette az explantátumhibát. Általában a járulékos rügyek az explantátum tengely felé néző oldalán és szárhoz közeli végén fejlődtek. Amikor azonban az explantátumokat sötétben nevelték, a rügyek 20-30%-a a szárhoz távolabb eső végén keletkezett. A hajtásregeneráció helyét a levél explantátumon mind a megvilágítás, mind az explantátumok elhelyezkedése befolyásolta. Az explantátum tengely felé eső oldalával felfelé történő elhelyezése eredményezte a legmagasabb regenerációs arányt (Teng, 1999). A növény egyetlen rizómája képes 14 vagy több gyökeres palántát fejleszteni 40-60 nap alatt, ha olyan táptalajon tenyésztik, amely fél erősségű Murashige és Skoog sókat, valamint szerves összetevőket tartalmaz. A Vénusz légyecsapó a savanyú talajt kedveli, ezért 5,5-5,8-as pH értékű táptalaj az ideális. 16 órás fény szakasz Cool White fluoreszcens fényben,

23-26 °C-on. A leírt gyors szaporítási eljárás növeli a növények kereskedelmi hozzáférhetőségét, miközben csökkenti a vad csíraplazma-állományokra nehezedő gyűjtési nyomást (Parlman et al. 1982)

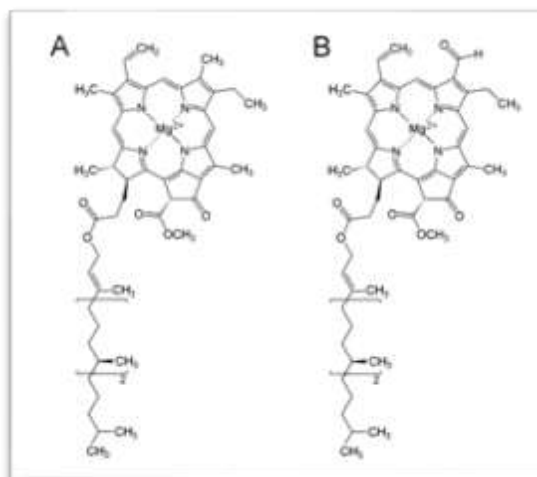
2.5. Fotoszintetikus pigmentek jelentősége a növények életében

A fotoszintetikus pigmentek olyan kémiai vegyületek, melyek jelen vannak az autotróf organizmusokban, így a növényekben is. Ezek a vegyületek képesek elnyelni és felhasználni a látható fény bizonyos hullámhosszait. Az elnyelt fény energiáját a fotoszintézis során számukra szükséges szerves anyagokká alakítják át (Stephens, 2021).

2.5.1. Klorofilltartalom

A növények fotoautotróf életmódot folytatnak, ezáltal képesek a fény energiáját hasznosítani és szerves anyagból szerves vegyületet képesek szintetizálni. Ez a fotoszintézis, melyre csak a növények képesek, a szén alapú heterotróf életformák nem. A növények fényenergia hasznosítási képességének köszönhetően kialakult az oxigén (O₂) tartalmú légkör. A magasabbrendű növények fotoszintéziséért a kloroplasztizok felelnek, melyek a levél mezofillum sejtjeiben találhatóak. A fotokémia I. törvénye kimondja, hogy csak az adott rendszerben elnyelődött fény képes a fotokémiai reakció kiváltására, ezért fontos szerepet játszanak a fény megkötését végző pigmentek. Amelyik szervezet fotoszintetizálásra képes, abban minden esetben megtalálhatók a klorofilok és karotinoidok, melyek szerepe a fény megkötés. A növényi részből acetonnal segítségével kinyerhető a klorofill, ennek alkalmazásával képesek vagyunk megmérni a növény klorofill tartalmát. Azonban vannak már modernebb mérési módszerek is, melyek során nem károsodik a növény (Fehér, Csiszár, Pécsváradi, & Ördögne Kolbert, 2019).

A klorofill a legszélesebb körben elterjedt természetes pigment. Ez szinte minden növényi részben megtalálható. A növények, algák és cianobaktériumok által előállított molekula, mely a fényenergia hasznosítása során kémiai kötésekkel alakít ki. Az élő növényi szervezetekben zajló átalakulási részfolyamatokat különböző enzimek katalizálják. A növényekben megtalálható képződmények közül a legjelentősebbek a mitokondriumok és a kloroplasztok. A kloroplasztok azok az elemek, amelyek tartalmazzák azokat az enzimeket, melyek szükségesek a széndioxid asszimilációjához. A sajátos festékpigmentjein, a klorofillon és a karotinoidokon kívül más kulcsfontosságú légző enzimek is találhatóak, ilyen például a citokrom is (Székely, 1971). A klorofill molekulák a fotoszintetikus membránokban nem fordulnak elő szabadon, mindig csak úgynevezett klorofill-protein komplexeként vannak jelen (Solti et al., 2013). A klorofill-a és a klorofill-b közötti eltérés, hogy a fotoszintézis során a klorofill-b pigmentek a fényenergiát csak összegyűjtik, majd a klorofill-a ezt az összegyűjtött energiát tovább hasznosítja. Felépítésük szempontjából a porfirin-vázis vegyületek csoportjába tartozó vegyület, mely négy pirrolgyűrűből áll, a közepén egy magnézium (Mg²⁺) ionnal. Ebben a gyűrűrendszerben konjugált kettős kötések alakultak ki, melyen gerjeszthetőségük alapul. A két klorofill közötti különbség az teszi ki, hogy a klorofill-A második pirrolgyűrű harmadik C atomjához egy metil (-CH₃) csoport, a klorofill-B esetében pedig egy formil-csoport (-CHO) kapcsolódik (8. ábra). Látszólag ez egy kis különbség, azonban mégis nagy jelentőségű a spektroszkópiai tulajdonságokban (Solti et al., 2013).



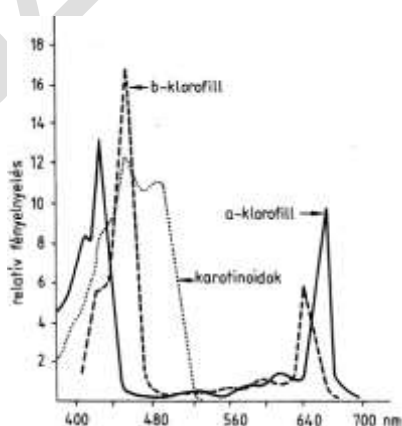
8. ábra A: klorofill-a B: klorofill-B felépítése (forrás: int. 8)

2.5.2. Karotinoidok

A fotoszintézis során a klorofilok mellett a karotinoidok is részt vesznek a folyamatban, melyek szerepe kettős. Ezek a fényből nyert gerjesztési energiát átadják a klorofil pigmenteknek, valamint a fény általi károsodás ellen is védenek (Fehér, et al., 2019). Felépítését tekintve nyolc izoprénegységből és negyven szénatom vegyületből tevődik össze (Pethő, 1998).

