

SZAKDOLGOZAT

Vörös Livia

2023



Magyar Agrár- és Élettudományi Egyetem

Budai Campus

Kertészettudományi Intézet

Kertészmérnök alapképzési szak

ÖSSZEFOGLALÓ A *DIEFFENBACHIA* ÉS *AGLAONEMA* FAJTÁK *IN VITRO* SZAPORÍTÁSTECHNOLÓGIÁIRÓL

Belső konzulens:	Dr. Mosonyi István Dániel egyetemi adjunktus
Belső konzulens intézete/tanszéke:	Tájépítészeti, Településtervezési és Díszkertészeti Intézet Dísznövénytermesztési és Dendrológiai Tanszék
Készítette:	Vörös Livia

Budapest

2023

1. TARTALOMJEGYZÉK

1. TARTALOMJEGYZÉK	2
2. FELHASZNÁLT RÖVIDÍTÉSEK.....	3
3. BEVEZETÉS.....	3
4. IRODALMI ÁTTEKINTÉS.....	3
4.1. Az <i>Araceae</i> család jellemzése és jelentősége.....	3
4.1.1. A <i>Dieffenbachia</i> nemzetség jellemzése.....	4
4.1.2. Az <i>Aglaonema</i> nemzetség jellemzése.....	6
4.2. Az <i>in vitro</i> szaporítóanyag-előállítás jelentősége, folyamata	8
4.3. A <i>Dieffenbachia</i> és <i>Aglaonema</i> taxonok publikált <i>in vitro</i> szaporítástechnológiái.....	10
4.3.1. A <i>Dieffenbachia</i> taxonok publikált <i>in vitro</i> szaporítástechnológiái	10
4.3.2. Az <i>Aglaonema</i> taxonok publikált <i>in vitro</i> szaporítástechnológiái	19
5. ANYAG ÉS MÓDSZER.....	27
6. EREDMÉNYEK.....	29
6.1. A <i>Dieffenbachia</i> taxonok publikált <i>in vitro</i> szaporítástechnológiáinak összehasonlítása	29
6.1.1. Szaporítási módszerek és növényanyag.....	29
6.1.2. Táptalajok.....	30
6.1.3. Növényanyag és táptalaj fertőtlenítése a kultúrák indításakor	37
6.1.4. Fizikai körülmények az indító szakasztól a gyökeresedésig.....	39
6.1.5. Akklimatizáció.....	40
6.1.6. Speciális kérdések, problémák.....	41
6.2. Az <i>Aglaonema</i> taxonok publikált <i>in vitro</i> szaporítástechnológiáinak összehasonlítása	43
6.2.1. Szaporítási módszerek és növényanyag.....	43
6.2.2. Táptalajok.....	44
6.2.3. Növényanyag és táptalaj fertőtlenítése a kultúrák indításakor	52
6.2.4. Fizikai körülmények az indító szakasztól a gyökeresedésig.....	54
6.2.5. Akklimatizáció.....	55
6.2.6. Speciális kérdések, problémák.....	56
7. KÖVETKEZTETÉSEK.....	57
8. ÖSSZEFOGLALÁS.....	60
9. IRODALOMJEGYZÉK.....	61

2. FELHASZNÁLT RÖVIDÍTÉSEK

2,4-D	2,4-diklór-fenoxi-ecetsav	IVS	indolvajsav
2iP	N ₆ (2-izopentenil)-adenin	MS	Murashige-Skoog
A.	<i>Aglaonema</i>	NES	naftilecetsav
BA	benziladenin	NPK	nátrium, foszfor, kálium
CPPU	forklórfenuron	PPF	fotoszintetikus fotonfluxus
D.	<i>Dieffenbachia</i>	RP	relatív páratartalom
IES	indolecetsav	TDZ	tidiazuron

3. BEVEZETÉS

Az *Araceae* családba tartozó *Dieffenbachia* és *Aglaonema* növényfajok fajok közé világszerte elterjedt dísznövények is tartoznak, többek között változatosan mintázott leveleiknek és egyszerű szaporíthatóságuknak köszönhetően.

Mindkét növényfaj mikroszaporítási technológiáira vonatkozóan elérhetőek kutatási eredmények és kidolgozott protokollok. A szakdolgozat célja, hogy a fellelhető források alapján összegezve átfogó képet adjon a *Dieffenbachia* és *Aglaonema* fajok és fajták *in vitro* szaporításának módszereiről, körülményeiről és befolyásoló tényezőiről, valamint az egyes módszerek eredményességéről és speciális kérdéseiről. Az elemzett adatok alapján fény derülhet arra is, hogy milyen területen adódnak további kutatási lehetőségek, hol segítené több információ és vizsgálat a *Dieffenbachia* és *Aglaonema* taxonok mikroszaporításának fejlődését.

4. IRODALMI ÁTTEKINTÉS

4.1. Az *Araceae* család jellemzése és jelentősége

Az *Araceae* család (magyarul kontyvirágfélék családja) a *Magnoliophyta* (zárvatermők) törzsbe, azon belül a *Liliopsida*, azaz az egyszikűek osztályába és az *Alismatales*, a hídőrvirágúak rendjébe tartozó növénycsalád (Udvardy, 2008). Több nagyon népszerű dísznövény tartozik a kontyvirágfélék közé, leginkább dekoratív leveleik miatt, melyek gyakran színesek vagy tarkázottak is lehetnek. Például *Anthurium andreaeanum*, *Anthurium* hibridek, *Monstera deliciosa*, *Philodendron* vagy éppen a szakdolgozat témájául szolgáló *Dieffenbachia* és *Aglaonema* fajok (Schmidt et al., 2002).

Az *Araceae* családba 8 alcsalád, 144 nemzetség és 3645 ismert faj tartozik, amely a növénycsaládok körében nem számít kiemelkedően soknak. Az egyszikűek között azonban a fűfélék (*Poaceae*) és a pálmafélék (*Arecaceae*) után a harmadik legváltozatosabb család a fajgazdagságot tekintve. A kontyvirágfélék a zárvatermők egyik legősibb családja, eredetük a kréta és a harmadidőszak (tercier) földtörténeti időszakokra tehető.

Változatos életforma jellemző, talajlakó, kúszó és fán élő fajok is előfordulnak. A családot változatosság jellemzi a levélméretet tekintve is, a *Lemnoidae* alcsalád 2 mm széles leveleitől egészen az *Alocasia robusta* 4 m hosszú és 2 m széles, 2,5 m hosszú levélnyéllel rendelkező leveléig. Bár fás szárat nem nevelnek, de előfordulnak cserjeszerű habitussal, szinte bambuszszerű szárral rendelkező fajok is, mint pl. a *Montichardia linifera* (Croat, 2019). Gyökerei járulékosak, általában a szárról erednek. Az epifiton és kúszó fajokra jellemző, általában a nódusok környékéről eredő légygyökerek gyakran rögzítésre vagy víz- és tápanyagfelvételre specializálódnak. Gyakran gumósak vagy rizómásak a talajlakó fajok. A levelek általában spirálisan helyezkednek el, de néha átellenesen állnak. A levélhüvely általában szárölelő, a levéllemez mérete és alakja változatos lehet, osztatlan és szeldelt levelű fajok is előfordulnak, illetve a heterofilia is gyakori a kúszó fajok körében. Torzsavirágzatukat (*spadix*) egy fellelél (*spatha*) védi, amelynek fontos funkciója a beporzó rovarok csalogatása is. Az *Araceae* családra az egytakúság jellemző. A torzsavirágzat számos, nagyon apró, csupasz, egyivarú virágból áll, gyakran a termős virágok alul, a porzós virágok pedig felül helyezkednek el, a kettő között pedig meddő virágok lehetnek a virágzati tengelyen. A *spatha* és a *spadix* alakja különbözhet a fajok között, ahogy a kibocsátott illatanyagok, a *spatha* színe és mintázottsága, valamint az is eltérhet, hogy a fellelél a termésképződés mely szakaszáig marad a növényen, illetve milyen részek hullanak le belőle először. A *spathán* előfordulhatnak függelékek is, melyeknek fő funkciója a beporzó rovarokat csalogató illatanyagok termelése. A virágok állhatnak két vagy három termőlevélből. A termés tipikusan piros vagy narancssárga, húsos bogyótermés, de ritkán szárazabb bogyó is lehet. A kontyvirágfélék hajtásai jelentős mennyiségű kalcium-oxalát kristályt termelnek, valamint a szárban és levélnyélben termelődő tejnedv mérgező és irritatív anyagokat tartalmaz.

Az *Araceae* fajok leginkább az amerikai trópusi területeken, Délkelet-Ázsiában és a Maláj-szigetcsoport területén endemikus fajok. Az étkezési vagy díszkertészeti célokra felhasznált fajok az ember segítségével eljutottak a világ más részeire is, majd részben kivadultak egyéb trópusi területeken (pl. *Typhonium* fajok).

Néhány faj (pl. *Colocasia* sp. és *Xanthosoma* sp.) keményítőben és fehérjében gazdag gumóját és leveleit is fogyasztják a legtöbb párs, trópusi országban. Szigorúan főzés vagy egyéb hőkezelés után, mert nyersen ezek a növények is mérgezőek. A kontyvirágfélék orvosi felhasználását is vizsgálták, többek között csipések és sebek, bőrbántalmak kezelése, nyugtató és hallucinogén hatásuk miatt. Az *Acorus* (kálmos) nemzetség fajait emésztési problémák esetén találták hatékonynak.

A legelterjedtebb felhasználási területe az *Araceae* családba tartozó növényeknek azonban a dísznövénytermesztés (Mayo et al., 1997), az akváriumi növényként értékesített fajokat is beleértve (Peres et al., 2018).

4.1.1. A *Dieffenbachia* nemzetség jellemzése

A *Dieffenbachia* nemzetség (magyarul buzogányvirág) nevét Joseph Dieffenbachról (1796-1863) kapta, aki egykor Bécs schönbrunni botanikus kertjének főkertésze volt. A nemzetség 40 fajt foglal magába, eredeti élőhelye a trópusi Amerika andoki erdeinek aljnövényzete. A fajok többsége egyenes törzset fejleszt, erős csúcsdominanciával, de néhány faj elágazódásra hajlamos, és laza üstököt képez. Az alapfajokra jellemzőek a nagy, 35-40 cm hosszú levelek, amelyek a levélhossz felénél nem szélesebbek, épszélűek, kihegyezett csúcsúak,

jellegzetesen vastag középső érrel. A levéllemez gyakran fehér vagy sárga foltokkal tarkított. A fajok többsége, mint a kontyvirágfélék általában, alkaloidot termel, amely mérgező, a nyálkahártyák megduzzadását és gyulladását okozza (Schmidt et al., 2002). A buzogányvirág jellemző külső tulajdonságai az 1. ábrán láthatóak.



1. ábra: *Dieffenbachia* növény részei (Mayo et. al, 1997 nyomán)

(A rajzok több faj és fajta részeit mutatják be)

A: habitus, B: levél, C: virágzat (a *spatha* külső része nélkül), D: *spadix* egy része (látható a hím- és a nőivarú virágok közötti, meddő virágokból álló rész), E: *syandrium*, F: termős virág, G: termőtáj keresztmetszete, H: virágzat, I: habitus (a szár felső része nélkül), K: levél, L: levélfelületi részlet

Fényigényes nemzetség, de a tűző nap megégetheti. Ha túl sötét helyen tartják, a levelek néhány hónap alatt megsárgulnak, a hajtások megpuhulnak és elpusztulnak. Az egyenletesen magas hőmérsékletet kedveli, amely télen minimum 16°C kell, hogy legyen, és a hirtelen hőmérsékletváltozásra érzékeny. Optimális számára, ha a léghőmérséklet nappal 29-32°C, éjjel 18-21°C (Hamrick, 2003), a talajhőmérséklet pedig 20°C. Víz- és páraigényes, de a pangó vizet nem tűri. Mint a levéldísznövények jelentős része, a *Dieffenbachia* fajok közepesen savanyú (6,0-6,5 pH), laza, kb. 30% szervesanyag-tartalmú, nagy nitrogéntartalmú és jó pufferképességű közeget igényelnek. A termesztés során heti tápanyagpótlás javasolt lombtrágyával (Schmidt et al., 2002). A buzogányvirág ritkán a lakásban is virágozhat ([Internet1](#)). A növényvédelemben a baktériumos szárrothadás megelőzése a vágóeszközök fertőtlenítésével történik, illetve atkafertőzés, levéltetű és pajzstetű fordulhat elő.

A *D. seguine* és a *D. maculata* fajtákat termesztik leggyakrabban, illetve a *D. amoena* sorolható még a fontosabb fajok közé. Dugványozással szaporítják, nagyüzemben fejdugványról és mikroszaporítással,

kisüzemben lehet egyrűgyes szárdugványról és moházással is. A fejdugvánnyal szaporítás 3-5 leveles fejdugványokkal történik, amelyeket a nádusz alatt 3-5 mm-rel kell vágni. 4-6 hét gyökereztetés, majd visszacsípés után 2 hónapig nevelik a növényeket. Akkor piacképes az áru, ha háromfelé ágazik, és a hajtások tövében megindult rügyek találhatók.

A *D. amoena* Kolumbiában és Costa Ricában honos. Szára vastag, erős, levelei hosszúkásak, méregzöldek, a levélerek mentén krémfehér csíkokkal, foltokkal tarkítottak. Fontos fajtája a 'Tropic Snow'. A foltos buzogányvirág, a *D. maculata* Braziliában honos. Levelei fényesek, élénk zöldek, ovális alakúak, elefántcsontfehér foltokkal vagy márványozottsággal. A *D. seguine*, nagylevelű difenbahia, hazája Puerto Rico. A faj robusztus megjelenésű, sötétzöld, húsos levelei hosszú elliptikus alakúak. A főér ennél a fajnál is vastag és kiemelkedő, a mellékerek a levéllemezbe simulnak.

A *Dieffenbachia* alapfajok a II. világháború előtt már kedvelt szobanövények voltak, de az 1970-es évektől fajtaváltás következett be, mert az igény az erősen sarjadzó, alacsony növésű fajták iránt nőtt meg. Magyarországon napjainkban a 10 legjelentősebb levéldísznövény-nemzetség között tartják számon. A gyors fajtaváltás a *Dieffenbachia*knál félévente új fajok megjelenését ösztönzi. Ezek szülőfajai gyakran nem ismertek. A kedvelt *D. seguine* fajták közé tartozik a 'Camilla' (2. ábra), a 'Compacta' (3. ábra), valamint a 'Tropic Snow' (4. ábra) (Schmidt et al., 2002).



2. ábra:

Dieffenbachia seguine 'Camilla'

60-80 cm

([Internet1](#))



3. ábra:

Dieffenbachia seguine 'Compacta'

40-60 cm

([Internet2](#))



4. ábra:

Dieffenbachia seguine 'Tropic Snow'

65-120 cm

([Internet3](#))

4.1.2. Az *Aglaonema* nemzetség jellemzése

Az *Aglaonema* (magyarul rákvirág) nemzetség mintegy 40 fajból áll, a *Dieffenbachia* nemzetséghez hasonlóan. Trópusi esőerdők aljnövényzeteként Kelet-Indiától az Indomaláj-szigetvilágig honos. A *Dieffenbachia* nemzetséghez sok szempontból hasonlít, megjelenésében és környezeti igényeiben is; a *Dieffenbachia*hoz képest azonban kevésbé érzékeny, a kedvezőtlen környezeti feltételeket is elviseli. Emiatt is vált olyan népszerű szobanövénné. Az idősebb példányok, nagyjából 3 év után, öntermékeny, zöldessárga torzsavirágzatot, majd élénkvörös termést hoznak. Az *Aglaonema* fajokra jellemző megjelenés az 5. ábrán látható.



5. ábra: *Aglaonema* növény részei (Mayo et. al, 1997 nyomán)

(A rajzok több faj részeit mutatják be)

A: habitus, B: levél, C: levélfelületi részlet, D: *spadix*, E: porzó, F: virágzat, G: *staminodium*, H: termőtáj,
J: termőtáj hosszanti keresztmetszete, K: habitus, L: virágzat

Fényigényesek az *Aglaonema* fajok is, és a tűző napot nem tűrik, de a *Dieffenbachia*akkal ellentétben a fényszegény környezetet is elviselik. A színesebb levelű fajták hajlamosak azonban megzöldülni fényszegény körülmények között. Viszonylag jól tűrik az átmeneti alacsonyabb hőmérsékletet, akár a huzatot is (Schmidt et al., 2002). Melegigényesek, nappal 27-32°C, éjjel 18-24°C az ideális hőmérséklet számukra (Hamrick, 2003). Vízkultúrárs termesztésre kiválóak, víz- és páraigényesek. Talajigényük is nagyon hasonló a *Dieffenbachia*ához, savanyútőzeg-alapú földkeverékben termesztethők. Nem sóérzékeny fajok. Tápoldatozni nitrogéntőlsőslyos, 0,2%-os műtrágyaoldattal, nyáron hetente, télen pedig kéthetente kell. Legnagyobb növényvédelmi gondot a termesztésben és a tartásban a gyapjastetű és a pajzstetű jelenti. Ezeken kívül a *Dieffenbachia*nál említett – hiányos megelőzés esetén fellépő – baktériumos szárrothadás, valamint atkafertőzés és levéltetvek okozhatnak problémát.

A szaporítási és termesztési technológia megegyezik a *Dieffenbachia* fajokéval, tehát dugványozással és mikroszaporítással történik.

A fontosabb fajok közé sorolható az *A. commutatum*, az *A. modestum* és az *A. crispum*. Az *A. commutatum* (magyarul változó rákvirág) a Fölöp-szigeteken és Sri Lankán honos. Lándzsás, kihagyesező csúcsú

levelei kissé bőrneműek, körülbelül 20 cm hosszúságúak, mélyzöldek, ezüstszürke foltokkal. Viaszfehér virágaiból sárga, majd vörös termések képződnek. Az *A. modestum* (magyarul thaiföldi rákvirág) hazája Dél-Ázsia. Ovális, kihegyezett csúcsú levelei bőrneműek és viaszos zöld színűek. Az *A. crispum* a Fülöp-szigetetről származik. Az 1 m-re is megnövő cserje levelei 20-30 cm hosszúak, szintén bőrneműek, de ennél a fajnál ezüstszürkék, ovális foltokkal tarkítottak. Termése sárgából tűzvörösre ér (Schmidt et al., 2002).

Az *A. commutatum* népszerű fajtái közé tartozik az ezüstszürkés levelű 'Silver Queen' (6. ábra), a bokrosodásra kifejezetten hajlamos, széles, sötét méregzöld, keresztben sávozott levelű 'Maria' (7. ábra) és az élénk zöld levelű 'Pattaya Beauty' (8. ábra), melynek levelein a főér mentén hosszanti irányban szabálytalan, széles, ezüst sáv húzódik (Tillyné et al. 2016).



6. ábra:

Aglaonema commutatum

'Silver Queen'

60-70 cm

([Internet4](#))



7. ábra:

Aglaonema commutatum

'Maria'

60-70 cm

([Internet5](#))



8. ábra:

Aglaonema commutatum

'Pattaya Beauty'

40-50 cm

([Internet6](#))

4.2. Az *in vitro* szaporítóanyag-előállítás jelentősége, folyamata

Mikroszaporítás alatt olyan növényeszaporítási módszereket értünk, amikor nagyon kis szövetdarabból *in vitro*, tehát steril körülmények között nevelnek új növényeket, speciális összetételű táptalajon, amely általában zselés állagú vagy folyékony (Pollock & Griffiths, 2005).

Jain és Ochatt (2010), nem meglepő módon, a dísnövényágazat fontos gazdasági céljai között sorolják a dísnövények díszítőértékét, ezáltal a szaporításban is központi kérdésként számon tartott minőségbeli javulást a levéltípusok, virágszín és -illat, tartósság és habitus terén, illetve az új változatok létrehozását. Hangsúlyozzák, hogy a szaporítóanyag-előállítás legnagyobb költségtényezője a kézimunkaerő, amely a fejlődő országokba vándorolt termesztéshez vezetett. Az *in vitro* szaporítóanyag-előállítás azonban a fejlett országokban is jelen van, magán és állami intézeteknél, ahol többek között a gyors felszaporítás, génbanki felhasználás, kórokozó-mentesítés vagy éppen a nemesítés fontos módszere. Évente több millió dísnövényt szaporítanak *in vitro*, ezért is tartják fontosnak, hogy az egyes nemzetségekre, fajokra kidolgozott *in vitro* szaporítóanyag-előállítási módszereket részletesen leírják, és ezek ún. protokollok formájában rendelkezésre álljanak a termesztők és kutatóintézetek számára (Jain & Ochatt, 2010). Dudits és Heszy (2014) szerint évente 600-700 millió *in vitro* előállított növényről van szó világszerte, amely jól tükrözi a mikroszaporítás előnyeit. A kis helyigény mellett kiemelt

fontosságú az igazoltan kórokozómentes végtermék, amely többek között a szaporítás és fenntartás steril körülményeire vezethető vissza. Ezen kívül a szabályozott feltételeknek köszönhető az azonos minőség fenntartásának és a folyamatos előállításnak lehetősége, évszaktól és éghajlattól teljesen függetlenül. Olyan új fajok, fajták is szaporíthatók vegetatívan, amelyeket hagyományos körülmények között és módszerekkel nem lehet klónozni. Változatlan minőség biztosítható új genotípusok felszaporításánál is (Dudits & Heszky, 2014). Egy új fajta kereskedelembé kerüléséhez és elterjedéséhez például *Dieffenbachia* fajták esetén a hagyományos szaporításnál 5-10 év szükséges, míg mikroszaporítás útján előállított szaporulattal ehhez elég 2-3 év (Henny et al., 2000). A steril mikroszaporítás fás növényeknél is gyorsabb szaporítási folyamatot jelenthet, és akár automatizálható, jól gépesíthető is a rendszer. A hátrányok közé tartozik azonban, hogy a szaporítási folyamatra komoly veszélyt jelenthet egy fertőződés, és a szaporított növényanyag mégis eltérhet a kiinduló fajtától, szomaklonális variabilitás fellépésekor. Nem megfelelő gyökeresítés, akklimatizáció és edzés következtében felléphet nagyobb kiültetéskori veszteség is. A magas költségekhez hozzájárulnak a speciális laboratóriumi feltételek biztosítása – azaz a steril és szabályozott körülmények megteremtése és fenntartása –, valamint a képzett munkaerő igénye, hiszen az izolálás, sterilizálás, áttét stb. mind intenzív laboratóriumi munkával történik.