2.5.3. Fotoszintetikus pigmentek fényelnyelése

Spektrofotometriai mérésekkel meghatározva azt figyelhetjük meg, hogy a klorofil pigmentek két abszorpciós maximummal rendelkeznek. Egy kék tartományba tartozó elnyelési maximummal, és a vörös tartományba tartozó fényt nyeli el maximálisan. A kék tartományban a klorofilok mellett a karotinoidok is képesek a fényelnyelésre (9. ábra).



9. ábra Fotoszintetikus pigmentek fényelnyelése (forrás: int.9)

Ezek a fotoreceptorok az elnyelt fényből energiát vesznek fel, ezáltal gerjesztett állapotba kerülnek. Miután felhasználták, illetve valamilyen formában leadták a gerjesztési energiát, ezt követően képesek csak újabb fénykvantum felvételre (Pethő, 1998).

A fotoszintézist két fő szakaszra bonthatjuk: az egyik a fényszakasz, a másik a sötétszakasz. A fényszakasz során a vízből (H_2O) oxigén (O_2) képződik, valamint ATP és NADPH keletkezik, melyek a szén-dioxid megkötését segítik. A fotoszintézis sötét szakaszában történik a szén-dioxid (CO_2) megkötése és a szénhidráttá történő redukciója az ATP és NADPH segítségével, melyek a fényszakaszban képződtek. A sötétszakaszt másnéven Calvin-ciklusnak is nevezik, mely három részre bontható: a szén-dioxid megkötése, redukciója, majd a regeneráció. A fotoszintézis során kettő féle klorofill molekula vesz részt aktívan, melyek egymástól jól elkülöníthető fényreakció-központot képeznek. Ez a klorofill-a és -b abszorpciós spektruma alapján megkülönböztethető 1. fényrendszer a PS I (P700) és a 2. fényrendszer PS II (P680). A PS I rendszerben a klorofill-a molekulák nagyobb mennyiségben vesznek részt, mint a klorofill-b, így a fényelnyelés maximális értéke 700 nm-nél van (P700 fényreakció-központ). A 2. fényrendszer a PS II, melynek felépítése hasonló az előző rendszerhez, azonban itt a klorofill-a és -b aránya felcserélődik, azaz itt a klorofill-b található meg nagyobb számban, így a maximális fényelnyelés 680 nm-nél lesz (P680). Ebben a két fényreakció-centrumban zajlanak a kezdeti fotokémiai reakciók, mely során az elsődleges redukáló és oxidáló képletek kialakulnak. Az elnyelt fényből származó energia először gerjesztési, majd kémiai energiává alakul át (Sarkadi, 2007).

3. ANYAG- ÉS MÓDSZER

3.1. A kísérleti növényanyag származása

A kísérlet során felhasznált *Dionaea muscipula* növényi anyagokat Benyó Károly biztosította, melyek *in vitro* körülmények között szaporított hibrid növények. Ezek a korábbi szaporítás során a Benyó Károly által kidolgozott táptalajra kerültek, melyet a kísérlet során a későbbiekben mi is alkalmaztunk. A növényeket üvegbe zárva, sterilen kaptuk az ELTE Fűvészkertből. Közvetlen a kísérleti szaporítás előtt kerültek felbontásra a steril fülkében, így a kiindulási anyanövény kórokozómentesítésének lépése elhagyható volt.

3.2. A kezelések kialakítása

A kezelések kialakításához és a táptalaj elkészítéséhez Benyó Károlytól kapott receptet alkalmaztuk, ami egy MS-féle *Dionaea muscipula* sokszorozó táptalaj. MS féle táptalajhoz képest fél adag makroelem mennyiséget ír a recept, ugyanis a Vénusz légycsapójának sóigénye alacsonyabb. Ez alapján készítettük el a kísérlethez a négy féle táptalajt, melyeknél a benzil-adenin mennyiségét változtattuk meg.

Dionaea muscipula sokszorozó táptalaj recept:

- 1/2 töménységű MS makroelemek
- teljes töménységű MS mikroelemek (1 ml/l törzsoldat)
- 50 mg/l Na-Fe-EDTA
- 100 mg/liter Casein
- 100 mg/liter Inozit
- 30 g/liter cukor
- 6,5 g/liter Agar
- 0,25 mg/liter 3-indolil ecetsav
- 1,5 mg/liter BAP (benzil-adenin)
- pH: 5,5

1. táblázat: Murashige és Skoog féle makro- és mikroelem mennyiségek (forrás: (Benyó, 2000))

Makroelemek	Képlet	mg/l	mM
kálium-nitrát	KNO ₃	1900	18,79
ammonium-nitrát	NH ₄ NO ₃	1650	20,61
kalcium-klorid (vizmentes)	CaCl ₂	440	2,99
magnézium-szulfát	MgSO ₄	370	1,5
kálium-dihidrogén-foszfát	KH ₂ PO ₄	170	1,28
Mikroelemek	Képlet	mg/l	µM
bórsav	H ₃ BO ₃	6,20	100,00
mangán-szulfát (2 vizes ^X)	MnSO ₄ x 2 H ₂ O	22,30	100,00
cink-szulfát (7 vizes)	ZnSO ₄ x 7 H ₂ O	8,60	29,91
nátrium-molibdenát (2 vizes)	Na ₂ MoO ₄ x 2 H ₂ O	0,25	1,03
réz-szulfát (5 vizes)	CuSO ₄ x 5 H ₂ O	0,025	0,10
kobalt-klorid (6 vizes)	CoCl ₂ x 6 H ₂ O	0,025	0,11

A táptalaj elkészítése során első lépésként a makro- és mikroelemekből törzsoldatot készítünk. Először kimérjük az MS-féle makroelem mennyiségek (1. táblázat) tízszeresét, ezeket desztillált vízben feloldjuk majd további desztillált vízzel felöntjük úgy, hogy 1000 ml oldatot kapjunk. Majd az MS-féle mikroelemekből (1. táblázat) is ugyan ezzel a módszerrel, de 1000-szeres törzsoldatot készítünk. A szükséges mennyiségű mikroelemeket 1 ml törzsoldat tartalmazza. Mivel mi 2 l táptalajt készítünk így két 1 l-es edénybe desztillált vizet öntöttünk, majd ebbe került 2x50 ml makroelem törzsoldat majd a teljes töménységű MS mikroelemek, ami 2x1 ml mikroelem törzsoldatot jelent. Ezt követően kimértünk 100 mg Na-Fe-EDTA-t és szintén hozzáadtuk az oldathoz. Caseinből 2x100 mg-ot kimértünk, és ugyanígy az Inozitból is 2x100 mg mennyiséget adtunk az eddigi táptalajadathoz. Hozzáadtunk még 2x30 g cukrot és ezt az egész oldatot elkevertük, hogy az eddigi komponensek felolvadjanak. Mikor feloldódtak az eddigi anyagok az eddig elkészült oldatot elosztottuk 4 edénybe, így kaptuk a négyszer 0,5 literes kezeléseket, melyekhez még hozzáadtuk a 3-indolil ecetsavat és a BA azaz benzil-adenint, mely különböző mennyiségekben került, így kialakítva a négy kezelést, ami az M1, M2, M3 és az M4-es táptalaj. A 2. táblázatban az egyes kezeléseket BA-tartalma olvasható.