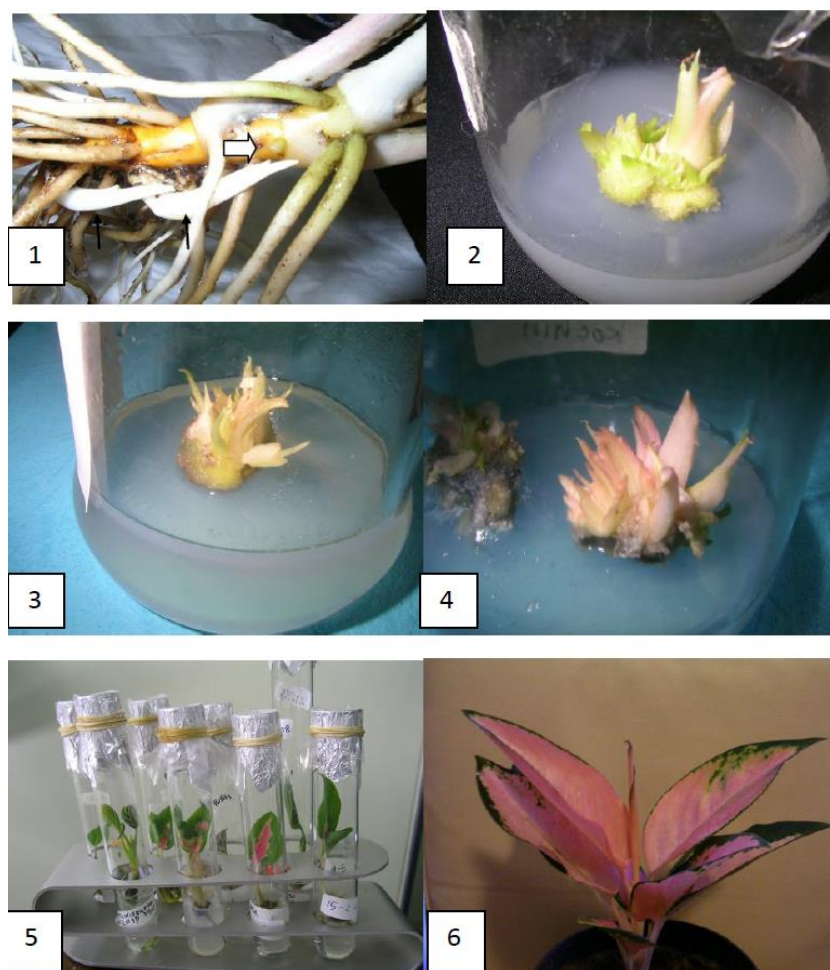
Az *in vitro* mikroszaporítás történhet merisztémából fejlődő hajtás oldalhajtásainak vagy egy- vagy többbrügyes hajtásdarabjának áttétével, kalluszból regenerálódott hajtások áttétével, járulékos, hajtás eredetű szervek (mint pl. gumó, hagyma) indukciójával, illetve mesterséges magvakkal, amelyeket sejtszuspenzióban fejlődött szomatikus embriókból állítanak elő (Dudits & Heszky, 2014).

Az üzemi mikroszaporítás főbb lépesei Dudits és Heszky (2014) leírása alapján:

1. fajtaazonos, egészséges anyanövények kiválasztása,
2. anyanövények tesztelése kórokozókra – ha szükséges, kórokozó-, pl. vírusmentesítés,
3. steril izolátum táptalajra helyezése,
4. a törzstenyészetek fenntartása,
5. felszaporítás a kívánt mennyiségre,
6. előkészítés az *ex vitro* nevelésre – gyökeresítés, elongáció, fizikai körülmények fokozatos változtatása,
7. kiültetés és *ex vitro* nevelés, edzés.

A 9. ábrán Mariani et al. (2011) dokumentációja látható az egyes szakaszról.

Az *in vitro* mikroszaporítás során különösen oda kell figyelni az anyanövény és a törzstenyészet kórokozó mentességére, és ezek eredetére, illetve az egyes szaporulatok, tenyészetek pontos dokumentálására, jelölésére. Technológiai hibák következtében a hajtástenyészetek nem gyökeresednek, vagy kiültetéskor alacsony a túlélési százalék (Dudits & Heszky, 2014).



9. ábra: A 'Cochin' *in vitro* szaporítása oldalhajtásokról (Mariani et. al, 2011 nyomán)
(1) kultúraindítás; (2)-(4) felszaporítás; (5) gyökeresítés; (6) akklimatizált növény

4.3. A *Dieffenbachia* és *Aglaonema* taxonok publikált *in vitro* szaporítástechnológiái

4.3.1. A *Dieffenbachia* taxonok publikált *in vitro* szaporítástechnológiái

Knauss (1976) – *D. picta* 'Perfection'

A *D. picta* 'Perfection' fajta oldalrügyekről és hajtásvégről szaporított szövetkultúráit vizsgálta Knauss (1976) az *in vitro* mikroszaporítás környezeti feltételeit, úgymint a megfelelő táptalajt bemutatva.

A kiindulási anyag közép-floridai növényházakban, cserépben nevelt anyanövényekről lettek leválasztva azután, hogy az anyanövényeket száraz és megvilágított körülmények között tartották 1-3 hétig. Ezáltal váltak láthatóvá a fertőzöttséget mutató egyedek. Az egészségesnek ítélt növényekről 3 mm-es oldalrügyeket vágtek, ezeket 20 percig steril, 1%-os tisztítószerbe (Alconox) áztatták, majd 10 percig 10%-os hipó- és 0,02%-os Tween® 20-oldatba helyezték. A fertőtlenítést követően háromszor öblítették le az darabokat desztillált vízben, majd előkészítették őket a táptalajra helyezéshez, azaz a rügyeken csak egyetlen réteg rügypikkelyt és körben kb. 1 mm szárszövetet hagytak. Az explantátumok az oldalmerisztémával felfelé kerültek a táptalajra. A hajtásvégekultúrákhoz a hajtás végén lévő 3-4 fiatal levelet meghagyva, az imént leírt módon történt a fertőtlenítés.

Utána csak egy levélkezdeményt hagytak, 1-3 mm-es hajtáscsúccsal. Ezeket az explantátumokat szárral lefelé helyezték a táptalajra.

Naponta 16 óra megvilágítás mellett, 27°C-ban nevelték az explantátumokat addig, amíg megfelelő mennyiségű hajtást hoztak (ez a mennyiség nincs konkrétan leírva), a fertőzöttséget mutató egyedeket pedig megsemmisítették. A tesztekhez előkészített MS táptalaj tartalmazott élesztőkivonatot, szőlőcukrot és a patogének (baktériumok és gombák) kimutatására szolgáló anyagokat. Lamináris boxban 13×100 mm-es, csavaros tetejű üvegfialákba töltöttek darabonként 5 ml közeget, amelyet 15 percig autoklávoztak. 0,5-1 mm vastag szárdarabokat vágtak a hajtás aljáról indulva, mindig csak annyi szárrészt hagyva, hogy a gyökeresedés még lehetséges legyen. A levágott szárdarabokból mintákat helyeztek a fiolákba, amelyeket papírzacskóba helyeztek, és szobahőmérsékleten tartottak 3 hétig. Hetente megrázogatták a papírzacskókat, hogy oxigén keveredjen a mintákba.

A megmaradt hajtásvégeket 23×150 mm-es kémcsövekbe helyezték. A táptalaj MS közegből, cukrokból, tiaminból, NES-ből és agarból állt, pH-ját 5,7-5,8-ra állították be, és 15 percig autoklávozták. Hagyták a kultúrákat gyökeresedni, 3 hét után vizsgálták meg, hogy látható-e bármilyen fertőzésre utaló jel. A fertőzött egyedeket ez esetben is megsemmisítették. A kutatás 82 indított szövetkultúrájából 32 volt fertőzött, a többit pedig folyamatos megfigyelés alatt tartották. A káros mikroorganizmusok monitorozása *in vitro* körülmények között megbízható ezzel a szövetkultúrán alapuló módszerrel Knauss (1976) szerint, lehetőséget nyújtva a valóban patogénmentes egyedek szaporítására.

Henny et al. (2000) – *Dieffenbachia* spp., *D. maculata* 'Compacta', *D. maculata* 'Camille'

Henny et al. (2000) két kísérleti javaslattal, oktatási célból szemlélteti a *Dieffenbachia* nemzetség *in vitro* szaporítastechnológiai lépéseit. A szaporított faj és fajta nincs konkretizálva, az első kísérletnél – amely *Dieffenbachia* kultúrák indításáról szól –, egy egészséges, gyors növekedésű, cserepes növényt ajánlanak kiindulási anyagként. A második kísérlethez szolgáló növényi alapanyag beszerzéséhez bizonyos floridai szaporítóanyag-termesztő üzemeket sorolnak fel.

Az első kísérlet célja kultúra indítása cserepes anyanövényekről szedett hónaljrügyekből, járulékos rügyfejlődést indukálva. A táptalaj MS tápközeg desztillált vízben oldva és kiegészítve szacharózzal, zselésítőanyaggal (agarhelyettesítő gellángumi – Phytigel™), nátrium-dihidrogén-foszfát-monohidráttal, mio-inozittal, adenin-szulfáttal, glicinnel, nikotinsavval, piridoxinnal és tiaminnal. A hónaljrügyeket steril, desztillált, nedvesítőszeres vízbe kell helyezni 5 percre, és közben folyamatosan keverni kell. Háromszor kell minden rügyet külön edényben, steril, desztillált vízben leöblíteni. Sztereomikroszkóp alatt egy-két szövetréteget kell leválasztani a rügyekről, majd a rügyeket csipesz segítségével 10%-os hipóoldatba, majd ismét steril, desztillált vízbe kell helyezni 5-5 másodpercre. Ezután a táptalajra helyezés előtt steril papírtörülkövel kell leitatni a nedvességet a rügyekről. A táptalajba nagyjából a rügy alsó kétharmad része kerül. A kultúrákat meg kell figyelni, hogy fertőzés fellép-e – ennek esélye az anyanövény fertőzöttségétől függ elsősorban –, valamint rendszeres áthelyezés szükséges új táptalajra. Ennek gyakoriságáról nem írnak a szerzők. Az első indított kultúra akár 6 hónapot is igényelhet, amíg eléri a megfelelő fejlettséget a felszaporítási szakaszhoz.

A második kísérlet kiinduló alapanyaga mikroszaporított hajtások, például *D. maculata* 'Compacta' vagy *D. maculata* 'Camille' fajták. A kísérlet célja a citokininszint növelésével kiváltott hatások vizsgálata a járulékos rügyek növekedésére, illetve a gyökér- és hajtásfejlődésre. Ötféle koncentrációban adagolt 2iP hatásának vizsgálatáról van szó. Egy-egy kémcsőben a kiindulási növényalapanyag egy nagyjából 2 cm hosszú, 2-3 leveles hajtáscsúcs, amelyet 2-3 mm mélyre kell helyezni a táptalaj felszínéhez képest. A kémcsöveket 25°C-on, 25 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ PPF teljesítményű, 16 órás megvilágításban kell tartani. 4-6 hét után új táptalajra kell helyezni a fejlődő rügyeket, a kiindulási hajtást pedig nagyjából 1 cm-re a táptalaj felett, vagy fejlett kallusz esetén közvetlenül afölött kell elhelyezni, hogy ezzel másodlagos járulékos hajtások fejlesztésére legyen ösztönözve. A kiindulási anyagot a kémcsőnél nagyobb edénybe, pl. bébiételes üvegbe kell áthelyezni. Ezután újabb négyhetes megfigyelés következik. Az üzemi gyakorlat szerint általában hathetente helyezik át a szaporítóanyagot új táptalajra. Az előre jelzett eredmény szerint 8 hét után a több 2iP-vel kezelt egyedek várhatóan kevesebb gyökeret fejlesztenek a kevesebb 2iP-vel kezeltékhez képest. A hajtástőnél viszont nagyobb kalluszmennyiség fejlődik több citokinin hatására, a kalluszból pedig új járulékos rügyek fejlődnek. A felszaporítási szakaszban ezeket lehet leválasztani, majd új növényeket nevelni, amelyek szintén továbbiak szaporításához használhatók (Henny et al., 2000).

El-Mahrouk et al. (2006) – *D. maculata* 'Marianna', *D. maculata* 'Exotica', *D. amoena* 'Tropic Snow'

El-Mahrouk et al. (2006) kutatásának célja az volt, hogy nóduszkultúrából szaporított *D. maculata* 'Marianna', *D. maculata* 'Exotica' és *D. amoena* 'Tropic Snow' fajták *in vitro* mikroszaporítási technológiáit hasonlítsák össze, és megállapítsák a megfelelő BA és NES mennyiségét és ezek egymáshoz viszonyított arányát a lehető legtöbb hajtásmennyiség eléréséhez.

Egyrügyes szárdarabokat használtak a nóduszkultúrákhoz. Az explantátumok fertőtlenítéséhez folyékony tisztítószert és folyó csapvizet használtak 30 percen keresztül, majd lamináris boxban, 70%-os etanolba mártva kezelték a szárdarabok felületét 2 percig, végül 20 percig 0,1%-os higany-kloridba mártották, amihez néhány csepp Tween® 20-at is adtak. A fertőtlenítést követően négyszer 5 percig öblítették az explantátumokat patogénmentes, desztillált vízzel. Egynóduszos szárdarabokat vágtak, amelyeket aztán MS táptalajra helyeztek, és két hétig teljes sötétségben tartottak. A táptalaj pH-ja 5,7 volt, és az agarral együtt 15 percig, 121°C-on autoklávozták. Ötféle BA-szint és négyféle NES-szint kombinációiból 20 kezelést vizsgáltak.

Az explantátumokat havonta egyszer helyezték át új táptalajra, a nevelőkamrában nagyjából 26°C hőmérsékletet és 2000 lux erősségű fényt biztosítva. Négy hónap után vizsgálták az új hajtások számát, a hajtásokon fejlődött új levelek számát, a hajtások hosszát és friss tömegét. A hajtások leválasztása után ezeket egyesével új MS táptalajra helyezték. A táptalajhoz nem adtak hormont, és 16 órás, 2000 lux megvilágítás alatt tartották őket egy hónapig az akklimatizáció előtt. Gyökérfejlődés után a növénykéket átültették 1:1 arányú vermikulit-tőzeg keverékbe, és magas páratartalom és alacsony fényintenzitás mellett akklimatizálták őket négy hétig, ezután kerültek növényházi körülmények közé.

A kísérlet bizonyította, hogy magasabb citokinin-auxin arány esetén több hajtás fejlődött, illetve a fajták között megfigyelhető volt eltérés mindegyik vizsgált tulajdonság esetén. A *D. maculata* 'Exotica' fajtán fejlődött a legtöbb új hajtás (21 hajtás egy edényben), 8 mg/l BA adagolása mellett. A *D. maculata* 'Marianna' hajtásain

fejlődött a legtöbb levél (5,5 hajtásonként), hormonkezelés nélkül. A leghosszabb, átlagosan 3,1 cm-es hajtásokat mindhárom fajta esetén akkor mérték, ha a táptalajhoz 0,5 mg/l NES-at adtak hozzá. A friss tömegre vonatkozóan leírták, hogy az 'Exotica' fajtái volt a legnagyobb (2,34 g), abban az esetben, amikor 1 mg/l NES került a táptalajba (El-Mahrouk et al., 2006).

Shen et al. (2007a) – D. 'Camouflage', D. 'Camille', D. 'Star Bright'

Három *Dieffenbachia* fajta ('Camouflage', 'Camille' és 'Star Bright') levélexplantátumaiból, kalluszból regenerálódott hajtások szomaklonális variabilitását vizsgálták Shen et al. (2007a).

A kiindulási anyagok mindhárom fajtánál 5 mm²-es levéldarabok voltak, amelyek mind tartalmaztak főér részt is. 100×15 mm-es Petri-csészékben volt 20-20 ml táptalaj a kalluszindukcióhoz szükséges tápanyagokkal: MS táptalajt egészítettek ki mio-inozitollal, glicinnel, nikotinsavval, piridoxinnal, tiaminnal és szacharózzal, ezen kívül 5 µM TDZ-nal és 1 µM 2,4-D-val. A közeg pH-ja 5,8-ra lett beállítva, agarral zselésítve, és 20 percig autoklávozva. Petri-csészénként 5 levéldarabot helyeztek el, abaxiális felületükkel lefelé. 8 héten át tartották sötétben a kultúrákat, a 'Star Bright' fajtának hosszabb időre, 12 hétre volt szüksége a kalluszfejlődéshez. Ezután napi 16 órás megvilágításban (40 µmol·m⁻²·s⁻¹ PPF), 22±3°C-on tartották őket 4 hétig. A kalluszindukciót követően a leválasztott kalluszokat feldarabolták (kb. 150 g-os darabokra), a felét ugyanolyan táptalajra helyezték, amilyeneken azelőtt voltak, a másik felét pedig új összetételű közegre helyezték. 8 hetente megismételték ezt a szétosztást.

A regenerálandó kalluszokat bébiételes üvegekbe helyezték, 40 ml táptalajra, amely 2iP-t, IES-at és agart tartalmazott. 8 hétig az addig megszokott körülmények között tartották a kultúrákat, majd a 20 mm-nél hosszabb, 2-3-leveles hajtásokat egyesével sejtálcába ültették, 2:1:1 arányú tőzeg-vermikulit-perlit keverékbe. Az akklimatizáció árnyékos növényházban, természetes – 10-14,5 órás – fotoperiódus mellett, 20-31°C között folyt, hetente kétszeri öntözéssel. Két hét akklimatizáció után hetente tápoldatozták is a növényeket 2:1:2 NPK-oldattal.

A nyolchónapos nevelési idő alatt rendszeresen ellenőrizték az állományt, morfológiai eltérések után kutatva. Elsősorban a levélmintázatot, a lombozat méretét, a legnagyobb levél méretét és a tőhajtásokat tartották számon. A 'Camouflage' fajta regenerált egyedei között 40,4% mutatott eltérést az anyanövényhez képest, 3 variáns formájában. A 'Camille' fajtánál 2,6% volt az eltérés, egyféle variánssal, a 'Star Bright' fajta pedig nem mutatott eltérést az anyanövényhez képest. Azt is kimutatták, hogy a kalluszkultúra ideje nem befolyásolta a szomaklonális variabilitást. A legfontosabb eredmény, hogy a variánsok továbbsszorítása során az új tulajdonságok stabilnak mutatkoztak. Ez azt jelenti, hogy a kalluszeredetű mutánsok új *Dieffenbachia* fajtákat eredményezhetnek (Shen et al., 2007a).

Shen et al. (2007b) – D. 'Camouflage'

Levélexplantátumból fejlődött, kalluszból regenerálódott D. 'Camouflage' hajtáskultúrákat vizsgáltak Shen et al. (2007b). Növényi hormonok hatásait elemezték a kalluszképződés tekintetében. Az előző cikkben (Shen et al., 2007a) leírtak szerint történt a szaporítás és a vizsgálat, ehhez a cikkhez azokat az információkat írom le, amelyek kiegészítő jellegűek.

Az anyanövényekről leválasztott oldalrügyeket folyó vízben öblítették 10 percig, majd felületüket 1,2%-os higítású, 20%-os hipóoldatban fertőtlenítették. A fertőtlenítő vizes oldatba Tween® 20-at csepegtettek, 10 percig keverték, majd háromszor 5 percig, steril vízzel öblítették az explantátumokat. A külső 1-2 rügypikkely eltávolítása után az előzőekben ismertetett körülmények között (Shen et al., 2007a) helyezték el az explantátumokat táptalajon. Azokat a kultúrákat, amelyek bakteriális vagy gombás fertőzést mutattak, azonnal eltávolították. Az egészséges kultúrákon fejlődő leveleket alkalmazták a későbbi, már ismertetett kalluszindukcióhoz. Az explantátumok 96%-ánál volt megfigyelhető kalluszképződés.

A regenerálódott hajtások jól gyökeresedtek az új közegben (2:1:1 tőzeg-vermikulit-perlit keverék), jól fejlődtek árnyékolt növényházban, az akklimatizáció 100%-os túlélési arányt mutatott (Shen et al., 2007b).

El-Mahrouk et al. (2007) – *D. maculata* 'Marianna'

El-Mahrouk et al. (2007) tanulmánya a *D. maculata* 'Marianna' fajta *in vitro* szaporítását mutatja be, szárdarabokból indított, kalluszból regenerált hajtások technológiáján keresztül.

A kiindulási anyag előkészítéséhez MS táptalajt alkalmaztak, amelyhez szacharózt, agart és BA-t adtak. 25°C-on, 16 órás napi megvilágítás mellett tartották a kultúrákat, majd 3 hét után kb. 3 cm-es hajtásokat választottak le a kísérlethez. A szárexplantátumok 5 mm²-esek voltak, ezeket 3% szacharóztartalmú, 20 ml MS táptalajra helyezték, 100×15 mm-es Petri-csészékben. Egy edénybe 5 explantátumot helyeztek el. A kalluszindukcióhoz és a hajtásregenerációhoz többféle koncentrációjú és arányú IES-at, NES-at, 2,4-D-t, BA-t és kinetint használtak. A kultúrákat 8 héten át sötétben, majd 2 héten át fényben (40 μmol·m⁻²·s⁻¹ PPF) tartották. Ezután vizsgálták meg a kalluszkok friss tömegét, átmérőjét, a kalluszonként fejlődött hajtások számát, illetve azt is, hogy az explantátumok milyen arányban mutattak kalluszfejlődést (87%). 15 mg/l BA- és 15 mg/l NES-tartalmú MS táptalaj alkalmazása eredményezte a legtöbb, 4,8 db hajtás fejlődését kalluszonként.

A hajtások további fejlődése és a gyökeresedés már hormonmentes MS táptalajon, 25°C hőmérséklet és az addig alkalmazott fényerősség mellett, 16 óra/nap megvilágítással történt. 3-4-leveles állapotban ültették át a növénykéket kávéspoharakba, fertőtlenített tőzegmohaközegbe. Növényházi nevelésük előtt a növények egy hetet töltöttek nevelőkamrában, 25±2°C hőmérsékleten, 40-50%-os relatív páratartalomban és intenzívebb fényben (100 μmol·m⁻²·s⁻¹ PPF), de továbbra is 16 órás fotoperiódusban. A regenerált növények akklimatizációja 100%-os túlélési arányt mutatott (El-Mahrouk et al., 2007).

Shen et al. (2008) – *D. 'Camouflage'*, *D. 'Camille'*, *D. 'Octopus'*, *D. 'Star Bright'*

Shen et al. (2008) négy *Dieffenbachia* fajtát ('Camouflage', 'Camille', 'Octopus' és 'Star Bright') regeneráltak kalluszból, levél- és gyökérexplantátumokat használva. A genotípus, az explantátum eredete és növekedésszabályozók hatásait kutatták.

A kiindulási anyag mikroszaporított hajtáskultúra volt mind a négy fajta esetében. Négyhetes leveleket és gyökereket szedtek az *in vitro* szaporított hajtásokról. A Shen et al. (2007a) cikkében ismertetett körülmények között történt a kalluszindukció, ezért azt nem ismétlem meg újra, hanem az eredményeket ismertetem.

Összesen 112 variációban figyelték meg a kalluszindukció és a növényi hormonok mennyiségének és arányainak összefüggéseit. Kallusz néhány fajtánál csak TDZ és 2,4-D használata mellett képződött, a leggyakrabban akkor, ha 5 μM TDZ-t és 1 μM 2,4-D-t alkalmaztak. Levélexplantátumoknál a fajták között jelentős különbségek voltak kallusz- és hajtásfejlődés vonatkozásában is. A legtöbb, azaz átlagosan 6,7 hajtást egy kalluszból a 'Camouflage' fajta produkálta, míg az 'Octopus' fajta nem volt képes kalluszból hajtást fejleszteni. Annak ellenére, hogy ennél a fajtánál képződött a legtöbb kallusz, amely szinte a levéldarabkák egész felületét elfedte. A fajták közötti különbség a kalluszek eltérő színében is megmutatkozott. Gyökérexplantátumoknál egyik vizsgált fajta sem mutatott kalluszképződést. Azt is megállapították, hogy a csak TDZ-t mint növekedésszabályozót tartalmazó közeg utólagosan pozitívan fejtette ki hatását a hajtásfejlődésre, amely annak felhalmozódására utalhat. 20 mm-nél hosszabb, 2-3-leveles regenerált hajtásokat 100%-os túlélési aránnyal tudták akklimatizálni árnyékolt növényházban (Shen et al., 2008).

Shen és Kane (2008) – D. 'Camouflage', D. 'Camille', D. 'Star Bright M-1', D. 'Tropic Star'

Az *in vitro* szaporítástechnológiát és a hagyományos szaporítástechnológiákat hasonlítja össze Shen és Kane (2008), különböző *Dieffenbachia* fajták példáin keresztül. A kutatás rávilágít arra, hogy a *Dieffenbachia* fajok és fajták sok esetben rekalcitránsok *in vitro* körülmények között, de a szövetkultúra-tenyésztés terén fejlődött a technológia.

A cikkben leírják a hagyományos szaporítási módokat, köztük a keresztezéses nemesítés történetét is. A keresztezés komoly hátrányaként írják le a szelekció nehézségeit, amely sok keresztezést, ezáltal sok időt is igényel. Spontán mutációból szelektált új fajták, ún. sportok is vannak a *Dieffenbachia* fajták körében, pl. a 'Perfection' sportja a 'Marianne', a 'Marianne' fajta sportja a 'Camille', a 'Camille' fajta sportja pedig pl. a 'Honey Dew'. Vadon gyűjtésből és magángyűjteményekből is kerültek ki új fajták, pl. a Peruban felfedezett 'Imperial' fajta is ilyen.

A szövetkultúrák használatát a *Dieffenbachia* szaporításához előnyösebbnek tartják a szerzők a hagyományos szaporítástechnológiákhoz képest, többek között a kórokozómentesítés lehetősége, főleg a szisztémikus vírusok és bakteriális patogének kiküszöbölése miatt. Az indirekt morfogenezis lépéseit ebben a cikkben is részletesen ismertetik a szerzők, ezek bemutatása a korábban leírt Shen et al. (2007a, 2008) kutatásoknál szintén megtalálható. Shen és Kane (2008) hozzáfűzi, hogy a *Dieffenbachia* természetes lassú növekedése az *in vitro* szaporításnál is visszaköszön, a kalluszindukció pedig a juvenilis szöveteknél egyértelműen gyorsabban következett be, mint ugyanakkor indított, de idősebb szöveteknél. A felszíni és felszín alatti merisztémoidok is fejlesztettek hajtásokat, de csak a felszíni sejtsorokból lehetett növényt regenerálni. Intenzív sejtosztódáskor a keményítőtartalom csökkenését figyelték meg.

Szomatikus embriogenezist *D. 'Camouflage'* és '*Camille*' fajtákkal próbálták meg végrehajtani. A levélexplantátumokat növényházi anyanövényekről szedték, 10 percig folyó vízben öblítették, majd 1,2%-os higítású 20%-os hipóval fertőtlenítették úgy, hogy 10 perc hipós áztatás után háromszor 5 percig öblítették az explantátumokat steril vízben. 5 mm²-es levéldarabokat vágtak, ezeket olyan táptalajra helyezték, amely a szomatikus embriogenezishez szolgáló tápanyagokkal voltak ellátva. MS táptalaj alaphoz adtak növényi

növekedésszabályozókat, mint BA-t, 2,4-D-t, CPPU-t, NES-at, kinetint, dikambát, piklorámot és TDZ-t, különféle kombinációban és arányban. 100×15 mm-es Petri-csészénként 20 ml táptalajra került 5 db explantátum. Nyolchetes sötétben nevelés után 4 hétig 16 órás fotoperiódusban tartották őket, és utána sem figyelték meg szomatikus embriogenezis sikeres indukcióját. A magas, 70% feletti fertőzöttségi arányt az explantátumok eredetére vezették vissza, mert az anyanövények a növényházi körülmények (pára és árnyék) között hajlamosabbak baktériumos és gombás fertőzésekre. Bár keletkeztek csomók, amelyek szomatikus embrióhoz hasonlónak tűntek, azonban később ezekből nem differenciálódtak hajtások és gyökerek. Az elvárással ellentétben nem érték el a szomatikus embriogenezist *Dieffenbachia* növényeknél úgy sem, hogy a TDZ-t magas, 5-10 μM koncentrációban adagolták a táptalajhoz. A kísérlet „kudarcát” részben a már említett fertőzöttségre vezették vissza, valamint arra, hogy a növekedésszabályozók pontos hatásmechanizmusa a szomatikus embriogenezis indukálása során nem minden részletében ismert (Shen & Kane, 2008).

A szomaklonális variabilitás kutatását is leírják a szerzők, a Shen et al. (2007a) tanulmányra utalva. A kutatást és annak eredményét abban a részben ismerttettem.

Poliploid *Dieffenbachia* egyedek *in vitro* indukcióját a *D.* 'Star Bright' fajta tetraploid változata (*D.* 'Star Bright M-1') példáján a következő cikk ismertetésével foglalom össze, Henny et al. (2009) nyomán, akinek 2007-es kutatásáról tesz említést ez a cikk.

Mesterségesen megtermékenyített petesejteket is használtak *in vitro* szaporításhoz, a *D.* 'Tropic Star' fajtánál. Ez a fajta a *D. maculata* 'Perfection' és a *D. maculata* var. *Angustior Lancifolia* önmeddő hibridje. A petesejteket MS táptalajra helyezték, és a növekedésszabályozók nélküli kultúrából mindössze 25% túlélési aránnyal sikerült új növényeket nevelni (Shen & Kane, 2008).

Henny et al. (2009) – *D.* 'Star Bright M-1'

Poliploid *Dieffenbachia* egyedeket hozott létre *in vitro* Henny et al. (2009). A *D.* 'Star Bright' fajta szomaklonális variánsából szelektálva jött létre a 'Star Bright M-1' fajta, amely egy különleges levélmintázatú és bokros növekedésű, de meddő fajta (Shen & Kane, 2008).

Az *in vitro* szaporításhoz hajtásvégdarabról metszett rügyeket használtak, MS táptalajra helyezve, amelyhez 2iP-t és IES-at adtak hozzá. A kultúrákat $26\pm 2^\circ\text{C}$ -on nevelték, 16 órás napi megvilágítással ($40\ \mu\text{mol}^{-2}\text{s}^{-1}$).

Hathetente szaporították a hajtáskultúrákat, majd, amikor elérték a megfelelő egyedszámot, kolchicinnel négyféle, 0, 250, 500 és 1000 mg/l koncentrációjú kezelést végeztek. Ez azt jelenti, hogy a hajtáscsomókat 24 órán keresztül kolchicinsoldatban keverték, majd ezek ismét MS táptalajra kerültek. További hathetes felszaporítási ciklusok következtek, majd a regenerált, 2 cm-t elért hajtásokat kiemelték, és növényházi körülmények között akklimatizálták. 422 db növény élte túl a kezelést, a vizsgálatok szerint 13 kezelt kultúrából fejlődött tetraploid növény, 40%-uk az 500 mg/l-es kolchicinkezelés következtében. Ezek átlagosan alacsonyabb habitusúak, vastagabb, szélesebb, de kisebb levelűek és vastagabb szárúak lettek, mint a kontrollnövények. A túlélési arány a korábban felsorolt kolchicin-koncentrációk szerint 100%, 66,4%, 80,2% és 80,4% volt (Henny et al., 2009).

Elsheikh és Khalafalla (2010) – *D. compacta*

A *D. compacta* faj *in vitro* mikroszaporításáról ír Elsheikh és Khalafalla (2010), egy hatékony módszer részleteit bemutatva abból a célból, hogy a faj nagyüzemi termesztését, génbanki eljárásokat optimalizáljanak, valamint, hogy egységes, patogénmentes és stabil utódok létrehozásához nyújtsanak támpontot.

A kultúrát növényházi körülmények között tartott anyanövények 5-10 mm-es szárnódusdarabjaiból indították. Először az anyanövényről szedett, 12 cm-es, 7-9-nóduszos szárdarabokat 15 percig folyó víz alatt mosták. Az 5-10 mm-es darabokra vágás után az explantátumokat fél percre 70%-os alkoholba mártották, majd desztillált vizes öblítés után 0,25%-os higany-kloriddal fertőtlenítették a felületüket. Néhány csepp folyékony szappant is tettek a higany-kloridos oldatba, és 10 percig keverték az explantátumokkal együtt. Végül négyszer 2 percig mosták át őket desztillált vízben, és steril papírral itatták le a felszíni nedvességet. Az explantátumokat függőlegesen MS táptalajra helyezték, különböző BA-, 2iP-, kinetin-, NES- és TDZ-koncentráció mellett, hogy megfigyeljék a növekedésszabályozók hatását a hajtásfejlődés során. A táptalajban volt szacharóz és agar is, a pH-t 5,8-ra állították be. 6×9 cm-es üvegekbe kerültek a szaporításra szánt kultúrák, 25 ml közegbe, a gyökereztetéshez később pedig 2,5×20 cm-es kémcsöveket használtak, 13 ml közeggel és műanyag kupakkal fedve. A táptalajt 15 percig autoklávozták 121°C hőmérsékleten, 1,5 kg/cm² nyomáson. A kultúrákat 25±2°C-on nevelték, napi 16 órás megvilágítással (15 μmol⁻² s⁻¹ PPF).

A felszaporító szakaszban vizsgálták a különböző citokininek hatását az explantátumonként fejlődő hajtások számát figyelve. Négy hetente osztották szét a hajtáscsomókat, friss táptalajra helyezve. 20 hét után mérték a legmagasabb hajtásszámot explantátumonként (6,7 db), a leghosszabb hajtásokat (1,6 cm) és a levelek legmagasabb számát hajtásonként (4,9 db).

A gyökereztetéshez a 20-hetes, 1,5-2 cm-es hajtásokat választották le a mikroszaporított állományból, és ezeket IVS-val kiegészített, 50%-os makroelem-koncentrációjú MS táptalajra helyezték. 4 hét után volt megfigyelhető a legtöbb fejlődött gyökér (5,9 db) és ezek maximális hossza (2,6 cm).

A gyökeresedett növényeket leöblítették, majd 5×10 cm-es műanyag edényekbe ültették autoklávozott, 1:1 arányú kerti talaj-homok keverékbe. Egy hétig üveggel fedték az edényeket, és figyeltek, hogy a páratartalom ne csökkenjen hirtelen a növények számára. Három hét edzés után növényházi körülmények között, 100%-os túlélési aránnyal nevelték őket tovább.

Az eredmények között említik, hogy a legtöbb, átlagosan nagyjából 6,7 db új hajtást a 10 mg/l BA-nel kezelt explantátumok hozták, míg a NES és BA közti szinergista kölcsönhatás hajtásszámnövelő előnyeit nem sikerült bizonyítaniuk (Elsheikh & Khalafalla, 2010).

Hassan és Abdallah (2015) – *D. picta* 'Tropica'

Hassan és Abdallah (2015) kutatásának célja az volt, hogy a *Cordyline terminalis* faj és a *Dieffenbachia picta* 'Tropica' fajta mikroszaporítási technológiáit javítsák az eredmények ismertetésével, valamint a hagyományos szaporítástechnológiákhoz képest sokkal hatékonyabb módszereket prezentáljanak. A *Dieffenbachia*-ra vonatkozó információkat ismertetem a cikkből.

A kiinduló növényanyagok növényházi anyanövényekről gyűjtött fiatal hajtások voltak. A leveleket eltávolították, és mintegy egy órán keresztül folyó víz alatt mosták a hajtásokat. Az explantátumok fertőtlenítése 70%-os etanollal történt, amelybe fél percre mártották ezeket, az etanolt utána steril desztillált vízzel öblítették le. Lamináris boxban, 2 percig kezelték 0,1%-os higany-kloridban, amelyet utána szintén steril desztillált vízzel öblítettek le. Egynóduszos darabokra vágták a hajtásokat, majd ezeket a darabokat táptalajra helyezték, melynek alapja MS táptalaj volt, amelyhez agart, glicint, mio-inozitolt, szacharózt és BA-t, kinetint, 2iP-t és NES-at kevertek. 5,7-5,8-as pH-ra állították be a kémhatást, a közeget 300 ml-es üvegekbe öntötték, üvegenként 50 ml-t. Az üvegeket 121°C-on autoklávozták 20 percig, 1,1 kg/cm² nyomáson. A nevelőkamrában 25±2°C-ot állítottak be, 16 órát világították a kultúrákat hidegfehér fénnel, 2000 lux fényerősséggel.

A felszaporítási szakasz 6 héttel az indítás után kezdődött, a leválasztott új hajtások új, különböző arányú BA- és NES-tartalmú táptalajra kerültek. 8 hét további nevelés után megvizsgálták, hogy a szacharóz és édesgyökér-kivonat koncentrációja hogyan befolyásolja az explantátumokon megjelenő új hajtások számát, a főhajtás és az oldalhajtások hosszát, valamint a hajtásonkénti levelek számát.

A gyökeresedési szakaszban a hajtásokat egyesével hormonmentes vagy auxinnal (IES, IVS, NES) kiegészített táptalajra helyezték, hogy ezek hatását vizsgálják a gyökeresedésre.

Az akklimatizációhoz a 3-4 cm-es növénykéket áthelyezték 8 cm átmérőjű cserepekbe, amelyeket vagy 1:1:1:1 arányú tőzegmoha-perlit-vermikulit-homok keverékkel, vagy 1:1:1 arányú tőzegmoha-perlit-homok keverékkel töltöttek meg. Átlátszó műanyaggal fedték le ezeket az edényeket, amelyet egy hét után kilyuggattak. A növényházba 4 hét után kerültek az edzett növények.

Hassan és Abdallah (2015) kutatásának eredményei között szerepel, hogy az indító szakaszban akkor volt a legtöbb oldalhajtás explantátumonként (2,33 db), voltak leghosszabbak ezek az oldalhajtások (4,19 cm), volt a legtöbb levél egy hajtáson (9,4 db), és a leghosszabb a főhajtás (6,33 cm), hogyha 1 mg/l BA-t és 0,1 mg/l NES-t alkalmaztak. A felszaporítási szakaszban 2 mg/l BA és 0,1 mg/l NES kombinációja eredményezte a legtöbb oldalhajtást egy explantátumon (2,66 db), a leghosszabb oldalhajtásokat (5,66 cm), a legtöbb levelet egy hajtáson (9,88 db) és a leghosszabb főhajtást (8,66 cm). A szacharóz és az édesgyökér-kivonat koncentrációja pozitívan befolyásolta az oldalhajtások hosszát (max. 5,44 cm), a hajtásonkénti levelek számát (max. 8,5 db) és a főhajtás hosszát (max. 5,7 cm) is, azonban az egy explantátumon fejlődött oldalhajtások számára nem volt hatással (2 db). A gyökeresedési szakaszban mérték az auxin típusának befolyását a gyökeresedésre, és arra jutottak, hogy a vizsgált *Dieffenbachia* fajta esetén az 1 mg/l koncentrációjú NES fejtette ki a legjobb hatást, azaz a legtöbb (8 db) és a leghosszabb gyökeret (8,53 cm) a többi auxinhoz (IVS, IES) képest. A túlélési arányról a *Cordyline terminalis*sal közös eredményt mutatják be, amely 95%, és csak a tőzegmoha-perlit-vermikulit-homok közegre vonatkozik (Hassan & Abdallah, 2015).

4.3.2. Az *Aglaonema* taxonok publikált *in vitro* szaporítástechnológiái

Yeh et al. (2007) – A. 'White Tip', A. 'Emerald Beauty'

Yeh et al. (2007) *Aglaonema* fajták nemesítését vizsgálták a virágzásszabályzás, kromoszómaszám és genetikai viszonyok feltérképezésével.

Megállapították, hogy a virágzás – fajtától függően – 23-48 héttel egy gibberellinsavas kezelés után következett be. A genotípusokat 7 csoportba osztották a genetikai vizsgálatok alapján, a levélmintázat kifejeződésére fókuszálva. A kísérletekben A. 'White Tip' és 'Emerald Beauty' fajták nőivarú virágait használták explantátumként. 5-15 percig fertőtlenítették őket 0,5 vagy 1%-os hipóval, a későbbi fázisokban nem tapasztaltak fertőzést. A hajtások indukciójához 50%-os MS táptalajt használtak 5-10 μM dikamba és 10 μM TDZ hozzáadásával. A virágzat felhasználását kiindulási anyagként azzal is indokolták, hogy az *Aglaonema* anyanövényeket így kevésbé viseli meg a szaporítóanyag szedése. Ezen kívül a fényintenzitás hatását is vizsgálták az A. 'White Tip' fajta akklimatizációja során.