2. táblázat: Táptalajban megváltoztatott benzil-adenin mennyisége az M1, M2, M3 és az M4-es kezelésnél

Kezelések	M1	M2	M3	M4
Táptalajba került BAP	0,5 mg BAP	1 mg BAP	1,5 mg BAP	2 mg BAP

Az M3-as kezelésnél nem változtattuk meg a receptben leírt mennyiségen, így ez volt a kontroll. Mikor a kezelésekhöz hozzáadtuk a fenti táblázatban szereplő mennyiségeket, akkor egy pH mérő segítségével beállítottuk a táptalajok pH értékét, amit a leírás alapján 5,5-re kalkuláltunk. Néhány kristály aszkorbinsav vagy 1N KOH oldat csepegtetésével tudtuk beállítani a pontos pH értéket. Utolsó hozzávalóként került bele az agar, ugyanis ez a pH

mérés során könnyen eltömíti a szonda diafragmáját. Az agarból 3.25 grammot mértünk mind a négy 0.5 literes kezelésbe, majd mikrohullámú sütőben felforraltuk, hogy tökéletesen feloldódjon az agar. Amikor az összes kezelésben feloldódott az agart és kissé kihűlt, utána üvegekbe öntöttük, melyekbe később a növények is kerültek. Az M1-es, M2-es, M3-as valamint az M4-es kezelést is 12 db kisebb üvegbe töltöttük, majd alufóliával és az üveg kupakjával lezártuk.

Ezeket a táptalaj oldatokat sterilizáltuk, ami elengedhetetlen lépése a folyamatnak. Sterilizáláshoz autoklávtot használtunk, mely során 130 °C-os hőmérsékleten, 1,2 bar nyomáson fél órán át sterilizáltuk a táptalajokat. Autoklávozás után a táptalajt két napig állni hagytuk, hogy az esetleges fertőződés kiderüljön.

3.3. A kísérlet beállításának menete

A szaporítási folyamatot lamináris box-ban végeztük, hogy ezzel is csökkentsük az esélyét annak, hogy különböző mikroorganizmusok kerülhessenek az üvegbe. A szaporítás megkezdése előtt UV lámpás megvilágítással is kórokozómentesítettük a felületet. A munka során használt csipeszt és szikét alkohollal fertőtlenítettük, majd ezt borszeszgővvel leégettük. Az eszközök sterilizálását többször is megismételtük a kísérlet sikeressége végett. A szaporítás menetének első lépéseként a kapott anyanövényeket egy csipesz segítségével kivettük az addigi közegéből, a rátapadt táptalajmaradványoktól megtisztítottuk, majd egy szikével hajtásora szétvágtuk. A feldarabolt hajtásokat egy csipesz segítségével a korábban előkészített táptalajra helyeztük. Egy üvegbe 2-3 növényi hajtást helyeztünk, majd 3 réteg folpack fóliával lezártuk. Kezelésenként 16 üvegbe kerültek növények, melyeket ezután a fényszobába helyeztünk, ahol állandó hőmérsékleten, 22 °C-on tároltunk 16 óra megvilágítás és 8 óra sötétség mellett. A szaporított növények 5 héten keresztül nevelkedtek ebben a mesterségesen kialakított környezetben (10. ábra), majd ezt követően végeztük el a növényeken a különböző méréseket.



10. ábra Mikroszaporított állomány

3.4. Klorofilltartalom mérés menete

<u>Felhasznált eszközök</u>	<u>Felhasznált anyagok</u>
<ul style="list-style-type: none">• analitikai mérleg• Eppendorf cső• automata pipetta• csipesz• mérőhenger 10ml-es• spektrofotométer• centrifuga• kémcső állvánnyal• dörzscsésze törővel• kivetta	<ul style="list-style-type: none">• növényi minta• 80%-os aceton• kvarchomok

A növényeket egy korábbi mérés alkalmával már kivettük a táptalajukból, majd fagyasztóban tároltuk a mérés elvégzéséig. A mikroszaporítás alkalmával négy kezelést hajtottunk végre, és ennél a vizsgálatnál kezelésként szintén négy mérést végeztünk, így lett összesen 16 mintánk.

Első lépésként a növényi anyagból kimértünk az analitikai mérleg segítségével 120 mg és 140 mg közötti növény-mennyiséget. A következő lépésként a kimért mintákat egyesével beletettük a dörzscsészébe egy kevés 80%-os aceton hozzáadásával, mely segíti a klorofillt kioldódását; ezután egy kis kvarchomokot szórunk bele a hatékonyabb elmunkálás érdekében (11. ábra).



11. ábra Növényi színanyag kivonás

Miután alaposan eldörzsöltük a növényi anyagot, mérőhengerbe töltöttük, felöntöttük 80%-os acetonnal 5 ml végtérfogatra, majd ezt egy kémcsőbe töltöttük (12. ábra). A pontos eredmények érdekében két dörzsölés között az eszközöket tisztítani szükséges (dörzscsésze, törő, mérőhenger). Következő lépésként ezekből az oldatokból

az eppendorf csöveket megtöltöttük. Ezeket a centrifugába helyeztük ügyelve, hogy egymással szemben egyforma súlyú mintákat helyezünk el, ezzel megkímélve a műszert. A mintákat 5 percig centrifugáltuk 14000/perc fordulaton. Ez a lépés elhanyagolható; ha helyette egy napig hagyjuk állni a mintákat, hogy a kvarchomok és a növényi maradványok leülepedjenek. A letisztult anyagot külön-külön tiszta küvettákba töltöttük, ügyelve, hogy a korábban leülepitett mintát ne keverjük fel. A spektrofotometriás mérés során minden mintát 480 nm, 644 nm és 663 nm-en megmértünk.



12. ábra Klorofill méréshez előkészített minták

A klorofill-a és -b tartalma összevontan került kiértékelésre.

Alkalmazott képletek:

- Klorofill a + b (mg/g) = $(20,2 * A_{644} + 8,02 * A_{663}) * 5 \text{ ml} / \text{bemért tömeg (g)}$
- Karotin (mg/g) = $5,01 * A_{480} * 5 \text{ ml} / \text{bemért tömeg (g)}$

A növények tömegét mg-ban mértük ezért számolás előtt átváltottuk grammra.