A gyökeresítéshez 9,8 vagy 19,7 μM IVS-at használtak. A mikroszaporított növényeket talajmentes közegben, $25 \pm 1^\circ\text{C}$ és 16 órás megvilágítás mellett nevelték növénynevelő kamrában, 70 napig. Háromféle fényerősséget vizsgáltak: 80, 130 és 200 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$. Az edzés után árnyékolt növényházba kerültek a növények 90 napra, és azt figyelték meg, hogy a 130 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ megvilágítás váltotta ki a legjelentősebb növekedést, azaz a legtöbb gyökér (23,6 db), a legtöbb hajtás (5,4 db), a legnagyobb levélfelület (67,1 cm^2) és a legnagyobb száraz tömegű hajtás (605,5 mg) és gyökérzet (182,2 mg) fejlődését (Yeh et al., 2007).

Chen és Yeh (2007) – A. 'White Tip'

Chen és Yeh (2007) kutatásának célja az volt, hogy az *Aglaonema* fajok *in vitro* szaporítástechnológiáinál alkalmazott fertőtlenítési eljárást javítsák, valamint a citokininek hajtásfejlődésre, illetve az auxinok *ex vitro* gyökeresedésre gyakorolt hatását vizsgálják.

A növényházban nevelt anyanövényekről 7-10 cm-es, 10-hónaljrügyes szárdarabokról lemetsett rügyeket használtak a kultúra indításához. 25 ml táptalajt helyeztek 9 cm átmérőjű Petri-csészékbe, a hőmérséklet $25 \pm 2^\circ\text{C}$ volt, és 12 órás fotoperiódust biztosítottak (45 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ PPF).

Különböző *in vitro* fertőtlenítési eljárásokat próbáltak ki az indító szakasz során. Sztreptomycin antibiotikumot alkalmaztak az anyanövények szárának előkezelésére, valamint az indító táptalajba keverve is. Az anyanövények szárát először 10 percig vízzel öblítették, majd 24 órán keresztül kezelték sztreptomocinnal, hétféle hatóanyag-erősséggel (0-400 mg/l). A rügyeket 1%-os hipóoldatba mártották 15 percre, 100 ml oldatba 2 csepp Tween® 20-at is tettek. Ezután tiszta, desztillált vízben öblítették le háromszor a szaporítóanyagot. A kimetszett rügyeket 50%-os MS táptalajra helyezték, NES, TDZ, szacharóz, mio-inozitol és agar hozzáadásával, és a közeg pH-ját az autoklávozás előtt 5,6-ra állították be. A másik sztreptomocines kezeléshez a szárdarabokat csapvízzel mosták 10 percig, és szintén 1%-os, Tween® 20-szal kiegészített hipóoldatba mártották 15 percre, majd ezután a sztreptomocinnal kezelt táptalajra helyezték a kimetszett rügyeket. A sztreptomocint ez esetben is 0-400 mg/l-es koncentrációban, hétféle mennyiségben adagolták a 60°C -os, autoklávozott tápközeghez. 14 nap után nézték

meg, hogy milyen arányban mutatott szennyeződést és növénybarnulást a kultúra. Az explantátumok előkezelése és a tápközegen keresztül használt sztreptomocin kezelés esetében is azt állapították meg, hogy a sztreptomocin-koncentráció növekedése a szennyeződést csökkentette, de a kultúrák barnulását fokozta. Az előkezelt explantátumokon 50 mg/l koncentrációt felett, a tápközegbe keverésnél 100 mg/l koncentrációt felett jelent meg a barnulás. A kísérletben alkalmazott legmagasabb, 400 mg/l koncentrációban alkalmazott sztreptomocin megelőzte a szennyeződést, de a növények barnulását okozta. Abban az esetben, amikor táptalajba keverték az antibiotikumot, a szennyezettség – valószínűleg *Xanthomonas* – és a növénybarnulás is gyakoribb volt az előkezelt explantátumokhoz képest, és mindkét esetben lépett fel szennyeződés négy vizsgált szaporítási ciklus után is.

Chen és Yeh (2007) öntözésmegvonást is vizsgált, mint anyanövény-fertőtlenítési eljárást. A kontrollnövényeket heti egyszer öntözték, a kísérletieket vagy egy, vagy két hónapig tartották szárazon. 6-6 anyanövény tápközegének víztartalmát, kifejlett leveleinek vízpotenciálját és fotoszintetikus tevékenységét monitorozták. Az anyanövényekről szedett hónaljrügyeket hipóval fertőtlenítették, és az előbb bemutatott sztreptomocin kísérlettel megegyező összetételű táptalajra helyezték. A szennyeződések és barnulás vizsgálata ennél a kísérletnél is 14 nap nevelés után történt. Az explantátumokat kéthavonta szaporították tovább, a felszaporítási szakaszban is folytatva a szennyeződések és a barnulás dokumentációját. Az eredmények azt mutatták, hogy a két hónapig szárazon tartott anyanövényekről származó kultúrák mindössze 6,7%-ban mutattak szennyezettséget, és nem is barnultak. A felszaporítási ciklusok során sem tapasztaltak az anyanövényekről származó fertőzöttséget. A szerzők leírják, hogy az öntözés nélkül tartott anyanövényeken a kórokozók valószínűleg nem éltek túl a száraz körülményeket, valamint a dehidratált explantátumok a fertőtlenítés során jobban magukba szívhatták a fertőtlenítőszert, amely szintén a mikroorganizmusok elpusztításának kedvezhetett. Az anyanövények ugyanakkor tolerálták a két hónapig tartó vízmegvonást, ezért az *Aglaonema* fajoknál ez a fertőtlenítési módszer jól beválhat *in vitro* szaporítástechnológiai alkalmazásban.

A hajtásnövekedés és *ex vitro* gyökeresedés vizsgálatához két hónapig szárazon tartott anyanövényekről metszettek hónaljrügyeket. Explantátumként az ezekből mikroszaporított, 3-4-leveles növénykékről metszettek 1 cm-es szárdarabokat. MS táptalajhoz adtak NES-t, szacharózt, mio-inozitot, agart, BA-t és TDZ-t. A hormonokat 5-5-féle koncentrációban adagolták, hatásukat vizsgálva a hajtásnövekedésnél. 60 nap nevelés után nézték meg, hogy hány új hajtást hoztak a kultúrák. A BA koncentrációjával egyenes arányban nőtt az új hajtások száma, 30 μM BA adagolásával átlagosan 6 új hajtás fejlődött. A TDZ hatása ezzel szemben magasabb koncentrációban (4 vagy 20 μM) kicsi, görbült levelekből álló levélrózsákat eredményezett, tehát az elongációt gátolta.

Az *ex vitro* gyökeresítéshez vizsgált mikrodugványokat BA-nel kiegészített MS táptalajon nevelték 3-4-leveles korig, majd az *ex vitro* körülmények közé helyezés előtt a hajtástöveket IVS-ba vagy NES-ba mártották, és 1:1:1 arányú tőzeg-perlit-vermikulittal töltött műanyag cserepekbe helyezték őket. Először növénynevelő kamrákban edzették a növényeket $25 \pm 2^\circ\text{C}$ -on, 80-90% relatív páratartalom és $130 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$, 12 órás napi megvilágítás mellett. Egy hónap után nézték, hogy milyen arányú volt a gyökeresedés, hány gyökeret fejlesztettek a növények, és ezek milyen hosszúra nőttek. A gyökeresedés és a túlélési arány 100% volt, a gyökerek száma 13,4 μM -ig növelt NES-kezeléssel nőtt, 26,8 μM -nál pedig kevesebb gyöker fejlődött, de a gyökerek hosszára nem volt hatással a NES koncentrációja. Az IVS magasabb koncentrációban több gyökeret indukált, a gyökerek

hossza is nőtt magasabb (9,8 és 19,7 μM) koncentráció mellett. Az *ex vitro* gyökeresítés előnyeihez sorolják, hogy az rövidebb idő alatt, és a technológia (kevesebb átültetés) miatt alacsonyabb költséggel kivitelezhető az *in vitro* gyökeresítéshez képest (Chen & Yeh, 2007).

Ahmad et al. (2008) – *A. simplex*

Ahmad et al. (2008) egy *in vitro* mikroszaporítási protokollt írtak le, amelynek célja, hogy egységes, egészséges és tömeges szaporítási módszert kínáljanak a mikroszaporítás, génbanki felhasználás fejlődése és az *Aglaonema* orvostanilag jelentős hatóanyagvizsgálatának lehetősége érdekében.

A tenyészetet Malajziában *in vitro* szaporított *A. simplex* növényekről származó rizómadarabokkal indították. A 4 mm-es rizómadarabokat MS táptalajra helyezték, amelybe B5-vitamint, szacharózt, PhytigelTM-t, valamint citokinineket (BA-t, zeatint, és 2iP-t) keverték. Az 5,7-5,8 pH-jú táptalajt 121°C-on, 15 percig autoklávozták, és a zeatint a bekeverés előtt külön szűréssel fertőtlenítették. A kultúrákat növénynevelő kamrába helyezték, ahol napi 16 óra megvilágítást (40-60 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ PPF) kaptak.

A növényi hormonok hatását vizsgálták a hajtásnövekedés szempontjából. A hormonnal nem kezelt kontrollnövényeken és a csak zeatinnal kezelt példányoknál nem történt hajtásdifferenciálódás. Négy hét után a BA-nel vagy 2iP-vel kezelt rizómakultúrákon 95%-ban hajtások regenerálódtak, a legtöbb – átlagosan 100 db – rizómánként akkor, ha 3-4 mg/l BA-t vagy 3 mg/l 2iP-t alkalmaztak. A magasabb citokinin-koncentráció nem csak több hajtás regenerálódását eredményezte, de a rizóma növekedését gátolta. A legjobb eredmény a kísérletek során 3 mg/l BA mellett volt megfigyelhető, 100%-os hajtásregenerációval és kb. 130 db hajtással explantátumként.

Az így fejlődött hajtásokat egyesével hormonmentes MS táptalajra helyezték a gyökeresedési szakaszhoz. 100%-os túlélési arány mellett, 8 hét után lettek teljesen fejlettek a növények. Ahmad et al. (2008) azt is hozzátették, hogy a sok – *in vitro* körülmények között is kifejlődött – járulékos gyökér miatt akklimatizációra nincs szükség ennél az *Aglaonema* fajnál.

Mariani et al. (2011) – *A. 'Cochin'*

A. 'Cochin' fajta oldalhajtásokról indított mikroszaporítási technológiáját írják le Mariani et al. (2011).

A kéthónapos anyanövényt BA-nel kezelték, hogy több oldalhajtást növelessen. Az új hajtások két héttel a kezelés után jelentek meg, a kisebb oldalhajtásokat használták explantátumként a szövetkultúra indításához.

A fertőtlenítés során az explantátumokat először egy órán keresztül folyó vízben mosták, majd propinab hatóanyagú Antracol gombaölőszerben áztatták fél óráig. Ezután szűrőpapírral fedett Petri-csészékben száradtak az explantátumok, 70%-os alkoholba mártották őket 2 percig lamináris boxban, végül desztillált vizes mosás után 10 percre 50%-os hipó- és 2 csepp Tween® 20-oldatba helyezték a gyökér felőli végét, 20%-os hipó- és szintén 2 csepp Tween® 20-oldatba a másik végét. A fertőtlenítési eljárást háromszori steril, desztillált vizes mosással zárták, és ismét hagyták megszáradni az explantátumokat papírfilterrel fedett Petri-csészékben.

Az 5 mm-es explantátumokat elmetstették a nádusznál, és kémcsőbe helyezték őket 20 ml táptalajra. Az MS táptalajhoz szacharózt és agart keverték, a pH-t 5,8-ra állították be, majd 15 percig autoklávozták 121°C-on

és 103 kPa nyomáson. Egy hét nevelés után áthelyezték őket TDZ-tartalmú táptalajra, ahol több kis hajtás fejlődött, melyeket 2 hét után, 5 mm-esen szétszedtek és TDZ- és BA-tartalmú táptalajra helyeztek. A BA akadályozta meg a TDZ által indukált kalluszképződést. Újabb két hét alatt a burjánzó tenyészetet az elongációs szakaszhoz TDZ nélküli, BA-tartalmú táptalajra helyezték 4 hétre, és az elongációt követően a gyökeresedéshez IVS-tartalmú közegbe. 10 hét alatt 1 000 hajtás keletkezett a 2 kiinduló oldalhajtásból. A felszaporítási szakasz 3. és 4. ciklusa között nőtt a legnagyobb a szaporítási ráta, 4,6-ról 17,65-re. A kultúrákat folyamatosan megvilágították ($30 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ PPF), és 25°C-on tartották.

Az akklimatizációhoz a meggyökeresedett növényeket egyesével tőzegmohával töltött, 10 cm átmérőjű, 10 cm magas cserepekbe ültették, amelyeket egy hónapig szellőző műanyaggal fedtek, majd virágfölddel töltött cserepekbe ültették át őket, és zárt helyen, 27°C-on tartották. A túlélési arány 100% volt (Mariani et al., 2011).

Fang és Hsu (2012) – A. 'Chalit's Fantasy', A. 'Treubii', A. 'Silver Bay', A. 'Lady Valentine', A. 'Jewel', A. 'Thailand Beauty'

Fang és Hsu (2012) kutatásának célja mikroszaporított *Aglaonema*-kultúrák endofita baktériumainak feltérképezése és a fertőzés antibiotikus kezelésének vizsgálata volt.

181 fertőzött szárszövet-explantátumból izoláltak 13 baktériumfajt, melyek a talajjal és a vízzel kerülhettek a növényekbe. Különböző antibiotikus kezeléseket végeztek fertőzött *Aglaonema* fajtáknál, és az eredményük azt mutatta, hogy a táptalajhoz adott antibiotikum három fajtánál csökkentette a bakteriális fertőzést a mintákban. Összesen 14-féle antibiotikummal végeztek kísérletet, ezek közül 3 bizonyult átfogóan hatékonyak: a gentamicin, a tetraciklin és a klóramfenikol. Ezek használata nem mutatott fitotoxicitást a vizsgált koncentrációban.

Hat *Aglaonema* fajtát használtak az első kísérletekhez: 'Chalit's Fantasy', 'Treubii', 'Silver Bay', 'Lady Valentine', 'Jewel' és 'Thailand Beauty'. A kiindulási növényi részek fungiciddal kezelt anyanövényekről szedett 10-15 cm-es szárdarabok voltak. A levelek külső rétegét eltávolították, a szárat pedig egynóduszos, egyrügyes darabokra vágták. Az explantátumok fertőtlenítéséhez először egy percre 70%-os alkoholt használtak, majd 20 percre 1%-os hipót, végül háromszor öblítették le a fertőtlenítőszer steril vízzel. 10 ml MS táptalajt tettek egy kémcsőbe, a belehelyezett kultúrákat $25\pm 2^\circ\text{C}$ -on, napi 16 óra megvilágítás alatt nevelték. A nevelés további körülményeiről és az akklimatizációról nem esik említés a cikkben.

A szerzők úgy vélik, hogy a megfelelő antibiotikus kezelés az anyanövények termesztésénél (öntözés, tápoldatozás), valamint az *in vitro* mikroszaporítás során is fontos technológiai elem lehet az *Aglaonema* fajoknál (Fang & Hsu, 2012).

Fang et al. (2013) – A. 'Lady Valentine'

Fang et al. (2013) az A. 'Lady Valentine', pirosas levelű fajta *in vitro* szaporítástechnológiáját írták le, vizsgálva különböző növényi hormonok hatását is az egyes szakaszokban.

Az anyanövényeket az előkészítő szakaszban két hétig nem öntözték, és fungicidekkel kezelték. Az indító szakaszban 10-15 cm hosszú szárdarabokat szedtek az anyanövényekről, majd ezeket egynóduszos, egyrügyes részekre darabolták. A fertőtlenítés során először egy percre 1%-os etanolt használtak, aztán 20 percre 1%-os

hipóoldatot Tween® 20-szal, végül háromszor leöblítették steril, desztillált vízzel. 20×150 mm-es kémcsövekbe 10 ml MS táptalajt helyeztek, gentamicin, tetraciklin és klóramfenikol hozzáadásával, amelyet az imént bemutatott Fang- és Hsu-tanulmányra (2012) alapoztak. Ezenkívül a közeg tartalmazott szacharózt és agart, a pH-t 5,7-re állították be, majd 121°C hőmérsékleten, 1,2 kg/cm² nyomáson, 15 percig autoklávozták.

Két hónap nevelés után a fertőzésmentes kultúrákat (99,987%) új, már antibiotikum-mentes táptalajjal látták el, de ezúttal az MS közeghez BA-t vagy BA-t és gibberellinsavat adtak. A kultúrákat sötétben vagy 16 óra napi világítás alatt tartották, 12 hét nevelés után az új hajtások hosszát vizsgálták meg. A leghosszabb, 5,5 cm-es hajtások 10 mg/l BA kezelés mellett fejlődtek. A gibberellinsavas kezelések között nem állapítottak meg jelentős különbségeket.

Az új hajtásokból újabb egynóduszos kultúrákat indítottak, az MS táptalajhoz NES és TDZ különböző kombinációit adták hozzá, és 12 hét után a járulékos hajtásképződés arányát és számát vizsgálták.

Az elongációhoz kis, fél cm-es, 5 hajtásból álló hajtáscsomókat használtak, ezeket 600 ml-es üvegekbe helyezték, 80 ml táptalajra. Az MS táptalajhoz gibberellinsavat és BA-t adtak, majd szintén 12 hét nevelés után mérték az új hajtások számát, az elongáció arányát és hosszát. Eredményeik alapján a növényi hormonok típusa és egymáshoz képesti aránya is befolyásolta a sarjadzást és az elongációt.

Az 5 mg/l BA-nel kezelt hajtásokat alkalmazták a gyökeresedés és az akklimatizáció megfigyeléséhez. *In vitro* és *ex vitro* gyökeresítést is vizsgáltak IVS használata mellett. Az *in vitro* kísérletnél a 10 ml, 50%-os MS táptalajhoz adták az IVS-at, ebbe 5 cm-es, minimum kétleveles hajtások kerültek. Az *ex vitro* gyökeresítéshez először folyó csapvízzel lemosták a táptalajt a hajtásokról, majd fél percig IVS oldatba mártották az alapi részüket. Ezután 1:1 arányú tőzegmoha-vermikulit keverékkel töltött műanyag cserepekbe helyezték őket. A gyökeresedés arányát, a gyökerek számát és hosszát 8 hét után vizsgálták. Az *ex vitro* minták jobban gyökeresedtek, és az IVS jelenléte egyértelműen pozitívan befolyásolta a folyamatot.

A szabályozott hőmérséklet 25±2°C volt, a relatív páratartalom 75%, a megvilágítás 16 órás (35 μmol·m⁻²·s⁻¹·PPF).

Fang et al. (2013) kutatása során az egynóduszos szárdarabok átlagosan 67 hajtás szaporítására voltak képesek 11 hónap alatt, *in vitro* körülmények között, 13 hónap alatt pedig 54 új gyökeres hajtás fejlődött egy szárdarabból indítva (*in vitro* és *ex vitro* összesen).

Abass et al. (2016) – *A. commutatum*

Abass et al. (2016) a citokininforrások közül a BA, a kinetin és a 2iP, az auxinforrások közül pedig az IES, az IVS és a NES hatását vizsgálták az *A. commutatum* faj *in vitro* hajtásszaporítása során.

A kiindulási anyagok növényházi anyanövényekről szedett, 1,5 cm-es hajtáscsúcsok voltak. Az explantátumokat egy órán át folyó vízzel mosták, néhány csepp Tween® 20-szal kezelték, majd fél órára gombaölőszeres oldatba áztatták. Ezután 15%-os Savlon fertőtlenítőszerrel kezelték 10 percig, 2 percig 70%-os alkohollal, 15 percig 0,3%-os higany-kloriddal, 15 percig 30%-os Clorox oldattal (5,25%-os hipó). A lépések között mindig háromszor mosták le az explantátumokat desztillált vízzel.

60×120 mm-es üvegekbe töltöttek 50 ml MS táptalajt szacharózzal, növényi hormonok nélkül, erre egyesével kerültek az explantátumok. 6 hét után a szennyeződéstől mentes, nagyjából 2 cm-es hajtásokat másik MS táptalajra helyezték, amely már tartalmazott kinetint, 2iP-t vagy BA-t. A BA-t kombinálták IVS-val vagy NES-val is, és 12 hét után nézték meg, hogy milyen arányban fejlődtek hajtások, explantátumonként hány darab hajtás, ezek milyen hosszúak voltak, illetve hajtásonként hány darab levél fejlődött. A legtöbb hajtás egy explantátumon (4,08 db) 8 mg/l BA-es kezelésnél fejlődött, ez a koncentráció kombinálva 0,5 mg/l NES-val eredményezte az összes kezelés közül a legmagasabb hajtásszámot (6,7 db).

A felszaporító szakasz után a gyökeresítéshez NES-at, IES-at vagy IVS-at használtak, és újabb 12 hét után mérték a gyökeresedés arányát, a hajtásonkénti gyökerek számát, ezek hosszát, a hajtásonkénti levelek számát és a hajtások hosszát. A gyökeresítéshez a legjobbnak az 1 mg/l koncentrációjú IES-as vagy NES-as kezelés bizonyult. 1 mg/l IES-nál 100%-os gyökeresedést tapasztaltak, 4,2 db gyökeret számoltak hajtásonként, a gyökerek hossza 13,5 cm volt, hajtásonként 5,2 db levél fejlődött, és a hajtáshossz átlagosan 8 cm volt. 1 mg/l koncentrációjú NES-nál szintén 100%-ban történt gyökerindukció, 19,8 db gyökeret számoltak egy hajtáson, de rövidebbek, 4,5 cm-esek voltak a gyökerek, 3,7 db levél nőtt egy hajtáson, és a hajtáshossz átlagosan 7,5 cm körül volt.