3.5. Az adatfelvételezés és értékelés módszere

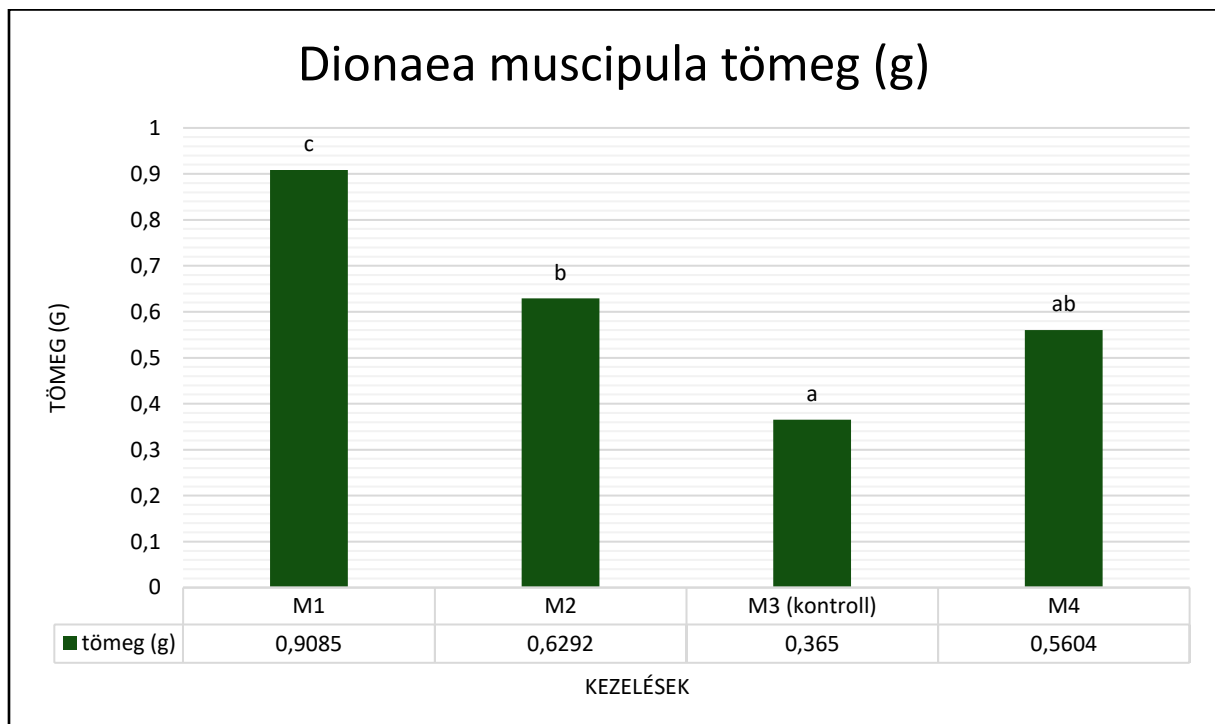
Az adatok felvételezése során az általunk készített táptalajon nevelt növényeket különböző szempontok szerint mértük le. A növényeket az üvegből kivéve először megtisztítottuk a táptalajmaradványoktól majd a következő szempontok szerint végeztünk méréseket. Megmértük a tömegét (g) majd a hajtások számát (db) és a növényen fejlődött leghosszabb levél hosszát (mm) mértük le. Az így kapott eredményeket külön kezelésként egy táblázatban vezettük. A mérések után fagyasztoóban tároltuk a növényeket majd később a klorofill és karotin tartalmat is megmértük. Az így kapott eredményeket az SPSS programcsomag segítségével elemeztük ki, ezen

belül az egytényezős varianciaanalízist (one way ANOVA) alkalmaztuk. A mintaelemek száma 20 felett volt, így a Brown Forsythe tesztet futtattuk le, ezen belül is a Tukey tesztet, mely egy olyan módszer, amelynek célja az egyes átlagok összehasonlítása több különböző kezelésnek alávetett minta varianciaanalíziséből. Az így kapott eredmények megmutatják a kezelések közötti szignifikáns eltéréseket.