A kultúrákat $25\pm 2^{\circ}\text{C}$ hőmérsékleten, 16 órás fotoperiódusban, 2000 lux fény alatt nevelték.

Az akklimatizációs kísérlethez 2,7 cm-es gyökerű, NES-val gyökeresedett növényeket használtak. 9×7 cm-es műanyag cserepekbe töltöttek többféle közeget: tőzegmohát, 1:1 arányú tőzegmoha-perlit, 1:1:1 arányú tőzegmoha-perlit-vermikulit, 1:1:1:1 arányú tőzegmoha-perlit-vermikulit-homok, 1:1 arányú tőzegmoha-vermikulit, 1:1 arányú tőzegmoha-homok vagy 1:1:1 arányú tőzegmoha-vermikulit-homok keveréket. Az egyesével elültetett növényeket polietilén zsákkal fedték 6 héten keresztül, a növényházban 25°C hőmérsékletet biztosítottak. 8 hét múlva figyelték a túlélési arányt. Az 1:1 arányú tőzegmoha-perlit keverék bizonyult a legjobbnak az akklimatizáció során, 100%-os volt a túlélési arány, átlagosan 1,1 db új hajtás és hajtásonként átlagosan 7,4 db új levél fejlődött, valamint 9 cm-esre nőttek a növények a 8 hét alatt (Abass et al., 2016).

Barakat és Gaber (2018) – *A. commutatum*

Barakat és Gaber (2018) szintén növényi hormonok hatásait vizsgálta *in vitro* szaporított *A. commutatum* növényeken.

Növényházi anyanövényekről szedtek hajtásokat, ezeket megmosták, miután az idősebb leveleket eltávolították. A hajtásdarabokat vízzel és folyékony szappannal fél óráig mosták, majd az explantátumokat folyó csapvíz alatt hagyták másfél órára. A fertőtlenítéshez 70%-os etanolt használtak 15 percen át, majd ezt kétszer leöblítették desztillált vízzel. 1 cm-es, egynóduszos darabokat vágtak, ezeket 0,1%-os higany-kloriddal fertőtlenítették 15 percen át, Tween® 20 hozzáadásával, egy részüket pedig 30%-os hipóoldatba mártották. Mindegyik explantátumot steril, desztillált vízzel öblítették négyszer, hogy a fertőtlenítőszeres fitotoxikus hatását csökkentsék.

Az indító szakaszban az explantátumok MS táptalajra kerültek, amely Gelrite™-tal volt szilárdítva, pH-ja 5,7-re volt beállítva, és 121°C -on 20 percig autoklávozva. A táptalajhoz adtak BA-t és NES-at, 3×4 koncentráció-

kombinációban. A legjobb eredményt 2 mg/l NES és 1 mg/l BA kombinációjával érték el (3,22 db új hajtás, 3,89 cm-es hajtás, 4,89 db levélkezdemény, 6 db új nódusz, 0,78 db gyökérkezdemény).

A felszaporítási szakaszban a tenyészetből egyleveles, nagyjából 1 cm-es nóduszdarabokat vágtek, az új táptalajhoz is adtak BA-t és NES-at, 4×3-féle kombinációban. Ebben a szakaszban a legjobbnak a 4 mg/l BA és 1 mg/l NES koncentrációk bizonyultak (6,56 db új hajtás, 6 db levélkezdemény, 6,78 db új nódusz).

A gyökeresítéshez az új hajtásokat egyesével áthelyezték IVS és NES 4×3-féle koncentrációját tartalmazó táptalajokra. Egy 175 ml-es üvegben 20 ml táptalaj volt, az explantátumok függőlegesen kerültek bele, majd növénynevelő kamrában nevelték a kultúrákat 8 hétig, $25\pm 1^\circ\text{C}$ -on, 16 óra napi megvilágítással (2880 lux, $40\ \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ PPF). A vizsgált tulajdonságok közé tartoztak a tenyészetenként fejlődött új hajtások száma, ezek hossza, a fejlődő levelek, nódusok és gyökök száma. 0,5 mg/l IVS és 0,25 mg/l NES alkalmazása mellett fejlődött a legtöbb gyökér (6,11 db).

Az akklimatizáció előtt lemosták a táptalajt a növényekről, 25 másodpercre fungiciddel kezelték őket, majd 10 cm-es műanyag cserepekbe kerültek, autoklávozott perlit-tőzegmoha-homok változatos arányú keverékébe. Az edzéshez átlátszó műanyagzacskókba helyezték őket, amely 85% relatív páratartalmat és $27\pm 1^\circ\text{C}$ -ot biztosított a növényeknek. 10 nappal később kilyuggatták a zacskókat, valamit növényházba vitték őket. 4 hét további edzés után vették le a zacskókat a cserepekről, megöntözték, és hetente tápoldatozták a növényeket. A túlélési arány 100% volt az 1:1:1, 1:2:1, 1:4:1, 2:2:1, valamint a 2:4:1 perlit-tőzegmoha-homok keverékek esetében. Az akklimatizáció végén mérték az új hajtások, új levelek számát és a növények átlagos magasságát is (Barakat & Gaber, 2018).

Kaviani et al. (2019) – *A. widuri*

Kaviani et al. (2019) kutatásukban szintén növényi hormonok (BA, TDZ, 2iP és NES) alkalmazásának hatásait vizsgálták, de egy másik faj, az *A. widuri* mikroszaporításánál, hogy csökkentsék ennek idejét, ezáltal költségeit is.

A növényházi anyanövényekről származó hajtásokat az előkészítő szakaszban 10 percig folyó csapvízzel mosták, majd a csúcsrügyeket – amelyek 2 fiatal leveles merisztémát tartalmaztak –, 10%-os hipóba mártották 10 percre, Tween® 20-szal javítva a fertőtlenítőszer tapadását. Ezután újabb 10 percig desztillált vizes öblítés következett, majd 30 percig 0,1 g/l töménységű aszkorbinsavval, 6-7 másodpercig 70%-os etanollal, majd háromszor 10 percig ismét hipóval fertőtlenítették az explantátumokat. A fertőtlenítést háromszori desztillált vizes mosással zárták, a víz autoklávozva is volt előtte.

Lekváros üvegekbe helyeztek MS táptalajt, az említett növényi hormonok 15-féle kombinációjával kiegészítve. Ezenkívül szacharózt és agart kevertek a közegbe, pH-ját $5,7\pm 1$ -re állították be, és 121°C -on, 102 kPa nyomáson, 20 percig autoklávozták. Egy üvegbe egy csúcsrügyet helyeztek.

A kultúrákat $24\pm 1^\circ\text{C}$ hőmérsékleten, napi 16 óra $50\ \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ PPF-es megvilágítás alatt nevelték, három hónapig háromhetente továbbszaporítva. 90 nap után az új hajtások számát és hosszát, az új nódusok és levelek számát vizsgálták. Kaviani et al. (2019) vizsgálata szerint 3 mg/l BA és 0,2 mg/l NES kombinációjával sikerült a legtöbb (6 db) és leghosszabb (7,75 cm/explantátum) új hajtást elérni. A legtöbb nódusz (13,25

db/explantátum) 4 mg/l BA, 0,1 mg/l NES és 0,5 mg/l TDZ alkalmazása mellett, a legtöbb levél (4,25 db/explantátum) pedig 3,5 mg/l BA és 0,2 mg/l NES kombinációjával fejlődött.

A gyökeresítőközeg a hajtásindukcióhoz alkalmazott táptalajjal megegyező volt, a növényi hormonok hatását a fejlődő gyökerek számával és hosszával mérték. A legtöbb gyökér (14,25 db/explantátum) 3 mg/l BA és 0,2 mg/l NES eredményeképpen, a leghosszabb gyökérzet (8,25 cm/explantátum) pedig 3,5 mg/l BA és 0,2 mg/l NES hatására fejlődött.

12 héten át növénynevelő kamrában tartották a kultúrákat, a már említett körülmények között, 75-80%-os páratartalom mellett.

Az edzés előtt lemosták a táptalajt a növényekről, majd 1:1:1 arányú tőzeg-perlit-kókuszrost keverékkel töltött műanyag cserepekbe ültették őket. Az akklimatizáció $27 \pm 1^\circ\text{C}$ -on, 4000 lux fényerősségnél, 80%-os relatív páratartalomban zajlott. A túlélési arány 95% volt (Kaviani et al., 2019).

Aldeen és El-Aal (2021) – *A. commutatum*

A. commutatum *in vitro* mikroszaporítási technológiáját igyekezett optimalizálni Aldeen és El-Aal (2021), TDZ és NES megfelelő alkalmazásával.

Szövettenyésztéssel *in vitro* szaporított, háromhónapos anyanövényekről szedett egynóduszos hajtásdarabokról indították a kultúrát. MS táptalajhoz adtak szacharózt, agart, valamint 0,1 vagy 0,5 mg/l NES-at és 0,5, 1 vagy 2 mg/l TDZ-t. A közeg pH-ját 5,7-re állították be, 200 ml-es üvegekbe töltötték az üvegenként 40 ml-es táptalajadagokat, majd 121°C -on, $1,1 \text{ kg/cm}^2$ nyomáson, 20 percig autoklávozták.

A felszaporításkor alkalmazott táptalajban nem voltak növényi hormonok, de adtak hozzá aktív szenet. 4 hét alatt 4-szer ültették szét a tenyészeteket, amelyek $25 \pm 2^\circ\text{C}$ hőmérsékletnél, napi 16 órás, 1500 lux erősségű megvilágítás alatt fejlődtek.

A 8 hét után mért eredmények alapján a 0,5 mg/l koncentrációjú NES és 2 mg/l koncentrációjú TDZ kombinációja mutatta a többi kezeléshez képest a legjobb hatást. Ez azt jelenti, hogy átlagosan 4,67 db hajtás nőtt egy explantátumon, 2 db levél nőtt hajtásonként és 7 db gyökér növényenként, a hajtások hossza átlagosan 8,5 cm, a gyökereké pedig 7,33 cm volt, a regenerálódott növény friss tömege 9,99 g, száraz tömege pedig 0,3 g volt. A növényeket cserepekben akklimatizálták, a túlélési arányról nem közöltek pontos adatokat (Aldeen & El-Aal, 2021).

El-Gedawey és Hussein (2022) – *A. 'Lady Valentine'*

Az *A. 'Lady Valentine'* thaiföldi fajta mikroszaporítási technológiáját tanulmányozta El-Gedawey és Hussein (2022), a növényi hormonok segítségével javított, lehető legtöbb és patogénmentes növényt eredményező módszerek után kutatva. 2021-2022-ben az egyiptomi Alexandriában vizsgálták bizonyos növényi hormonok (BA, NES, TDZ és IVS) és ezek kombinációinak hatását nóduszkultúrák esetében.

Az explantátumokat, 4-5 cm-es hónaljajtásdarabokat 90 percig folyó víz alatt, majd 30 másodpercre 70%-os etanolba mártva fertőtlenítették. Az etanol károsító hatását kétszeres desztillált vizes öblítéssel igyekeztek csökkenteni. Az 1 cm-es, egy nóduszt tartalmazó darabokat 0,1%-os higany-kloriddal is sterilizáltak, Tween® 20

tapadásfokozóval, 5 percen keresztül. Továbbá 10 perces időtartamra, 10%-os hipóoldatba is mártották ezeket. A vegyszerek leöblítésével zárták az explantátumok sterilizálását, ötször desztillált vizet alkalmazva.

Az indító szakaszban MS táptalajhoz adtak 30 g/l szacharózt és 3 g/l Gelrite™-ot. 5,7 pH-ra beállítás és 20 perces, 121°C-os autoklávozás után 20 ml-es üvegekbe helyezték a táptalajt. A kultúrák indításakor négyféle koncentrációjú BA és szintén négyféle koncentrációjú NES kombinációit tartalmazták a táptalajadagok.

A felszaporító szakasz során az új táptalajok BA-t és NES-at, vagy TDZ-t és NES-at tartalmaztak, a gyökeresítőközeg pedig IVS és NES eltérő koncentrációjú kombinációit. A gyökeresítéskor az explantátumokat hármassával, függőlegesen helyezték a friss közegbe, továbbra is 20 ml-es üvegekben. 8 hétig $25\pm 1^\circ\text{C}$ hőmérsékleten, 2880 lux, $40\ \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ PPF fény alatt, 16 óra megvilágítással nevelték a kultúrákat.

A megfigyelések során feljegyezték, hogy a nevelés során növénydarabonként hány darab hajtás, levél, nódusz és gyökér fejlődött, valamint a hajtások és gyökerek hosszát is. A legtöbb hajtás 2,0 mg/l TDZ és 0,5 mg/l NES (4,98 db/explantátum) vagy 5 mg/l BA és 0,5 mg/l NES (6,15 db/explantátum) jelenlétével fejlődött, a legtöbb gyökér (12 db/explantátum) fejlődését pedig 1 mg/l NES és szintén 1 mg/l IVS kombinációja indukálta.

Az akklimatizáció kezdetén a gyökeresítőközeget csapvízzel öblítették le a növényekről, 25 másodpercre fungicidbe mártották, majd autoklávoztak, 2:1:1 arányú tőzeg-perlit-homok keverékbe helyezték ezeket, 10 cm-es műanyag cserepekbe. A túlélési arány 100% volt (El-Gedawey & Hussein, 2022).

5. ANYAG ÉS MÓDSZER

A szakdolgozatban felhasznált források nagy részét a Google Scholar tudományos kereső segítségével találtam közvetlenül vagy közvetetten. A kutatási témához megfelelő találatok alapján ugyanis további irodalmi forrásokra kerestem például a SpringerLink és a ResearchGate internetes oldalain, ahol a Google Scholaron keresett kulcsszavakhoz kapcsolódó további ajánlások is voltak. Az irodalmi áttekintés 4.1 – 4.2. fejezetrészei magyar és angol nyelvű irodalmak felhasználásával készültek, míg a 4.3. fejezet rész (A *Dieffenbachia* és *Aglaonema* taxonok publikált *in vitro* szaporítástechnológiái) – amely az összefoglaló fő témáját dolgozza fel –, kizárólag angol nyelvű forrásokon alapul. Az egyes tudományos folyóirati cikkek irodalomjegyzékét is átnéztem, amelyek további szakirodalmak felfedezéséhez vezettek. Ezenkívül a Magyar Agrár- és Élettudományi Egyetem (MATE) kertészmérnöki alapképzéséhez tartozó kurzusok egyetemi jegyzetei és a tananyaghoz ajánlott szakirodalmak, valamint a MATE Dísnövénytermesztési és Dendrológiai Tanszékének tanszéki könyvtárában található szakkönyvek is szerepelnek az irodalomjegyzékben. A képeket internetes keresés útján (Google) találtam, a grafikonok Excel használatával készültek.

A források szintetizálása növénynemzetségeként (*Dieffenbachia* és *Aglaonema*) történik, a következő szempontok alapján:

- Milyen fajokat/fajtákat szaporítottak az adott növénycsoportból?
 - Milyen módszerekkel szaporították a fajokat/fajtákat?
 - Honnan származtak az anyanövények?
 - Mi volt a kiindulási növényanyag/növényrész?
- Milyen fertőtlenítési eljárást alkalmaztak a kultúrák indításakor a növényanyag és a táptalaj fertőtlenítésére?
 - Növényanyag fertőtlenítésekor milyen anyagokat használtak? Mennyi ideig tartottak a fertőtlenítő kezelések?
 - Táptalaj fertőtlenítése hol, meddig, milyen hőmérsékleten és nyomáson történt?
- Milyen táptalajt használtak (indító táptalaj, későbbi szakaszok táptalajai)?
 - Milyen összetételű volt a táptalaj?
 - Alkalmaztak növekedésszabályozókat az egyes szakaszokban? Milyen koncentrációkat vizsgáltak? Mely koncentráció(k) és kombináció(k) bizonyult(ak) a leghatékonyabbnak, milyen eredményekkel?
 - Milyen pH jellemezte a táptalajt?
 - Milyen edényben történt a kultúra indítása és további nevelése? Mennyi táptalajt helyeztek egy edénybe?
- Milyen fizikai körülmények között nevelték a steril tenyészeteket (az egyes szakaszokban)?
 - Milyen fotoperiódus és fényintenzitás jellemezte az egyes szakaszokat?
 - Milyen hőmérsékleten nevelték a tenyészeteket?
- Hogyan akklimatizálták a növényeket és milyen túlélési aránnyal?
 - Milyen közeget és edényt alkalmaztak az akklimatizáció során?
 - Mennyi ideig tartott a növények edzése?
 - Milyen fizikai körülmények között zajlott az akklimatizáció (fény, hőmérséklet, páratartalom)?
 - Milyen ápolási munkálatokat alkalmaztak az akklimatizációs időszakban?
 - Milyen túlélési arányt figyeltek meg?
- Milyen speciális kérdések vagy problémák merültek fel az egyes taxonoknál az *in vitro* szaporítás során?
 - Voltak-e a tenyészetek fertőtlenítésével, fertőzöttségével kapcsolatban nehézségek, megfigyelések?
 - Voltak-e a növekedésszabályozókkal kapcsolatos megfigyelések?
 - Milyen egyéb kérdések merültek fel? Voltak-e a megszokottól eltérő jelenségek, kihívások?

6. EREDMÉNYEK

6.1. A *Dieffenbachia* taxonok publikált *in vitro* szaporítástechnológiáinak összehasonlítása

6.1.1. Szaporítási módszerek és növényanyag

1. táblázat: *Dieffenbachia* – Szaporítási módszerek és növényanyag

Forrás	Fajok / fajták	Szaporítási módszer(ek)	Anyanövény	Kiindulási növényanyag / növényrész
Knauss (1976)	<i>D. picta</i> 'Perfection'	oldalrügykultúra	cserepes növény növényházból (Közép-Florida)	oldalrügyek + szárszövet (1 mm)
		hajtáscsúcskultúra		hajtáscsúcsok (1-3 mm), 1 levélkezdeménnyel
Henny et al. (2000) – 1. kísérlet	<i>D. spp.</i>	oldalrügykultúra	erős növekedésű cserepes <i>Dieffenbachia</i>	oldalrügyek
Henny et al. (2000) – 2. kísérlet	<i>D. maculata</i> 'Compacta' <i>D. maculata</i> 'Camille'	hajtáscsúcskultúra	Floridában termesztett fajták	hajtáscsúcsok (2 cm), 2-3 levéllel
El-Mahrouk et al. (2006)	<i>D. maculata</i> 'Marianna' <i>D. maculata</i> 'Exotica' <i>D. amoena</i> 'Tropic Snow'	nóduszkultúra (egyűrűgyes)	n. a.	egynóduszos hajtásdarabok, 1 rüggyel
Shen et al. (2007a)	<i>D. 'Camouflage'</i> <i>D. 'Camille'</i> <i>D. 'Star Bright'</i>	indirekt organogenezis levélszövetből	<i>in vitro</i> hajtáskultúra	levéldarabok (5 mm ²), főérrel
Shen et al. (2007b)	<i>D. 'Camouflage'</i>	indirekt organogenezis levélszövetből	növényházból	szárdarabról (10 mm) metszett oldalrügy + szárszövet (2 mm ²)
				kalluszindukció: az <i>in vitro</i> hajtástenyésztésből származó levéldarabok (5 mm ²), főérrel
El-Mahrouk et al. (2007)	<i>D. maculata</i> 'Marianna'	indirekt organogenezis szárszövetből	<i>in vitro</i> hajtáskultúra	szárdarabok (5 mm ²)
Shen et al. (2008)	<i>D. 'Camouflage'</i> <i>D. 'Camille'</i> <i>D. 'Octopus'</i> <i>D. 'Star Bright'</i>	indirekt organogenezis levél- és gyökérszövetből	<i>in vitro</i> hajtáskultúra	négyhetes <i>in vitro</i> hajtástenyésztésből származó levél- (5 mm ² , főérrel) és gyökérdarabok (10 mm)
Shen & Kane (2008)	<i>D. 'Camouflage'</i> <i>D. 'Camille'</i>	szomatikus embriogenezis	növényházból	levéldarabok (5 mm ²)
	<i>D. 'Tropic Star'</i>	mesterséges megtermékenyítés	n. a.	petesejtek
Henny et al. (2009)	<i>D. 'Star Bright M-1'</i>	hajtáscsúcskultúra	növényházból (Florida)	hajtáscsúcsok (10-15 mm)
Elsheik & Khalafalla (2010)	<i>D. compacta</i>	nóduszkultúra	cserepes növények növényházból (Szudán)	egynóduszos hajtásdarabok (5-10 mm)
Hassan & Abdallah (2015)	<i>D. picta</i> 'Tropica'	nóduszkultúra	növényházból	egynóduszos hajtásdarabok (10-20 mm)

Jelmagyarázat: n. a. (nincs adat) – a forrás nem közölt információt az adott technológiai elemmel kapcsolatban

A kísérletek során vizsgált fajok, fajták közül a *D. 'Camille'* és a *D. 'Camouflage'* mikroszaporítási technológiáit tárgyalta a legtöbb forrás. A kísérletek 36%-a oldalrügy- vagy nóduszkultúrát, 29%-a indirekt organogenezist, 21%-a hajtáscsúcskultúrát, 7%-a szomatikus embriogenezist, szintén 7%-a mesterséges megtermékenyítést vizsgált a szaporítási módszerek közül. Ebből adódóan a legtöbb esetben oldalrügyek vagy egynóduszos hajtásdarabok, de levéldarabok és hajtáscsúcsok is többször szolgáltattak kiindulási növényanyagként. Az anyanövények kb. háromnegyede cserepes növény volt növényházból, a többi mikroszaporításhoz *in vitro* hajtáskultúrák szolgáltatták a kiindulási anyagot (1. táblázat).