Mészáros Mirtill

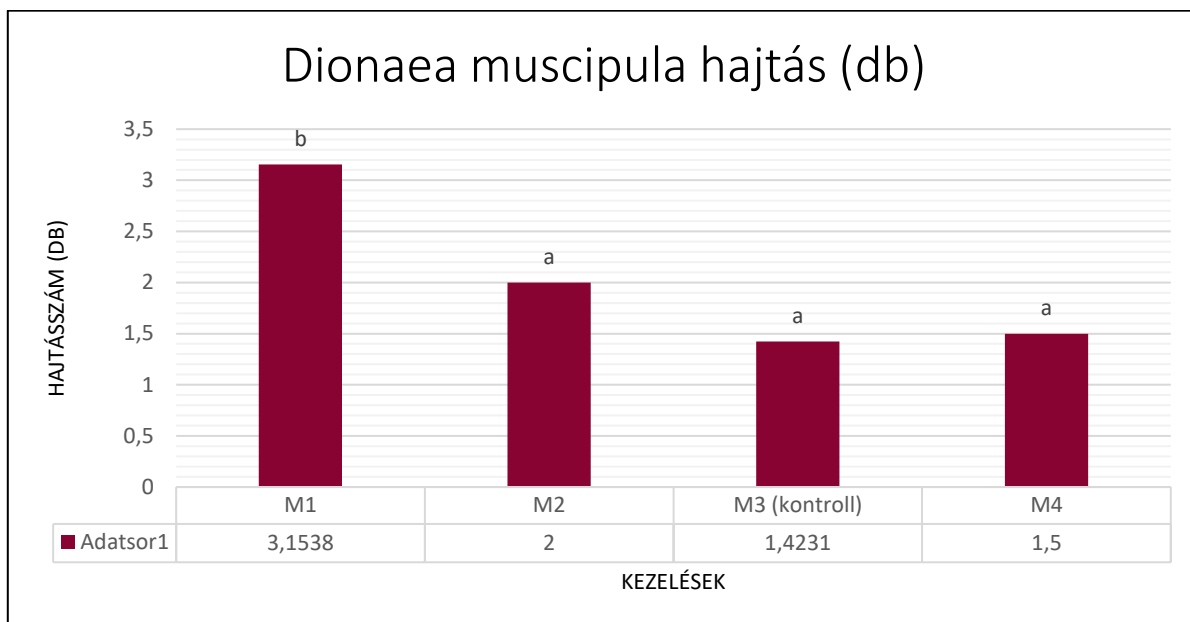
4. EREDMÉNYEK

4.1. A kezelések hatása a *Dionaea muscipula* morfológiai paramétereire



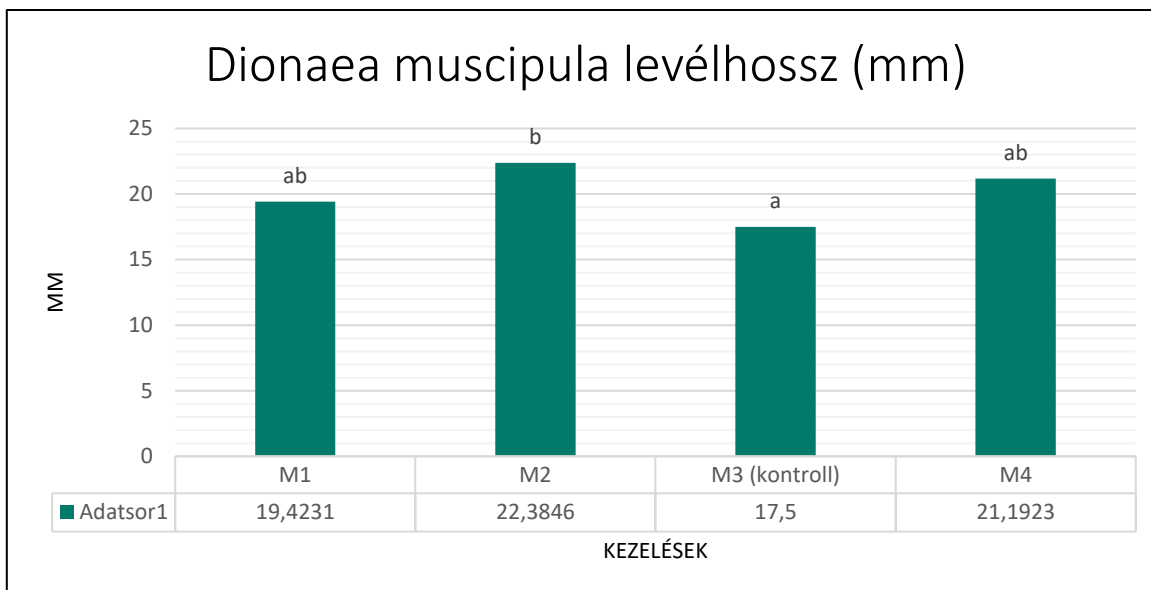
13. ábra A szaporítást követően a növényállomány tömegének mérési kísérlet eredményei a különböző kezeléseknél

A szaporítás során fejlődött növények tömegének mérési kísérlete alapján, a receptben leírt BA mennyisége 1,5 mg/l, ez a koncentráció adta a legkisebb tömegű növényállományt. Ehhez képest jelentős mértékben eltérő eredmények jöttek ki, ha a benziladenin mennyiségét csökkentettük. A legnagyobb tömeget az M1-es minta érte el, amely táptalajába a legkisebb koncentrációban került az adott komponens. Ennek értéke 0,5435 g-al több lett a kontrollnál, szignifikánsan eltér attól. Az M2-es és az M4-es kezelések között nem bizonyított az eltérés, azonban a kontrollhoz képest az M2-es minta szignifikánsan eltér. Az M4-es táptalaj, melybe a benziladenin a legnagyobb mennyiségben volt jelen, statisztikailag azonos a kontrollal és az M2-es mintával. A táptalajban lévő benziladenin mennyiségének csökkentésével megállapítottuk, hogy a szaporított növény tömeg nagyobb értéket mutat (13. ábra). A diagramon ábrázolt adatsorok feletti betűk a statisztikai eltérést mutatják.



14. ábra A szaporítást követően a növényállomány hajtásszámának mérési kísérlet eredménye a különböző kezeléseknél

A hajtások darabszáma volt a következő szempont, amit figyelembe vettünk a mérések során. Itt azt figyeltük meg, hogy a benziladenin mennyiség csökkentésével a hajtások darabszáma nőtt, azonban szignifikánsan csak az M1-es minta tér el, melybe a legkevesebb mennyiségben került BA. A kontrollhoz képest, amely értéke átlagosan 1,4231 db, az M1-es kezelés 3,1538 db-bal mutatta a legnagyobb darabszámot. Az M2-es kezelés a 2 db átlagos hajtás mennyiséggel csak kis mértékben tér el a kontrolltól, statisztikailag nem bizonyított a különbség. Az M4-es kezelés értéke szignifikánsan nem tér el a kontrolltól. Ennél a paraméternél tehát az M2, M3 (kontroll) és az M4-es minták bizonyítottan nem térnek el egymástól, azonban az M1-es kezelés szignifikánsan eltér. A növények tömegének értéke és a hajtások darabszámánál azonos módon megfigyelhető, hogy a táptalajba kerülő BA mennyiségének csökkentésével ezek az értékek nőttek (14. ábra).



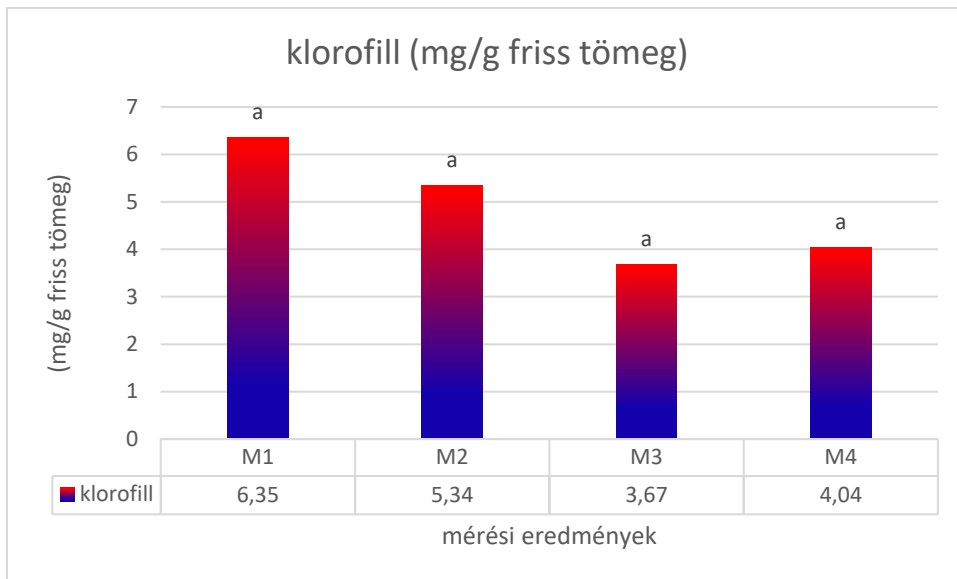
15. ábra A szaporítást követően a növényállomány levélhossz mérési kísérlet eredménye a különböző kezeléseknél

A levélhossz mérési adatok szerint a benziladenin mennyiségének változtatásával csak kis mértékben figyeltünk meg eltérést. A legnagyobb különbséget a kontroll (M3, 17,5 mm), és az M2-es (22,3846 mm) kezelések között mértünk, melyeknél szignifikáns volt az eltérés. A mérések közötti kis mértékű különbségek ellenére azonban megfigyeltük, hogy a kontroll táptalajon fejlődött növények átlagos levélhosszának értéke a legkisebb. A BA mennyiségének növelésével vagy csökkentésével nem figyeltünk meg összefüggést, ugyanis az M1-es minta, mely a legkisebb, és az M4-es minta, mely a legnagyobb koncentrációban tartalmazta a benziladenint, az ezek által mutatott eredmények bizonyítottan nem térnek el egymástól. A többi szempontból kapott mérési eredményeket figyelembe véve a legkevésbé szembetűnő változást a levelek hosszánál figyeltük meg. Összegezve szignifikánsan az M2-es és az M3-as (kontroll) tér el egymástól, az M1-es és az M4-es kezelés bizonyítottan nem különbözik a többi kezeléstől és egymástól sem (15. ábra).

4.2. A kezelések hatása a *Dionaea muscipula* pigmenttartalmára

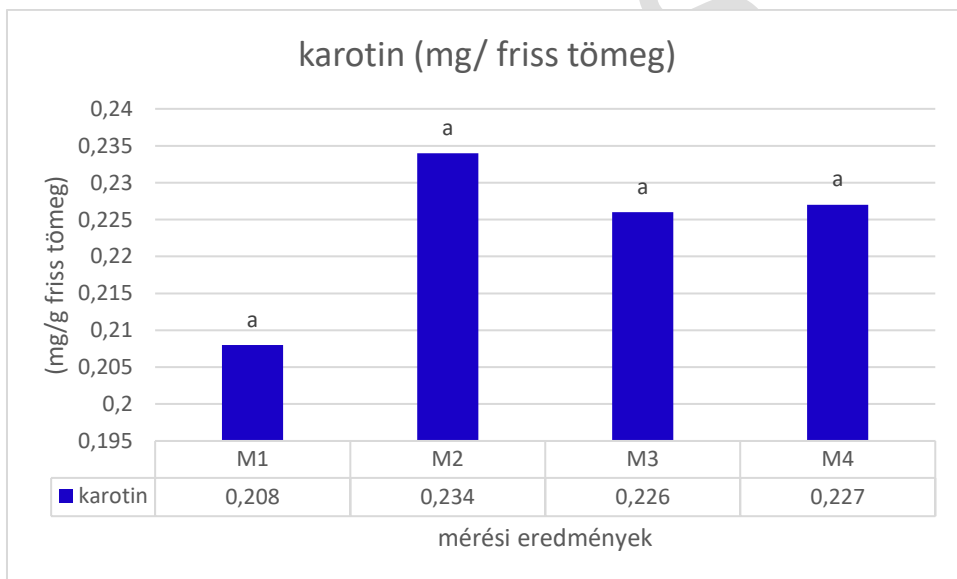
A mérés lényege, hogy kimutassuk a növény fotoszintetizáló képességét, ezért a benne található klorofillok és karotin mennyiségét mértük meg. A mérés során a különböző kezelések között nem tapasztaltunk nagyobb eltéréseket. A vizsgálat eredményeit tekintve nem túl látványos a különbség.

A minták fényelnyelő képességét spektrofotométer használatával állapítottuk meg.



16. ábra Klorofill mérési eredmények diagramon ábrázolva

A klorofill mérés eredményeinél megfigyeltük, hogy az M1-es táptalajon fejlődött növényekben magasabb koncentrációban volt jelen a klorofill a kontroll táptalajhoz képest, melyben a benziladenin mennyisége több volt. A BA csökkenésével a növények klorofill tartalma nőtt. Azonban ezeket az eltéréseket statisztikailag nem tudtuk bizonyítani.



17. ábra Karotin mérési eredmények diagramon ábrázolva

A karotin mérés során a klorofill mérési eredményekkel ellentétben a kapott értékek azt mutatják, hogy amelyik kezelésben a legkevesebb koncentrációban került BA, annál a kezelésnél mértünk a legkisebb mennyiségben karotint. A különbségek ellenére a kezelések közötti eltéréseket azonban statisztikailag nem tudtuk bizonyítani.

5. KÖVETKEZTETÉS

A hajtás-sokszorozódást nagymértékben befolyásolta a BAP mennyisége. A kevesebb BAP koncentrációjú táptalaj jobban elősegítette a hajtásfejlődést. Megfigyeltük, hogy a kontroll táptalajon nevelt növények produkáltak a leggyengébb eredményeket, azaz itt mértük a legkevesebb hajtás számot, tömeget, valamint a növény levélhossza is itt volt a legrövidebb. Azonban a benzil-adenin elsődleges feladata a rügy és hajtás képzés, azonban a kísérletben a BA mennyiségének csökkentésével jobb eredményeket értünk el, mint amikor növeltük a koncentrációt. A kontrollhoz képest arányosan csökkentettük a benzil-adenin tartalmát, ezzel párhuzamosan a növény tömeg és a hajtások száma nőtt. Tehát az M3-as kontroll táptalajon mértük a legkisebb tömeget és legkevesebb hajtást, az M1-es táptalajon, melybe a legkevesebb komponens került pedig a legnagyobb tömeget és hajtásszámot.

Az M1-es kezelés, melyben a legkevesebb mennyiségben került BA, érte el a legjobb eredményt tömeg szempontjából, illetve itt mértünk a legtöbb hajtást is. A levél hosszát figyelve azonban szignifikánsan nem tért el az M3-as kontrolltól.

Az M2-es táptalajon, melybe 0,5 mg/0,5 l mennyiségű BA került, tömeg szempontjából a kontrollhoz viszonyítva magasabb értéket mértünk, azonban az M1-es táptalajhoz viszonyítva kevesebb értéket kaptunk. Az M4-es kezeléstől szignifikánsan nem tér el. A hajtások számát figyelve az M3-as és az M4-es kezeléstől szignifikánsan nem tér el, azonban a levélhossz mérése során ezen a táptalajon fejlődtek a leghosszabb levelű növények, tehát itt enyhe levél megnyúlást figyelhettünk meg.

Az M3-as kontroll táptalajba a receptben megadott teljes mennyiségű benziladenin került. Ezen a táptalajon fejlődött növények érték el a legkisebb tömeget. A hajtások száma is itt a legkevesebb, valamint a levél hossza is itt a legrövidebb. A tömeg mérése során szignifikánsan nem tért el az M4-es kezeléstől, hajtásszáma szignifikánsan nem tért el az M2-es és az M4-es táptalajtól sem. A levélhossz eredménye szignifikánsan nem tér el az M1-es és az M4-es kezeléstől sem.

Az M4-es kezelés, melybe a legnagyobb mennyiségben került benziladenin, azaz 1 mg/0,5 liter, a tömegének mérési eredményeit figyelembe véve a kontrollhoz viszonyítva nagyobb eredményt mértünk, azonban szignifikánsan sem az M3-as, sem az M2-es táptalajtól nem tér el. A hajtás darabszáma közel megegyezik a kontroll táptalajon mért eredményével, ezáltal szignifikánsan nem tér el, valamint az M2-es kezeléstől sem különböztethetjük meg. A növényen mért levélhossz szignifikánsan nem tér el az M2-es és az M3-as, valamint az M1-es kezeléstől sem.