6.1.2. Táptalajok

Indító táptalaj

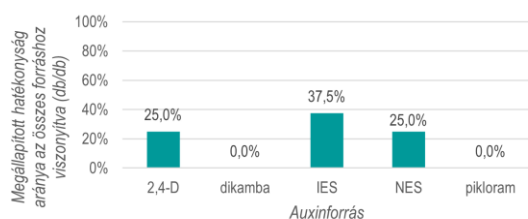
2. táblázat: *Dieffenbachia* – Indító táptalajok

Forrás	Összetétel	Növekedésszabályozók			pH	Edény típusa	Táptalaj/edény
		Auxin	Citokinin	Egyéb			
Knauss (1976)	MS táptalaj + élesztőkivonat, glükóz + patogének kimutatására szolgáló anyagok	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	csavaros tetejű üveg (13×100 mm)	5 ml
Henny et al. (2000) – 1. kísérlet	MS táptalaj + szacharóz, nátrium-dihidrogén-foszfát-monohidrát, mio-inozitol, adenin-szulfát, glicin, nikotinsav, piridoxin, tiamin + Phytigel™	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	Magenta GA-7™, kémcső (25×150 mm)	n. a.
Henny et al. (2000) – 2. kísérlet	MS táptalaj + szacharóz, nátrium-dihidrogén-foszfát-monohidrát, mio-inozitol, adenin-szulfát, glicin, nikotinsav, piridoxin, tiamin + Phytigel™	IES	2iP	-	n. a.	kémcső (25×150 mm)	n. a.
El-Mahrouk et al. (2006)	MS ½ táptalaj + agar	NES	BA	-	5,7	n. a.	n. a.
Shen et al. (2007a)	kalluszindukció: MS táptalaj + tiamin, glicin, mio-inozitol, piridoxin, nikotinsav, szacharóz + agar	2,4-D	TDZ	-	5,8	Petri-csésze (100×15 mm)	20 ml
Shen et al. (2007b)	MS táptalaj + tiamin, glicin, mio-inozitol, piridoxin, nikotinsav, szacharóz + agar	IES	2iP	-	5,8	kémcső (25×150 mm)	15 ml
El-Mahrouk et al. (2007)	MS táptalaj + szacharóz	-	BA	-	5,8	Petri-csésze (100×15 mm)	20 ml
Shen et al. (2008)	MS táptalaj + tiamin, glicin, mio-inozitol, piridoxin, nikotinsav, szacharóz + agar	2,4-D, dikamba, IES, NES, pikloram	BA, CPPU, kinetin, TDZ	-	5,8	Petri-csésze (100×15 mm)	20 ml
Shen & Kane (2008)	MS táptalaj	2,4-D, dikamba, IES, NES, pikloram	BA, CPPU, kinetin, TDZ	-	n. a.	Petri-csésze (100×15 mm)	20 ml
	MS táptalaj	-	-	-	n. a.	n. a.	n. a.
Henny et al. (2009)	MS táptalaj + B5-vitamin, szacharóz + agar	IES	2iP	-	n. a.	n. a.	n. a.
Elsheik & Khalafalla (2010)	MS táptalaj + szacharóz + agar	n. a.	n. a.	n. a.	5,8	üveg (6×9 cm)	25 ml
Hassan & Abdallah (2015)	MS táptalaj + glicin, mio-inozitol, szacharóz + agar	NES	2iP, BA, kinetin	-	5,7-5,8	üveg (300 ml)	50 ml

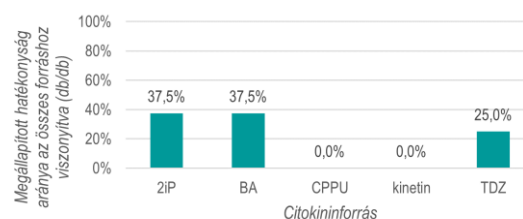
Jelmagyarázat: n. a. (nincs adat) – a forrás nem közölt információt az adott technológiai elemmel kapcsolatban;

növekedésszabályozó – a kísérletek során leghatékonyabbnak bizonyult auxin- vagy citokininforrások (amennyiben többfélét vizsgáltak)

Az indító táptalaj alapja mindig MS táptalaj volt, egy esetben MS ½ táptalaj, a legtöbb esetben kiegészítve egyéb tápanyagokkal és a táptalaj szilárdítására szolgáló anyaggal. Néhány kivételtől eltekintve a legtöbb indító táptalaj tartalmazott növekedésszabályozókat is. A beállított pH 5,7-5,8 volt. Nagyjából egyenlő arányban helyezték az indító táptalajt Petri-csészékbe, csavaros tetejű üvegekbe vagy kémcsövekbe. A rendelkezésre álló adatok alapján az egyes edényekbe 5-50 ml, a legtöbb esetben 20 ml táptalajt helyeztek el (2. táblázat).



10. ábra: Indító táptalajhoz adott, leghatékonyabbnak bizonyult auxinforrások *Dieffenbachia* mikroszaporításakor



11. ábra: Indító táptalajhoz adott, leghatékonyabbnak bizonyult citokininforrások *Dieffenbachia* mikroszaporításakor

Amennyiben vizsgálták a növekedésszabályozó anyagok hatását az kultúraindítással kapcsolatban, az auxinok közül az IES jobbnak bizonyult a 2,4-D-hez és a NES-hoz képest (10. ábra), a citokininek közül pedig a 2iP és a BA egymáshoz képest hasonló eredményt mutatott, a TDZ-t megelőzve (11. ábra). Auxinok közül a dikamba és a pikloram (10. ábra), citokininek közül a CPPU és a kinetin (11. ábra) nem mutattak pozitív hatást a tenyészetek fejlődésekor.

3. táblázat: *Dieffenbachia* – Növekedésszabályozók az indító szakaszban

Forrás	Növekedésszabályozó típusa	Növekedésszabályozó(k) és vizsgált koncentráció(k) (mg/l)		Legjobbnek bizonyuló koncentráció(k) (mg/l) + kombináció	Hatékonyságra utaló adat(ok)	
Henny et al. (2000) – 2. kísérlet	auxin	IES	2	n. a.	n. a.	n. a.
	citokinin	2iP	0; 2,5; 5; 10; 20	n. a.	n. a.	n. a.
El-Mahrouk et al. (2006)	auxin	NES	0; 0,1; 0,5; 1	0,5 (mindegyik fajta) 1 (<i>D. maculata</i> 'Exotica')	hajtások átlagos hossza friss tömeg	3,1 cm 2,34 g
	citokinin	BA	0; 2; 4; 6; 8	8 (<i>D. maculata</i> 'Exotica') 0 (<i>D. maculata</i> 'Marianna')	hajtások száma levelek száma	21 db/üveg 5,5 db/hajtás
Shen et al. (2007a)	auxin	2,4-D	0,2 (1 µM)	n. a.	n. a.	n. a.
	citokinin	TDZ	1,1 (5 µM)	n. a.	n. a.	n. a.
Shen et al. (2007b)	auxin	IES	0,35 (2 µM)	n. a.	n. a.	n. a.
	citokinin	2iP	16,3 (80 µM)	n. a.	n. a.	n. a.
El-Mahrouk et al. (2007)	auxin	-	-	n. a.	n. a.	n. a.
	citokinin	BA	8	n. a.	n. a.	n. a.
Shen et al. (2008)	auxin	2,4-D	0; 0,1; 0,2; 0,4; 0,9; 1,8; 2,2; 11 (0; 0,5; 1; 2; 4; 8; 10; 50 µM)	0,2 (1 µM) + TDZ	kalluszindukció	52-96%
		dikamba	0; 0,2; 0,7; 2 (0; 1; 3; 9 µM)	-	-	-
		IES	0; 0,2 (0; 1 µM)	-	-	-
		NES	0; 0,2; 0,4; 0,7; 1,5; 1,9; 9,3 (0; 1; 2; 4; 8; 10; 50 µM)	-	-	-
		pikloram	0; 0,2; 0,7; 2,2 (0; 1; 3; 9 µM)	-	-	-
	citokinin	BA	0; 0,2; 2,3; 11,3 (0; 1; 10; 50 µM)	-	-	-
		CPPU	0; 0,2; 0,6; 1,2 (0; 1; 2,5; 5 µM)	-	-	-
		kinetin	0; 0,2; 1,1; 2,2 (0; 1; 5; 10 µM)	-	-	-
		TDZ	0; 0,2; 1,1; 2,2; 11 (0; 1; 5; 10; 50 µM)	1,1 (5 µM) + 2,4-D	kalluszindukció	52-96%

Forrás	Növekedésszabályozó típusa	Növekedésszabályozó(k) és vizsgált koncentráció(k) (mg/l)		Legjobbnek bizonyuló koncentráció(k) (mg/l) + kombináció	Hatékonyságra utaló adat(ok)	
Shen & Kane (2008)	auxin	2,4-D	0; 0,1; 0,2; 0,4; 0,9; 1,8; 2,2; 11 (0; 0,5; 1; 2; 4; 8; 10; 50 μ M)	n. a.	n. a.	n. a.
		dikamba	0; 0,2; 0,7; 2 (0; 1; 3; 9 μ M)	n. a.	n. a.	n. a.
		IES	0; 0,2 (0; 1 μ M)	n. a.	n. a.	n. a.
		NES	0; 0,2; 0,4; 0,7; 1,5; 1,9; 9,3 (0; 1; 2; 4; 8; 10; 50 μ M)	n. a.	n. a.	n. a.
		pikloram	0; 0,2; 0,7; 2,2 (0; 1; 3; 9 μ M)	n. a.	n. a.	n. a.
	citokinin	BA	0; 0,2; 2,3; 11,3 (0; 1; 10; 50 μ M)	n. a.	n. a.	n. a.
		CPPU	0; 0,2; 0,6; 1,2 (0; 1; 2,5; 5 μ M)	n. a.	n. a.	n. a.
		kinetin	0; 0,2; 1,1; 2,2 (0; 1; 5; 10 μ M)	n. a.	n. a.	n. a.
		TDZ	0; 0,2; 1,1; 2,2; 11 (0; 1; 5; 10; 50 μ M)	n. a.	n. a.	n. a.
Henny et al. (2009)	auxin	IES	1 (5,7 μ M)	n. a.	n. a.	n. a.
	citokinin	2iP	10 (49,2 μ M)	n. a.	n. a.	n. a.
Hassan & Abdallah (2015)	auxin	NES	0,1	0,1 + BA	oldalhajtások száma oldalhajtások átl. hossza főhajtás átl. hossza levelek száma	2,33 db/expl. 4,19 cm 6,33 cm 9,4 db/hajtás
	citokinin	2iP	0; 1	-	-	-
		BA	0; 1	1 + NES	oldalhajtások száma oldalhajtások átl. hossza főhajtás átl. hossza levelek száma	2,33 db/expl. 4,19 cm 6,33 cm 9,4 db/hajtás
		kinetin	0; 1	-	-	-

Jelmagyarázat: n. a. (nincs adat) – a forrás nem közölt információt az adott technológiai elemmel kapcsolatban

Knauss (1976), Henny et al. (2000) 1. kísérleténél és Elsheik és Khalafalla (2010) kutatásainál nem tartalmazott növekedésszabályozót az indító táptalaj.

Nem mindegyik szerző számol be arról, hogy milyen konkrét eredmény köthető a különböző koncentrációkhoz (Henny et al., 2000; Shen & Kane, 2008). Az adott növekedésszabályozó hatását az indító szakaszban csak Hassan és Abdallah (2015) számszerűsítik abban az esetben is, amikor azt csak egyféle koncentrációban alkalmazzák (0,1 mg/l NES). Az auxinforrások közül a NES, a citokininforrások közül a BA konkrét pozitív hatásait említik kétszer is, El-Mahrouk et al. (2006) ezen növekedésszabályozók egyéni, Hassan és Abdallah (2015) pedig kombinált előnyeiket (3. táblázat).

Táptalajok az indító szakasz után

4. táblázat: *Dieffenbachia* – Táptalajok az indító szakasz után

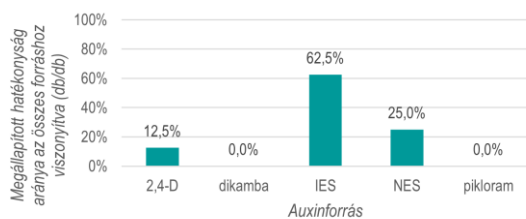
Forrás	Összetétel	Növekedésszabályozók			pH	Edény típusa	Táptalaj/edény
		Auxin	Citokinin	Egyéb			
Knauss (1976)	MS keverék + desztillált víz, szacharóz, tiamin-hidroklorid + agar	NES	-	-	5,7-5,8	kémcső (23×150 mm)	n. a.
Henny et al. (2000) – 2. kísérlet	MS táptalaj + szacharóz, nátrium-dihidrogén-foszfát-monohidrát, mio-inozitol, adenin-szulfát, glicin, nikotinsav, piridoxin, tiamin + Phytigel™	IES	2iP	-	n. a.	bébiételes üveg vagy Magenta GA-7™ edény	30 ml
El-Mahrouk et al. (2006)	MS ½ táptalaj	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.
Shen et al. (2007a)	hajtásindukció: MS táptalaj + agar	IES	2iP	-	n. a.	bébiételes üveg	40 ml
Shen et al. (2007b)	kalluszindukció: MS táptalaj	2,4-D, dikamba, IES, NES, pikloram	BA, CPPU, kinetin, TDZ	-	n. a.	Petri-csésze (100×15 mm)	20 ml
	hajtásindukció: MS táptalaj	IES	2iP, kinetin	gibberellinsav	n. a.	bébiételes üveg (45×70 mm)	40 ml
El-Mahrouk et al. (2007)	MS táptalaj	2,4-D, IES, NES	BA, kinetin	-	n. a.	n. a.	n. a.
Shen et al. (2008)	hajtásindukció: MS táptalaj	IES	2iP	-	n. a.	bébiételes üveg	40 ml
Henny et al. (2009)	kolchicinkezelés: MS táptalaj + szacharóz + kolchicin	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	bébiételes üveg (177 ml)	50 ml
	MS táptalaj + szacharóz, B5-vitamin + agar	IES	2iP	-	n. a.	n. a.	n. a.
Elsheik & Khalafalla (2010)	felszaporítási szakasz: MS táptalaj + szacharóz + agar	NES	2iP, BA, kinetin, TDZ	-	n. a.	n. a.	n. a.
	gyökeresedési szakasz: MS ½ táptalaj + szacharóz + agar	IVS	-	-	n. a.	kémcső (25×200 mm)	13 ml
Hassan & Abdallah (2015)	felszaporítási szakasz: MS táptalaj + édesgyökér-kivonat, szacharóz	NES	BA	-	n. a.	n. a.	n. a.
	gyökeresedési szakasz: MS táptalaj	IES, IVS, NES	-	-	n. a.	n. a.	n. a.

Jelmagyarázat: n. a. (nincs adat) – a forrás nem közölt információt az adott technológiai elemmel kapcsolatban;

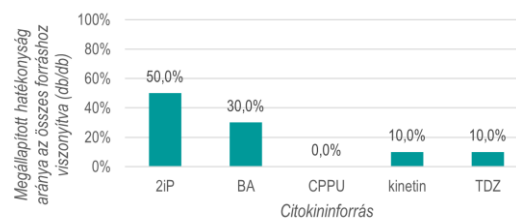
növekedésszabályozó – a kísérletek során leghatékonyabbnak bizonyult auxin- vagy citokininforrások (amennyiben többfélét vizsgálták)

Az indító szakasz után alkalmazott táptalajokról Henny et al. (2000) 1. kísérletéhez és Shen és Kane (2008) kutatásához nem elérhető információ.

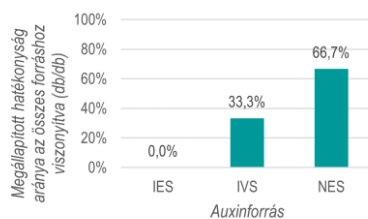
Az indító táptalajokhoz hasonló összetételű táptalajokat alkalmaztak a szaporítás további szakaszai során is. Majdnem minden kísérlet során alkalmaztak növényi hormonokat, hiszen legtöbbször ezek hatásait vizsgálták a kutatások. A közegek pH-értékéről az indító szakasz után szinte egyáltalán nem áll rendelkezésre adat, a kémhatást nem vizsgálták, mint technológiai tényező. A legtöbb esetben bébiételes üvegek szolgáltak a közegek tárolására, bennük 13-50 ml, legtöbbször 40 ml táptalajjal (4. táblázat).



12. ábra: Felszaporítási szakasz táptalajához adott, leghatékonyabbnak bizonyult auxinforrások *Dieffenbachia* mikroszaporításakor



13. ábra: Felszaporítási szakasz táptalajához adott, leghatékonyabbnak bizonyult citokininforrások *Dieffenbachia* mikroszaporításakor



14. ábra: Gyökeresedési szakasz táptalajához adott, leghatékonyabbnak bizonyult auxinforrások *Dieffenbachia* mikroszaporításakor

A felszaporítási szakasz során a leghatékonyabbnak bizonyult auxinforrás az IES (12. ábra), a citokininek közül pedig a 2iP (13. ábra) volt. Az indító szakasz utáni adatok sem erősítették meg a dikamba és a pikloram (12. ábra), valamint a CPPU (13. ábra) előnyét.

A *Dieffenbachia* növények gyökeresedését a NES segítette elő a leghatékonyabban, ezt követte az IVS, míg az IES ebben a szakaszban már nem mutatott kiemelkedő teljesítményt (14. ábra).