A klorofill a+b és a karotin mennyiség mérési eredmények alapján szignifikánsan nem térnek el egymástól a kezelések. Az adatok alapján azonban megállapíthatjuk, hogy a kontrollnál mértük a legalacsonyabb klorofill mennyiséget. Az M3-as kezelés klorofill és karotin tartalom közötti különbség a legnagyobb, ami egyfajta stressz-

állapotra enged következtetni. A két érték közötti különbség nem tér el nagy mértékben. Összességében a kezeléseket figyelembe véve a karotintartalom közötti különbség elhanyagolhatóan kicsi, azonban a klorofill tartalom mérés eredményei közt látványosabb különbségeket tapasztaltunk. A korábbi mérési eredményekhez hasonló képen térnek el a kezelések, azaz az M3-as kontroll kezelésen kaptuk a legalacsonyabb eredményt, ezt követően az M2-es és M4-es kezelés értéke közel megegyező és végül az M1-es táptalaj értékei a legmagasabbak.

Következtetésképpen megállapítottuk, hogy a legkevesebb benzil-adenin mennyiség során kaptuk a legkedvezőbb eredményeket, a kapott táptalajrecept szerint készített kezelésen, melybe a legtöbb mennyiségű benzil-adenint tettünk, az kevésbé bizonyult hatásosnak.

Mészáros Mirtill

6. ÖSSZEFOGLALÁS

A rovaremésztő növények az evolúció során különböző csapdázási mechanizmusokat fejlesztettek ki, melyek segítségével fogják meg a rovarokat. Ennek köszönhetően a zsákmány megemésztése során jutnak nitrogénhez és foszforhoz. Ezeket a tápanyagokat a természetes élőhely talajában lévő hiány miatt nem képesek gyökéren keresztül felvenni. A rovarfogó növények közül talán az egyik legismertebb faj a Vénusz légycsapója, melyet előszeretettel alkalmaznak szobanövényként is. Ezt a növényt többféle képpen is lehet szaporítani, azonban a magról való szaporítás nem a legkedvezőbb mivel több évbe is telhet, mire a növény elkezd csapdákat fejleszteni, ezért leginkább tősarj osztással, levél- és hajtásdugványozással, valamint mikroszaporítással végzik, mely során a növényt steril körülmények között, mesterségesen kialakított környezetben szaporítják és nevelik. A módszer nagy előnye, hogy kis területen nagy mennyiségben lehet felszaporítani az állományt. A kísérlet során Benyó Károlytól kapott táptalaj receptet használtuk. Négyféle táptalajt állítottunk össze, amelyekben a benzinadenin mennyiségeket változtattuk. Ezek a kísérletek azt mutatják, hogy a *Dionaea muscipula* az M1-es táptalajon, amikor a BA a legkevesebb mennyiségben (0,75mg/0,5l) áll rendelkezésre, fejlődik a leghatékonyabban, ilyenkor fejleszti a legtöbb hajtást. A klorofill és a karotin tartalom mérési eredményei alapján szignifikánsan nem tértek el egymástól a kezelések.

Összességében megállapítottuk, hogy növekedés szempontjából az M1-es kezelés bizonyult a legsikeresebbnek.

7. KÖSZÖNETNYILVÁNÍTÁS

Ezúttal szeretnék köszönetet mondani témavezetőmnek, Tillyné dr. Mándy Andreának (Tájépítészeti, Településtervezési és Díszkertészeti Intézet, Dísznövénytermesztési és Dendrológiai Tanszék) aki a folyamatos konzultációk során hasznos tanácsaival minden esetben hozzájárult a szakdolgozatom elkészítéséhez. Hálásan köszönöm a segítségnyújtást, odaadást, bizalmat és türelmet.

Mészáros Mirtill

8. IRODALOMJEGYZÉK

1. Benyó, K. (2000). *Mikroszaporítás*. Budapest: FVM Vidékfejlesztési, Képzési és Szaktanácsadási Intézet..
2. Böhm, J., et al. (2016). *The Venus Flytrap *Dionaea muscipula* Counts Prey-Induced Action Potentials to Induce Sodium Uptake*. *Current Biology*
3. Braun, T. (2021). *Húsevő növények molekuláris metabolizmusa*. web: Magyar kémikusok lapja.
4. Darwin, C. (1875). *Insectivorous plants*. London: John Murray.
5. Dudits, D., & Heszky, L. (1990). *Növénybiotechnológia*. Budapest: Mezőgazdasági kiadó.
6. Fehér, A., Csiszár, J., Pécsváradi, A., & Ördögné Kolbert, Z. (2019). *A növények élete*. Szeged: Szegedi Tudományegyetem egyetemi jegyzet.
7. Garadnay, S. (2010). *Rovarémésztő magazin*. old.: 6.
8. Hamon, L. E. (2022). *The Pollination Ecology of the Venus Flytrap (*Dionaea muscipula*) and a Status Survey of its*. Raleigh, North Carolina: North Carolina State University.
9. Henarejos-Escudero, P., Guadarrama-Flores, B., García-Carmona, F., & Gardía-Herrero, F. (2018). *Plant science*. online: Elsevier.
10. Jámborné Benczúr, E., & Dobránszki, J. (2005). *Kertészeti növények mikroszaporítása*. Budapest: Mezőgazda kiadó.
11. Lukács, N. (2013). *Növényi biotechnológia*. Budapest: Budapesti Corvinus Egyetem.
12. Marschall, M. (2008). *Növényi biotechnológia*. Eger: Líceum Kiadó.
13. Nagy, J. (2017). *Vénusz légycsapója, a húsevő növények királynője*. web: Copyright.
14. Ördögh, M. (2011). *Táptalaj kiegészítők morfológiai, anatómiai és fiziológiai hatásai *Sorbus* taxonok mikroszaporítása során*. Budapesti Corvinus Egyetem.
15. Pánczél, E. (2022). *Vénusz légycsapója (*Dionea muscipula*) gondozása, etetése, teleltetése*. web: Plantae - A Növények Országa.
16. Pethő, M. (1998). *A növényélettan alapjai*. Budapest: Akadémia kiadó.
17. Sarkadi, L. (2007). *Biokémia mérnök szemmel*. Budapest: Typotex.
18. Schulze, W., & Schulze, E.-D. (1990). *Insect capture and growth of the insectivorous *Drosera rotundifolia* L.* web: SpringerLink.

19. Slack, A. (2000). *Carnivorous plants*. Great Britain: MIT Press.
20. Solti, Á., Bratek, Z., Fodor, F., & Király, I. (2013). *A növényi anyagcsere élettana*. Eötvös Loránd Tudományegyetem.
21. Székely, Á. (1971). Klorofill-mérésck in vivo. *Az Erdő*, old.: 62-66.
22. Taylor, P. (1991. March & June). the genus *Genlisea*. *Carnivorous Plants Newsletter*, old.: 20-22.
23. Tóth, E. A., Kalocsai, R., Dorka-Vona, V., & Giczi, Z. (2018). *Az esszenciális mikroelemek szerepe a növények élettani folyamataiban*. Mosonmagyaróvár: Acta Agronomica Óváriensis.
24. Voigt, D., & Gorb, S. (2010). *Locomotion in a sticky terrain*. online: Springerlink.com.

Internetes források

25. Bálint, G. (2014. február 19). Forrás: Vénusz légycsapója: rovarfogó növény: <https://balintgazda.hu/aktualis-kert/marcius/venusz-legycsapoja-ragadozo-noveny.html>
26. Clancy, S. (2022. február). *“The Flytrap Man” Builds a Garden*. Forrás: North Carolina Native Plant Society: <https://ncwildflower.org/flytrap-man/>
27. Hidvégi, B. (2022. június 21). *Hazánkban is élnek húsevő növények?* Forrás: Magyar Természetjáró Turista Magazin: <https://www.turistamagazin.hu/hir/hazankban-is-elnak-husevo-novenyek>
28. Stephens, J. (2021). Forrás: A fotoszintetikus pigmentek jellemzői és fő típusai: <https://hu.warbletoncouncil.org/pigmentos-fotosinteticos-2803>
29. Teng, WL. Source, etiolation and orientation of explants affect in vitro regeneration of Venus fly-trap (*Dionaea muscipula*). *Plant Cell Reports* **18**, 363–368 (1999). <https://doi.org/10.1007/s002990050587>

9. ÁBRAJEGYZÉK

1. ábra Kancsóka (Nepenthes) (forrás: int.1)	6
2. ábra : Genlisea violacea csapda (forrás: int. 2).....	7
3. ábra Roridula gorgonias + Pameridea roridulae kapcsolat (forrás: int. 3)	8
4. ábra : Dionaea muscipula természetes élőhelye a térképen jelölve (forrás: int 4)	10
5. ábra A Vénusz légycsapója által zsákmányul ejtett rovar (forrás: int. 5)	11
6. ábra Vénusz légycsapó virága (forrás: int.6).....	11
7. ábra In vitro szaporítás során befertőződött növény (forrás: int. 7)	16
8. ábra A: klorofill-a B: klorofill-β felépítése (forrás: int. 8)	19
9. ábra Fotoszintetikus pigmentek fényelnyelése (forrás: int.9)	19
10. ábra Mikroszaporított állomány	23
11. ábra Növényi színanyag kivonás	24
12. ábra Klorofill méréshez előkészített minták	25
13. ábra A szaporítást követően a növényállomány tömegének mérési kísérlet eredményei a különböző kezeléseknél.....	27
14. ábra A szaporítást követően a növényállomány hajtásszámának mérési kísérlet eredménye a különböző kezeléseknél.....	28
15. ábra A szaporítást követően a növényállomány levélhossz mérési kísérlet eredménye a különböző kezeléseknél.....	29
16. ábra Klorofill mérési eredmények diagramon ábrázolva	30
17. ábra Karotin mérési eredmények diagramon ábrázolva.....	30

Táblázatok

1. táblázat : Murashige és Skoog féle makro- és mikroelem mennyiségek (forrás: (Benyó, 2000,121.o.)	22
2. táblázat : Táptalajban megváltoztatott komponensek mennyisége.....	22

Források:

- Int.1: <https://schutters.eu/kancsovirag-kancsoka/>
- Int. 2: [Growing Genlisea and terrestrial Utricularia | ICPS \(carnivorousplants.org\)](http://www.carnivorousplants.org)
- int. 3: [Roridula gorgonias + Pameridea roridulae - Triphyophyllum & Präkarnivoren - Gesellschaft für Fleischfressende Pflanzen e.V. \(carnivoren.org\)](http://www.carnivoren.org)
- int. 4: [South Carolina \(geography.name\)](http://www.geography.name)
- int. 5: [Vénusz légycsapója - Kertlap Kertészeti Magazin & Kertészeti Tanfolyamok](http://www.kerteszeti-magazin.com)
- int. 6: [Dionaea muscipula blüete - Vénusz légycsapója – Wikipédia \(wikipedia.org\)](http://www.wikipedia.org)

- int. 7: [Fungal disease resistance assay using in vitro whole plant of the... | Download Scientific Diagram \(researchgate.net\)](#)
- int. 8: <https://tk.elte.hu/dstore/document/844/book.pdf> 79.o.
- int. 9: [Mezőgazdasági növények élettana - A fotoszintetikus pigmentek fényabszorpciója - MeRSZ](#)

Mészáros Mirtill

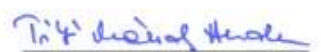
KONZULTÁCIÓS NYILATKOZAT

Mészáros Mirtill hallgató (Neptun azonosítója: IOWC31) konzulenseként nyilatkozom arról, hogy a szakdolgozatot áttekintettem, a hallgatót az irodalmi források korrekt kezelésének követelményeiről, jogi és etikai szabályairól tájékoztattam.

A szakdolgozatot a záróvizsgán történő védelemre javaslom.

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

Kelt: Budapest, 2023. április 19.


Tillyné dr. Mándy Andrea
Belső konzulens

Mészáros Mirtill

NYILATKOZAT

a szakdolgozat, diplomamunka eredetiségéről és nyilvános vagy korlátozott hozzáféréséről

A szerző neve: Mészáros Mirtill

A dolgozat címe: Vénusz légyecsapójának (*Dionaea muscipula*) mikroszaporítása

A megjelenés éve: 2023

A tanszék neve: Dísznövénytermesztési és Dendrológiai Tanszék

Kijelentem, benyújtott szakdolgozatom egyéni, eredeti jellegű, saját szellemi termékem. Tudomásul veszem, hogy a Budai Campus Tanulmányi Osztályon határidőben történő bemutatás nem jelenti dolgozatom szakmai és tartalmi elfogadását.

Kérem, válasszon az alábbi lehetőségek közül:

Tudomásul veszem, hogy dolgozatom elektronikus változata feltöltésre kerül a MATE Entz Ferenc Könyvtár

és Levéltár szakdolgozat archívumába. A teljes szöveg kizárólag a Budai Campus számítógépeiről tekinthető meg.

A vízjellel ellátott pdf dokumentum szerkesztését nem, megtekintését engedélyezem. Tudomásul veszem, hogy a vízjel nélkül leadott dokumentum szerzői jogai sérülhetnek.

Dolgozatom titkosított. A titkosítás lejáratának dátuma: évhónap.

Tudomásul veszem, hogy dolgozatom elektronikus változata feltöltésre kerül a MATE Entz Ferenc Könyvtár

és Levéltár szakdolgozat archívumába. A vízjellel ellátott pdf dokumentum szerkesztését nem, **megtekintését a titkosítás határidejének lejártát követően engedélyezem.** A teljes szöveg kizárólag a Budai Campus számítógépeiről tekinthető meg.

Tudomásul veszem, hogy a vízjel nélkül leadott dokumentum szerzői jogai sérülhetnek

Budapest, 2023. 04. 06.

Mészáros M. Mirtill

.....
szerző aláírása