5. táblázat: *Dieffenbachia* – Növekedésszabályozók a felszaporítási szakaszban

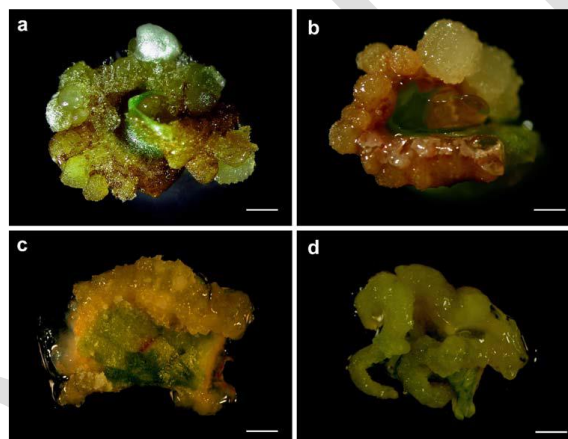
Forrás	Növekedésszabályozó típusa	Növekedésszabályozó(k) és vizsgált koncentráció(k) (mg/l)		Legjobbnek bizonyuló koncentráció(k) (mg/l) + kombináció	Hatékonyságra utaló adat(ok)	
Henny et al. (2000) – 2. kísérlet	auxin	IES	2	n. a.	n. a.	n. a.
	citokinin	2iP	0; 2,5; 5; 10; 20	n. a.	n. a.	n. a.
Shen et al. (2007a)	auxin	IES	0,35 (2 µM)	n. a.	n. a.	n. a.
	citokinin	2iP	8,1 (40 µM)	n. a.	n. a.	n. a.
Shen et al. (2007b)	auxin	2,4-D	0; 0,1; 0,2; 0,4; 0,9; 1,8; 2,2; 11 (0; 0,5; 1; 2; 4; 8; 10; 50 µM)	0,2 (1 µM) + TDZ	kalluszindukció	96%
		dikamba	0; 0,2; 0,7; 2 (0; 1; 3; 9 µM)	-	-	-
		IES	kalluszindukció: 0; 0,2 (0; 1 µM) hajtásindukció: 0; 0,35 (0; 2 µM)	0,35 (2 µM) + 2iP	hajtások száma	7,9 db/kallusz
		NES	0; 0,2; 0,4; 0,7; 1,5; 1,9; 9,3 (0; 1; 2; 4; 8; 10; 50 µM)	-	-	-
		pikloram	0; 0,2; 0,7; 2,2 (0; 1; 3; 9 µM)	-	-	-
	citokinin	BA	0; 0,2; 2,3; 11,3 (0; 1; 10; 50 µM)	-	-	-
		CPPU	0; 0,2; 0,6; 1,2 (0; 1; 2,5; 5 µM)	-	-	-
		kinetin	kalluszindukció: 0; 0,2; 1,1; 2,2 (0; 1; 5; 10 µM) hajtásindukció: 0; 0,2; 0,4; 0,9 (0; 1; 2; 4 µM)	-	-	-
		TDZ	0; 0,2; 1,1; 2,2; 11 (0; 1; 5; 10; 50 µM)	1,1 (5 µM) + 2,4-D	kalluszindukció	96%
		2iP	0; 4,1; 8,1; 16,3 (0; 20; 40; 80 µM)	8,1 (40 µM) + IES	hajtások száma	7,9 db/kallusz
	egyéb	gibberellinsav	0; 1,7; 3,5 (0; 5; 10 µM)	-	-	-
El-Mahrouk et al. (2007)	auxin	2,4-D	0; 0,1; 0,5; 1; 2	-	-	-
		IES	0; 3; 5; 10; 15	-	-	-
		NES	0; 3; 5; 10; 15	15 + BA	kalluszindukció hajtások száma	87% 4,8 db/kallusz
	citokinin	BA	0; 5; 10; 15; 20	15 + NES	kalluszindukció hajtások száma	87% 4,8 db/kallusz
		kinetin	0; 5; 10; 15; 20	-	-	-
Shen et al. (2008)	auxin	IES	0,35 (2 µM)	0,35 (2 µM) + 2iP (D. 'Camouflage')	hajtások száma	6,7 db/kallusz
	citokinin	2iP	16,3 (80 µM)	16,3 (80 µM) + IES (D. 'Camouflage')	hajtások száma	6,7 db/kallusz
Henny et al. (2009)	auxin	IES	0,02 (0,11 µM)	n. a.	n. a.	n. a.
	citokinin	2iP	2 (9,8 µM)	n. a.	n. a.	n. a.
Elsheik & Khalafalla (2010)	auxin	NES	0; 0,25; 0,5; 1; 1,5 (10 mg/l BA mellett)	-	-	-
	citokinin	2iP	0; 0,25; 0,5; 1; 1,5; 3; 5; 7,5; 10	-	-	-
		BA	0; 0,25; 0,5; 1; 1,5; 3; 5; 7,5; 10	10	hajtások száma	6,7±1,1 db/expl.
		kinetin	0; 0,25; 0,5; 1; 1,5; 3; 5; 7,5; 10	1	hajtások átl. hossza levelek száma	1,6±0,3 cm 4,9±0,4 db/expl.
		TDZ	0; 0,25; 0,5; 1; 1,5; 3; 5; 7,5; 10	-	-	-

Forrás	Növekedésszabályozó típusa	Növekedésszabályozó(k) és vizsgált koncentráció(k) (mg/l)		Legjobbnek bizonyuló koncentráció(k) (mg/l) + kombináció	Hatékonyságra utaló adat(ok)	
Hassan & Abdallah (2015)	auxin	NES	0,1	0,1 + BA	oldalhajtások száma oldalhajtások átl. hossza főhajtás átl. hossza levelek száma	2,66 db/expl. 5,66 cm 8,66 cm 9,88 db/hajtás
	citokinin	BA	0; 0,5; 1; 1,5; 2	2 + NES	oldalhajtások száma oldalhajtások átl. hossza főhajtás átl. hossza levelek száma	2,66 db/expl. 5,66 cm 8,66 cm 9,88 db/hajtás

Jelmagyarázat: n. a. (nincs adat) – a forrás nem közölt információt az adott technológiai elemmel kapcsolatban

A *Dieffenbachia* mikroszaporításának felszaporítási szakaszában nem elemezték növekedésszabályozókat Knauss (1976), El-Mahrouk et al. (2006) és Shen és Kane (2008). Henny et al. (2000; 2009) és Shen et al. (2007a) nem számolnak be a növekedésszabályozók hatékonyságáról, csak az alkalmazott koncentrációkat említik.

Nagyobb arányú kalluszindukciót (Shen et al., 2007b) és kalluszonként több regenerálódó hajtást eredményez 2,4-D és TDZ (Shen et al., 2007b; Shen et al., 2008; 15. ábra), mint NES és BA (El-Mahrouk et al., 2007). NES-val és BA-nel együtt kezelt explantátumok (Hassan & Abdallah, 2015) hosszabb hajtásokat és ezeken jelentősen több levelet fejlesztenek, mint a kinetinnel kezelt explantátumok (Elsheik & Khalafalla, 2010) (5. táblázat).



15. ábra: Kalluszindukció 5 μ M TDZ és 1 μ M 2,4-D hatására (Shen et al., 2008 nyomán)

(a) *D. 'Camouflage'*, 8 hét után; (b) *D. 'Camille'*, 8 hét után; (c) *D. 'Octopus'*, 8 hét után; (d) *D. 'Star Bright'*, 12 hét után

6. táblázat: *Dieffenbachia* – Növekedésszabályozók a gyökeresedési szakaszban

Forrás	Növekedésszabályozó típusa	Növekedésszabályozó(k) és vizsgált koncentráció(k) (mg/l)		Legjobbnek bizonyuló koncentráció(k) (mg/l)	Hatékonyságra utaló adat(ok)	
Knauss (1976)	auxin	NES	0,01	n. a.	n. a.	n. a.
Elsheik & Khalafalla (2010)	auxin	IVS	0; 0,25; 0,5; 1	1,5 0	gyökerek száma gyökerek átl. hossza	5,9 $\pm$ 0,8 db/hajtás 2,6 $\pm$ 2,4 cm
Hassan & Abdallah (2015)	auxin	IES	0; 1	-	-	-
		IVS	0; 1	-	-	-
		NES	0; 0,5; 1; 1,5; 2	1	gyökerek száma gyökerek átl. hossza	8 db/hajtás 8,53 cm

Jelmagyarázat: n. a. (nincs adat) – a forrás nem közölt információt az adott technológiai elemmel kapcsolatban

A gyökeresedési szakasz növekedésszabályozókkal való támogatásáról csak Knauss (1976), Elsheik és Khalafalla (2010) és Hassan és Abdallah (2015) számolnak be.

Csak auxinforrásokat adtak a gyökeresítő táptalajhoz, citokininforrásokat egyik kísérlet sem említ ebben a szakaszban. A gyökerek száma és átlagos hossza alapján is a NES jobbnak bizonyult az IVS-hoz képest (6. táblázat).

6.1.3. Növényanyag és táptalaj fertőtlenítése a kultúrák indításakor

7. táblázat: *Dieffenbachia* – Növényanyag és táptalaj fertőtlenítése a kultúrák indításakor

Forrás	Növényanyag fertőtlenítése		Táptalaj fertőtlenítése			
	Anyag	Időtartam / ismétlés	Eszköz	Időtartam	Hőmérséklet	Nyomás
Knauss (1976)	1. Alconox® (1%)	20 perc	autokláv	15 perc	n. a.	n. a.
	2. hipó (10%) + Tween® 20 (0,02%)	10 perc				
	3. desztillált víz	3× öblítés				
Henny et al. (2000) – 1. kísérlet	1. steril ionmentes víz + nedvesítőszert	5 perc	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.
	2. steril ionmentes víz	3×15 mp öblítés				
	3. hipó (10%)	15 perc				
	4. steril ionmentes víz	3×15 mp öblítés				
	5. tisztított rügyek: hipó (10%)	5 mp				
	6. tisztított rügyek: steril ionmentes víz	5 mp				
El-Mahrouk et al. (2006)	1. folyékony tisztítószert + folyó csapvizet	30 perc	autokláv	15 perc	121°C	1,1 kg/cm ²
	2. lamináris boxban: etanol (70%)	2 perc				
	3. higany-klorid (0,1%) + Tween® 20	20 perc				
	4. desztillált víz	4×5 perc öblítés				
Shen et al. (2007a)	n. a.	n. a.	autokláv	20 perc	n. a.	1,2 kg/cm ²
Shen et al. (2007b)	1. folyó csapvizet	10 perc	autokláv	20 perc	n. a.	1,2 kg/cm ²
	2. hipó (20%) + Tween® 20	10 perc				
	3. steril víz	3×5 perc öblítés				
El-Mahrouk et al. (2007)	n. a.	n. a.	autokláv	15 perc	121°C	1,2 kg/cm ²
Shen et al. (2008)	n. a.	n. a.	autokláv	20 perc	n. a.	1,2 kg/cm ²
Shen & Kane (2008) – szomatikus embriogenezis	1. folyó csapvizet	10 perc	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.
	2. hipó (20%)	10 perc				
	3. steril víz	3×5 perc öblítés				
Henny et al. (2009)	n. a.	n. a.	autokláv	15 perc	121°C	n. a.
Elsheik & Khalafalla (2010)	1. szárdarabok (12 cm): folyó csapvizet	15 perc	autokláv	15 perc	121°C	1,5 kg/cm ²
	2. etanol (70%)	30 mp				
	3. steril desztillált vizet	1× öblítés				
	4. higany-klorid (0,25%) + néhány csepp folyékony szappant	10 perc				
	5. steril desztillált vizet	4×2 perc öblítés				

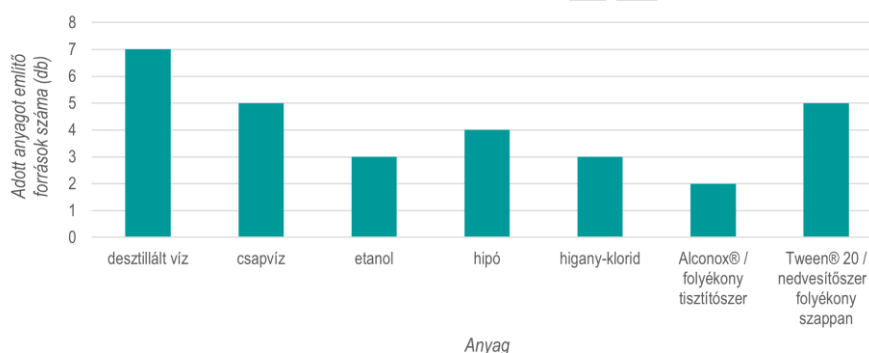
Forrás	Növényanyag fertőtlenítése		Táptalaj fertőtlenítése			
	Anyag	Időtartam / ismétlés	Eszköz	Időtartam	Hőmérséklet	Nyomás
Hassan & Abdallah (2015)	1. folyó csapvíz	1 óra	autokláv	20 perc	121°C	1,1 kg/cm ²
	2. etanol (70%)	30 mp				
	3. steril desztillált víz	1× öblítés				
	4. higany-klorid (0,1%)	2 perc				
	5. steril desztillált víz	1× öblítés				

Jelmagyarázat: n. a. (nincs adat) – a forrás nem közölt információt az adott technológiai elemmel kapcsolatban

A fertőtlenítési eljárásokról nincs elérhető adat Henny et al. (2000) 2. kísérletével és Shen és Kane (2008) mesterséges megtermékenyítési kísérletével kapcsolatban.

A források részletesen beszámolnak a növényanyag és/vagy a táptalaj fertőtlenítésének folyamatáról. A kiindulási növényi részeket általában folyó csapvízzel mosták először, majd egy vagy több alkalommal fertőtlenítették ezeket hipóval (10-20%-os oldat), etanollal (70%) vagy higany-kloriddal (0,1-0,25%). A vegyszerek hatékonyságát általában nedvesítőszerrel segítették elő. A fertőtlenítőszeres kezelések között és után is steril vizes öblítést alkalmaztak.

A táptalaj fertőtlenítésének eszköze minden esetben autokláv volt. A 15 vagy 20 percgig tartó kezelés általában 121°C-on, 1,1-1,5 kg/cm², legtöbbször 1,2 kg/cm² nyomás alatt történt (7. táblázat).



16. ábra: A kutatások során a növényanyag fertőtlenítésére használt szerek és anyagok *Dieffenbachia* mikroszaporításakor

A 16. ábrán a *Dieffenbachia* nemzetség mikroszaporítási technológiáit bemutató tudományos cikkeken leírt fertőtlenítési eljárások során a növényanyag fertőtlenítésére alkalmazott szerek, anyagok találhatóak, előfordulás szerint. Az egyes anyagok mennyiségét és a koncentrációt nem mutatja be az ábra.

Desztillált vizet minden leírt eljárás igényelt, a fertőtlenítőszeresek közül a hipó volt a legnépszerűbb választás a növényi részek előkészítésére (16. ábra).

6.1.4. Fizikai körülmények az indító szakasztól a gyökeresedésig

8. táblázat: *Dieffenbachia* – Fizikai körülmények az indító szakasztól a gyökeresedésig

Forrás	Indító szakasz			Indító szakasz után		
	Fotoperiódus	Fényintenzitás	Hőmérséklet	Fotoperiódus	Fényintenzitás	Hőmérséklet
Knauss (1976)	16 óra	n. a.	27°C	16 óra	n. a.	27°C
Henny et al. (2000) – 2. kísérlet	16 óra	25 μmol·m ⁻² ·s ⁻¹	25°C	16 óra	25 μmol·m ⁻² ·s ⁻¹	25°C
El-Mahrouk et al. (2006)	2 hétig: teljes sötétség		26±2°C	16 óra	2000 lux (~25 μmol·m ⁻² ·s ⁻¹)	n. a.
Shen et al. (2007a)	<i>D.</i> 'Camouflage', <i>D.</i> 'Camille' – 8 hétig: teljes sötétség		22±3°C	16 óra	40 μmol·m ⁻² ·s ⁻¹	22±3°C
	<i>D.</i> 'Star Bright' – 12 hétig: teljes sötétség					
Shen et al. (2007b)	16 óra	40 μmol·m ⁻² ·s ⁻¹	22±3°C	kalluszindukció – 8 hétig: teljes sötétség		22±3°C
				4 hétig: 16 óra	4 hétig: 40 μmol·m ⁻² ·s ⁻¹	
El-Mahrouk et al. (2007)	8 hétig: teljes sötétség		n. a.	4 hétig: 16 óra	4 hétig: 40 μmol·m ⁻² ·s ⁻¹	25°C
	n. a.	2 hétig: 40 μmol·m ⁻² ·s ⁻¹				
Shen et al. (2008)	<i>D.</i> 'Camouflage', <i>D.</i> 'Camille', <i>D.</i> 'Octopus' – 8 hétig: teljes sötétség		22±3°C	hajtásindukció – 8 hétig: 16 óra	n. a.	n. a.
	<i>D.</i> 'Star Bright' – 12 hétig: teljes sötétség					
	16 óra	mindegyik fajta – 4 hétig: 40 μmol·m ⁻² ·s ⁻¹				
Shen & Kane (2008) – szomatikus embriogenezis	8 hétig: teljes sötétség		n. a.	n. a.	n. a.	n. a.
	4 hétig: 16 óra	n. a.				
Henny et al. (2009)	16 óra	40 μmol·m ⁻² ·s ⁻¹	26±2°C	16 óra	40 μmol·m ⁻² ·s ⁻¹	n. a.
Elsheik & Khalafalla (2010)	16 óra	15 μmol·m ⁻² ·s ⁻¹	25±2°C	n. a.	n. a.	n. a.
Hassan & Abdallah (2015)	16 óra	2000 lux (~25 μmol·m ⁻² ·s ⁻¹)	25±2°C	n. a.	n. a.	n. a.

Jelmagyarázat: n. a. (nincs adat) – a forrás nem közölt információt az adott technológiai elemmel kapcsolatban

Henny et al. (2000) 1. kísérletének és Shen és Kane (2008) mesterséges megtermékenyítési kísérletének fizikai körülményeit nem ismertették a cikkek.

Az indító szakaszt vagy teljes sötétség, vagy 16 órás fotoperiódus jellemezte. A fényintenzitás 15-40 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ között, a hőmérséklet pedig 22-27°C között volt.

A kalluszindukciót leszámítva az indító szakasz után mindig 16 órás fotoperiódust hoztak létre, 25-40 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ közötti fényintenzitással. A hőmérséklet nem tért el az indító szakasztól (8. táblázat).

6.1.5. Akklimatizáció

9. táblázat: *Dieffenbachia* – Akklimatizáció

Forrás	Közeg	Edény	Időtartam	Megvilágítás	Hőmérséklet / relatív páratartalom	Ápolás	Túlélési arány
El-Mahrouk et al. (2006)	vermikulit-tőzeg 1:1	n. a.	4 hét	alacsony fényintenzitás	magas páratartalom	n. a.	n. a.
Shen et al. (2007a)	kanadai tőzeg- vermikulit-perlit 2:1:1	sejttálca: 60 sejt, 4,5×4×5 cm ³	n. a.	árnyékolt növényház, 10-14,5 óra/nap, max. 345 μmol·m ⁻² ·s ⁻¹	20-31°C	2 öntözés/hét, 2 hét után hetente tápladozás: NPK 20:10:20	n. a.
Shen et al. (2007b)	kanadai tőzeg- vermikulit-perlit 2:1:1	sejttálca: 60 sejt, 4,5×4×5 cm ³	n. a.	árnyékolt növényház, 10-14,5 óra/nap, max. 345 μmol·m ⁻² ·s ⁻¹	20-31°C	2 öntözés/hét, 2 hét után hetente tápladozás: NPK 20:10:20	100%
El-Mahrouk et al. (2007)	sterilizált tőzegmoha	kávéspoharak	1 hétig növénynevelő kamrában, majd növényházban	16 óra/nap, 100 μmol·m ⁻² ·s ⁻¹	25±2°C 40-50% relatív páratartalom	n. a.	100%
Shen et al. (2008)	kanadai tőzeg- vermikulit-perlit 2:1:1	sejttálca: 60 sejt, 4,5×4×5 cm ³	n. a.	árnyékolt növényház, 10-14,5 óra/nap, max. 345 μmol·m ⁻² ·s ⁻¹	20-31°C	2 öntözés/hét, 2 hét után hetente tápladozás: NPK 20:10:20	100%
Shen & Kane (2008) – mesterséges megtermékenyít és	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	25%
Henny et al. (2009)	kanadai tőzeg- vermikulit-perlit 2:1:1	sejttálca: 288 sejt	n. a.	2 hétig: 160-200 μmol·m ⁻² ·s ⁻¹	n. a.	n. a.	kolchicin- koncentráció szerint (mg/l): 0 100% 250 66,4% 500 80,2% 1000 80,4%
		sejttálca: 50 sejt					
		cserepek: 12,5 cm		15 hétig: 240-300 μmol·m ⁻² ·s ⁻¹		igény szerint öntözés, hetente tápladozás: NPK 20:20:20	
Elsheik & Khalafalla (2010)	sterilizált talaj- homok 1:1	műanyag cserepek: 5×10 cm	3 hétig növényházban	n. a.	n. a.	n. a.	100%
Hassan & Abdallah (2015)	tőzegmoha- perlit-vermikulit- homok 1:1:1:1	műanyag cserepek: 8 cm, polietilén borítás: 1 hét után kilyuggatva	4 hét	n. a.	n. a.	n. a.	95%*
	tőzegmoha- perlit-homok 1:1:1						n. a.

* *Cordylone terminalisszal* közös adat

Jelmagyarázat: n. a. (nincs adat) – a forrás nem közölt információt az adott technológiai elemmel kapcsolatban

Az akklimatizáció körülményeit nem említi Knauss (1976), Henny et al. (2000) és a szomatikus embriogenezisre vonatkozó részben Shen és Kane (2008) sem.

Az akklimatizációs közeg leggyakoribb összetevői vermikulittal és perlittel kevert kanadai tőzeg vagy tőzegmoha voltak. A növények legtöbbször sejttálcában, ritkábban műanyag cserepben vagy kávéspoharakban akklimatizálódtak. A megfigyelt időtartamról kevés adat áll rendelkezésre. Amelyik kutatás beszámol erről, 3-4

hetes időtartamot említene. Legtöbbször 10-14,5 óra/nap, max. $345 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ intenzitású megvilágításról és $20\text{-}31^\circ\text{C}$ közötti hőmérsékletről számolnak be a vizsgált források. Az akklimatizáció során végzett növényápolási teendőkről a források mintegy harmada tájékoztat, igény szerinti vagy heti két öntözésről és NPK-tartalmú tápoldatozásról. A túlélési arány majdnem mindig 100%-os, csak Shen és Kane (2008) mesterséges megtermékenyítési kísérletét jellemezte ennél sokkal alacsonyabb, mindössze 25% (9. táblázat).

A 17. ábrán egy akklimatizációra váró *D. 'Marianna'* növénykezdemény látható, El-Mahrouk et al. (2006) kísérletéből.



17. ábra: Akklimatizációra alkalmas *D. 'Marianna'* hormonmentes táptalajon
(El-Mahrouk et al., 2006 nyomán)

6.1.6. Speciális kérdések, problémák

Fertőtlenítéssel, fertőzésekkel kapcsolatos problémák, nehézségek, megfigyelések

Knauss (1976) és Henny et al. (2000) is arra a következtetésre jutottak, hogy az anyanövények fertőzöttségétől nagy mértékben függnék a tenyészetekben jelentkező fertőzések.

Shen et al. (2007b) a fertőzött hajtástenyészeteket azonnal megsemmisítették.

Shen és Kane (2008) eljárásaik során magas, 70% feletti fertőzöttséget tapasztaltak a levélexplantátumoknál.

Növekedésszabályozókkal kapcsolatos kérdések, megfigyelések

A növekedésszabályozók *Dieffenbachia* mikroszaporítása során kifejtett hatását a legtöbb cikkben külön vizsgálták. Henny et al. (2000) azt a kérdést vetik fel, hogy a citokininek hogyan hatnak a növekedésre és a járulékos rügy-, a gyökér- és a hajtásfejlődésre.

Az El-Mahrouk et al. (2006) által vizsgált *Dieffenbachia* fajták eltérő módon reagáltak a táptalajban található tápanyagokra és növényi hormonokra. Shen et al. (2007b) és El-Mahrouk et al. (2007) a citokinin-koncentráció befolyását állapították meg a hajtás-regenerációra.

A kalluszképződéshez nem volt szükség 2,4-D-re El-Mahrouk et al. (2007) szerint, a *D. maculata* 'Marianna' fajtában eredetileg jelenlévő auxin elegendőnek bizonyult. Shen et al. (2008) kallusztenyészeténél a TDZ pozitívan hatott a későbbi hajtásfejlődésre. A *D. compacta* új hajtásainak számát nem növelte a 10 mg/l BA melletti NES jelenléte, hanem nagy mennyiségű kallusz képződését eredményezte (Elsheik & Khalafalla, 2010).

Egyéb kérdések, megfigyelések

Henny et al. (2000) a kísérleti javaslatoknál megjegyzi, hogy az indító szakasz 6 hónapig is tarthat.

Az indirekt hajtásképződésre a fajták eltérő módon képesek, és az explantátumok típusa is meghatározó Shen et al. (2008) szerint; a *D. 'Octopus'* fajta például nem hozott hajtásokat indirekt organogenezissel, illetve a gyökérexplantátumokon nem volt megfigyelhető kalluszindukció. A *D. 'Star Bright'* fajta esetében 8 hét sötétség nem indukált kalluszképződést a többi vizsgált fajtával ellentétben (Shen et al., 2007a). Shen et al. (2008) a fajtára jellemzőnek írja le a kallusz külső tulajdonságait.

Shen és Kane (2008) kísérlete a *D. 'Camouflage'* és a *D. 'Camille'* fajták szomatikus embriogenezisére sikertelen volt.

Henny et al. (2009) arra keresték a választ, hogy poliploid *Dieffenbachia* növények létrehozhatóak-e mesterséges módon. A kísérlet sikeres volt, de az elvárással ellentétben a poliploid egyedek nem nagyobb, hanem kisebb habitusúak lettek a kontrollnövényekhez képest.

Hassan és Abdallah (2015) az édesgyökér-kivonat hajtásfejlődésre gyakorolt hatását is elemezték, és nem csak *Dieffenbachia*, hanem *Cordyline terminalis in vitro* szaporítása is a kísérletek tárgya volt.

6.2. Az *Aglaonema* taxonok publikált *in vitro* szaporítástechnológiáinak összehasonlítása

6.2.1. Szaporítási módszerek és növényanyag

10. táblázat: *Aglaonema* – Szaporítási módszerek és növényanyag

Forrás	Fajok / fajták	Szaporítási módszer(ek)	Anyanövény	Kiindulási növényanyag / növényrész
Yeh et al. (2007)	A. 'White Tip' A. 'Emerald Beauty'	mikroszaporítás virágzati alanyanyagból	n. a.	nőivarú virágok
Chen & Yeh (2007)	A. 'White Tip'	oldalrügykultúra	növényhából	7-10 cm-es szárdarabokról leválasztott rügyek
Ahmad et al. (2008)	A. <i>simplex</i>	rizómakultúra	vadon gyűjtött A. <i>simplex</i> növények <i>in vitro</i> szaporított utódnövényei (Malajzia)	rizómadarabok (4 mm)
Mariani et al. (2011)	A. 'Cochin'	nóduszkultúra	2 hónapos növény: BA-kezelés a hónaljajtások fejlesztése céljából	hónaljajtásdarabok (5 mm)
Fang & Hsu (2012)	A. 'Chalit's Fantasy' A. 'Treubii' A. 'Silver Bay' A. 'Lady Valentine' A. 'Jewel' A. 'Thailand Beauty'	nóduszkultúra	n. a.	egynóduszos hajtásdarabok, egy rüggyel
Fang et al. (2013)	A. 'Lady Valentine'	nóduszkultúra	n. a.	egynóduszos hajtásdarabok, egy rüggyel
Abass et al. (2016)	A. <i>commutatum</i>	hajtáscsúcskultúra	növényhából	hajtáscsúcsok (15 mm)
Barakat & Gaber (2018)	A. <i>commutatum</i>	nóduszkultúra	növényhából (Egyiptom)	egynóduszos hajtásdarabok (10 mm)
Kaviani et al. (2019)	A. <i>widuri</i>	hajtáscsúcskultúra	növényhából (Irán)	csúcsrüggyemrisztéma, 2 fiatal levéllel
Aldeen & El-Aal (2021)	A. <i>commutatum</i>	nóduszkultúra	<i>in vitro</i> szaporított, 3 hónapos növények	nóduszdarabok
El-Gedawey & Hussein (2022)	A. 'Lady Valentine'	nóduszkultúra	3 hónapos növények	nóduszdarabok hónaljajtásról

Jelmagyarázat: n. a. (nincs adat) – a forrás nem közölt információt az adott technológiai elemmel kapcsolatban

A legtöbb kutatás az *A. commutatum* és az *A. 'Lady Valentine'* mikroszaporítási technológiáit tárgyalta. A források 64%-a oldalrügy- vagy nóduszkultúrát, 18%-a hajtáscsúcskultúrát, 9-9%-a pedig virágból, illetve rizómából indított kultúrákat vizsgált. Az anyanövények általában 2-3 hónapos növényházi vagy *in vitro* szaporított egyedek voltak, de a források kb. negyede nem említi, hogy a kiindulási növényanyagot milyen anyanövényekről választották le (10. táblázat).

6.2.2. Táptalajok

Indító táptalaj

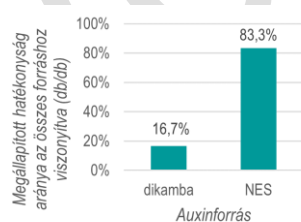
11. táblázat: *Aglaonema* – Indító táptalajok

Forrás	Összetétel	Növekedésszabályozók			pH	Edény típusa	Táptalaj/edény
		Auxin	Citokinin	Egyéb			
Yeh et al. (2007)	MS ½ táptalaj	dikamba	TDZ	-	n. a.	n. a.	n. a.
Chen & Yeh (2007)	előfertőtlenített szárexplantátumok és anyanövények esetén: MS ½ táptalaj + szacharóz, mio-inozitol + agar	előfertőtlenített szárexplantátumok és anyanövények esetén: NES	TDZ	-	5,6	Petri-csésze (9 cm)	25 ml
Ahmad et al. (2008)	MS táptalaj + B5-vitamin, szacharóz + Phytigel™	-	2iP, BA, zeatin	-	5,7-5,8	n. a.	n. a.
Mariani et al. (2011)	MS táptalaj + szacharóz + agar	-	-	-	5,8	kémcső	20 ml
Fang & Hsu (2012)	MS táptalaj	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	kémcső	10 ml
Fang et al. (2013)	MS táptalaj + antibiotikumok + szacharóz + agar	-	BA	gibberellinsav	5,7	kémcső (20×150 mm)	10 ml
Abass et al. (2016)	MS táptalaj + szacharóz	-	-	-	n. a.	üveg (60×120 mm)	50 ml
Barakat & Gaber (2018)	MS táptalaj + Gelrite™	NES	BA	-	5,7	üveg (175 ml)	20 ml
Kaviani et al. (2019)	MS táptalaj + szacharóz + agar	NES	2iP, BA, TDZ	-	5,7±1	lekvárosüveg	n. a.
Aldeen & El-Aal (2021)	MS táptalaj + szacharóz + agar	NES	TDZ	-	5,7	üveg (200 ml)	40 ml
El-Gedawey & Hussein (2022)	MS táptalaj + szacharóz + Gelrite™	NES	BA	-	5,7	üveg	20 ml

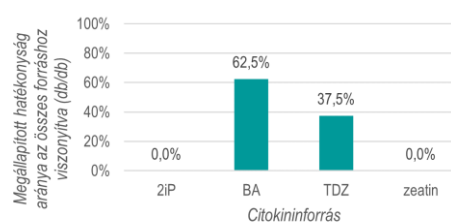
Jelmagyarázat: n. a. (nincs adat) – a forrás nem közölt információt az adott technológiai elemmel kapcsolatban;

növekedésszabályozó – a kísérletek során leghatékonyabbnak bizonyult auxin- vagy citokininforrások (amennyiben többfélét vizsgáltak)

Az indító táptalajok MS táptalajból, két leírás szerint MS ½ táptalajból, és általában hozzáadott tápanyagokból (főleg szacharóz) és szilárdító anyagokból álltak. A közeg pH-ját 5,6-5,8 közötti értékre állították be, és legtöbbször üvegbe vagy kémcsőbe helyezték. 10-50 ml táptalaj került az edényekbe, a legtöbb esetben 20 ml (11. táblázat).



18. ábra: Indító táptalajhoz adott, leghatékonyabbnak bizonyult auxinforrások *Aglaonema* mikroszaporításakor



19. ábra: Indító táptalajhoz adott, leghatékonyabbnak bizonyult citokininforrások *Aglaonema* mikroszaporításakor

A kísérletek nagy része növekedésszabályozókat is adott az indító táptalajhoz. Az auxinok közül a NES eredményesebbnek bizonyult, mint a dikamba (18. ábra), a citokininek közül pedig a BA pozitív hatásait

bizonyították legtöbbször az indító szakaszban. A TDZ is eredményesnek bizonyult, de a 2iP és a zeatin nem (19. ábra).

12. táblázat: *Aglaonema* – Növekedésszabályozók az indító szakaszban

Forrás	Növekedésszabályozó típusa	Növekedésszabályozó(k) és vizsgált koncentráció(k) (mg/l)		Legjobbnek bizonyuló koncentráció(k) (mg/l) + kombináció	Hatékonyságra utaló adat(ok)	
Yeh et al. (2007)	auxin	dikamba	1,1; 2,2 (5; 10 µM)	n. a.	n. a.	n. a.
	citokinin	TDZ	2,2 (10 µM)	n. a.	n. a.	n. a.
Chen & Yeh (2007)	auxin	NES	0,25 (1,34 µM)	n. a.	n. a.	n. a.
	citokinin	TDZ	0,9 (4 µM)	n. a.	n. a.	n. a.
Ahmad et al. (2008)	citokinin	2iP	1; 2; 3; 4; 5	-	-	-
		BA	1; 2; 3; 4; 5	3	hajtásregeneráció hajtások száma	100% 134,67±8,74 db/expl.
		zeatin	1; 2; 3; 4; 5	-	-	-
Fang et al. (2013)	citokinin	BA	0; 0,1; 1; 10	10	hajtások átl. hossza	5,56 cm
	egyéb	gibberellinsav	0; 0,5; 1; 2; 4	-	-	-
Barakat & Gaber (2018)	auxin	NES	0; 1; 2; 4	2 + BA	hajtások száma hajtások átl. hossza levelek száma nóduszok száma gyökerek száma	3,22 db/expl. 3,89 cm 4,89 db/expl. 6 db/expl. 0,78 db/expl.
	citokinin	BA	0; 0,5; 1	1 + NES	hajtások száma hajtások átl. hossza levelek száma nóduszok száma gyökerek száma	3,22 db/expl. 3,89 cm 4,89 db/expl. 6 db/expl. 0,78 db/expl.
Kaviani et al. (2019)	auxin	NES	0; 0,1; 0,2; 0,3; 0,4	n. a.	n. a.	n. a.
	citokinin	2iP	0; 7	n. a.	n. a.	n. a.
		BA	0; 3; 3,5; 4	n. a.	n. a.	n. a.
		TDZ	0; 0,5; 1	n. a.	n. a.	n. a.
Aldeen & El-Aal (2021)	auxin	NES	0; 0,1; 0,5	n. a.	n. a.	n. a.
	citokinin	TDZ	0; 0,5; 1; 2	n. a.	n. a.	n. a.
El-Gedawey & Hussein (2022)	auxin	NES	0; 1; 2; 3	2 + BA	levelek száma nóduszok száma gyökerek száma	4,37 db/expl. 3,58 db/expl. 5,93 db/expl.
	citokinin	BA	0; 0,25; 0,5; 1	0,5 + NES	levelek száma nóduszok száma gyökerek száma	4,37 db/expl. 3,58 db/expl. 5,93 db/expl.

Jelmagyarázat: n. a. (nincs adat) – a forrás nem közölt információt az adott technológiai elemmel kapcsolatban

Mariani et al. (2011), Fang és Hsu (2012) és Abass et al. (2016) nem módosították az indító táptalaj összetételét növekedésszabályozó anyagokkal.

Yeh et al. (2007), Chen és Yeh (2007), Kaviani et al. (2019) és Aldeen és El-Aal (2021) nem közölnek számbeli adatokat azzal kapcsolatban, hogy milyen regenerációs különbségek figyelhetők meg az egyes alkalmazott koncentrációk között. Ezen szerzők kutatásai nem az indító szakaszt vizsgálták elsősorban.

Az összehasonlításból megfigyelhető, hogy a BA hatása auxinforrás hozzáadása nélkül több és hosszabb hajtásokat eredményezett, mint NES-val együtt. Barakat és Gaber (2018), valamint El-Gedawey és Hussein (2022) kísérleteiből jól látható, hogy a NES és a BA egymáshoz képest mért aránya hogyan befolyásolja a levelek, a

nóduszok és a gyökerek regenerálódását. Barakat és Gaber (2018) 2:1 arányt alkalmazott (20. ábra), El-Gedawey és Hussein (2022) pedig 4:1 arányt (NES:BA). Abban az esetben, amikor csak kétszer annyi NES-at, mint BA-t adtak az indító táptalajhoz, több levél és nódusz, de kevesebb gyökér fejlődött explantátumonként.

A citokininforrások közül a 2iP és a zeatin, valamint a gibberellinsav sem mutatkozott kiemelkedően eredményesnek az indító szakaszban (12. táblázat).



20. ábra: *A. commutatum* *in vitro* szaporításának 60 napos indító szakasza (Barakat & Gaber, 2018 nyomán)

Táptalajok az indító szakasz után

13. táblázat: *Aglaonema* – Táptalajok az indító szakasz után

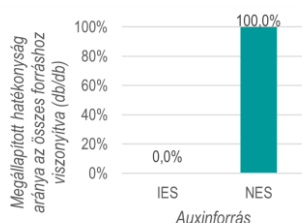
Forrás	Összetétel	Növekedésszabályozók			Edény típusa	Táptalaj/edény
		Auxin	Citokinin	Egyéb		
Yeh et al. (2007)	n. a.	gyökeresítés: IVS	-	-	n. a.	n. a.
Chen & Yeh (2007)	MS táptalaj + szacharóz, mio-inozitol + agar	felszaporítás: NES	BA, TDZ	-	n. a.	n. a.
		gyökeresítés: IVS, NES	-	-		
Ahmad et al. (2008)	MS táptalaj	-	-	-	n. a.	n. a.
Mariani et al. (2011)	MS táptalaj	-	felszaporítás: 2-3. hét: TDZ 4-5. hét: BA és TDZ 6-9. hét: BA	-	n. a.	n. a.
		gyökeresítés: 10-13. hét: IVS	-	-	n. a.	n. a.
Fang & Hsu (2012)	MS táptalaj + antibiotikumok	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.
Fang et al. (2013)	MS táptalaj	felszaporítás: NES	TDZ	-	kémcső	n. a.
		-	elongáció: BA	gibberellinsav	üveg (600 ml)	80 ml
		gyökeresítés: IVS	-	-	<i>in vitro</i> – kémcső	10 ml
					<i>ex vitro</i> – műanyag cserép (3")	n. a.
Abass et al. (2016)	MS táptalaj	felszaporítás: IES, NES	2iP, BA, kinetin	-	üveg (60×120 mm)	50 ml
		gyökeresítés: IES, IVS, NES	-	-		
Barakat & Gaber (2018)	MS táptalaj	felszaporítás: NES	BA	-	üveg (175 ml)	20 ml
		gyökeresítés: IVS és NES	-	-		
Kaviani et al. (2019)	MS táptalaj	NES	2iP, BA, TDZ	-	n. a.	n. a.
Aldeen & El-Aal (2021)	n. a.	NES	TDZ	-	n. a.	n. a.

Forrás	Összetétel	Növekedésszabályozók			Edény típusa	Táptalaj/edény
		Auxin	Citokinin	Egyéb		
El-Gedawey & Hussein (2022)	n. a.	felszaporítás: NES	BA, TDZ	-	üveg	20 ml
		gyökeresítés: IVS és NES	-	-		

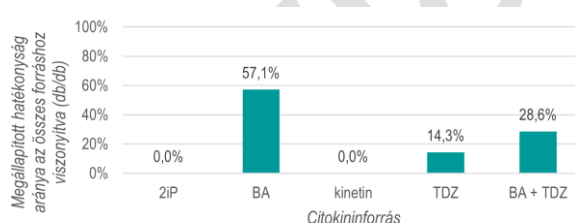
Jelmagyarázat: n. a. (nincs adat) – a forrás nem közölt információt az adott technológiai elemmel kapcsolatban;

növekedésszabályozó – a kísérletek során leghatékonyabbnak bizonyult auxin- vagy citokininforrások (amennyiben többfélét vizsgáltak)

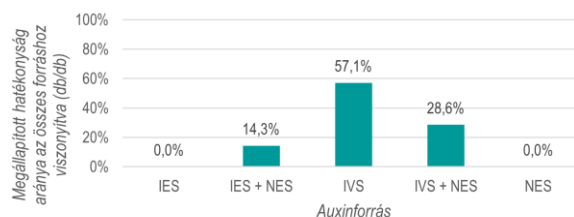
A felszaporítás és a gyökeresítés során is MS táptalajt alkalmaztak, de csak kevés esetben adtak hozzá tápanyagokat, egy esetben pedig antibiotikumot. Nem minden kísérletben vizsgáltak növekedésszabályozókat. Az indító szakasz utáni táptalajok pH értékét nem ismertette egyik cikk sem. A közeget legtöbbször üvegekbe helyezték, de sok forrás erről nem közöl információt. 10-80 ml, legtöbbször 20 ml táptalaj került egy edénybe (13. táblázat).



21. ábra: Felszaporítási szakasz táptalajához adott, leghatékonyabbnak bizonyult auxinforrások *Aglaonema* mikroszaporításakor



22. ábra: Felszaporítási és elongációs szakasz táptalajához adott, leghatékonyabbnak bizonyult citokininforrások *Aglaonema* mikroszaporításakor



23. ábra: Gyökeresedési szakasz táptalajához adott, leghatékonyabbnak bizonyult auxinforrások *Aglaonema* mikroszaporításakor

A felszaporítási szakaszban csak IES és NES auxinforrásokat vizsgáltak. A NES bizonyult hatékonyabbnak (21. ábra). A citokininforrások közül a BA volt a legelőnyösebb. A 2iP és a kinetin önállóan nem felelt meg (22. ábra).

Az *Aglaonema* gyökeresedésének szempontjából az IVS volt a leghatékonyabb, de pozitív eredményeket mutattak az IVS és NES, valamint az IES és NES kombinációi is. Az IES vagy a NES önmagában nem volt eredményes (23. ábra).

14. táblázat: *Aglaonema* – Növekedésszabályozók a felszaporítási szakaszban

Forrás	Növekedés-szabályozó típusa	Növekedésszabályozó(k) és vizsgált koncentráció(k) (mg/l)		Legjobbnek bizonyuló koncentráció(k) (mg/l) + kombináció	Hatékonyságra utaló adat(ok)	
Chen & Yeh (2007)	auxin	NES	0,25 (1,34 μM)	0,25 (1,34 μM) + BA	hajtások száma	6 db/expl.
	citokinin	BA	0; 1,7; 3,4; 5,1; 6,8 (0; 7,5; 15; 22,5; 30 μM)	6,8 (30 μM) + NES	hajtások száma	6 db/expl.
		TDZ	0; 0,1; 0,4; 0,9; 4,4 (0; 0,4; 2; 4; 20 μM)	-	-	-
Mariani et al. (2011)	citokinin	TDZ	1,5	n. a.	n. a.	n. a.
		BA + TDZ	3 + 1,5	n. a.	n. a.	n. a.
Fang et al. (2013)	auxin	NES	0; 0,1; 0,25; 0,5; 1	0,5 + TDZ	hajtások száma	10,9 db/expl.
	citokinin	TDZ	0; 0,5; 1; 2	2 + NES	hajtások száma	10,9 db/expl.
Abass et al. (2016)	auxin	IES	0; 0,5; 1; 2	-	-	-
		NES	0; 0,5; 1; 2	0,5 + BA	hajtások száma	6,7 db/expl.
	citokinin	2iP	0; 1; 2; 4; 8; 16	-	-	-
		BA	0; 1; 2; 4; 8; 16	8 + NES	hajtások száma	6,7 db/expl.
		kinetin	0; 1; 2; 4; 8; 16	-	-	-
Barakat & Gaber (2018)	auxin	NES	0; 1; 2	1 + BA	hajtások száma levelek száma nóduszok száma	6,56 db/expl. 6 db/expl. 6,78 db/expl.
	citokinin	BA	0; 2; 4; 8	4 + NES	hajtások száma levelek száma nóduszok száma	6,56 db/expl. 6 db/expl. 6,78 db/expl.
Kaviani et al. (2019)	auxin	NES	0; 0,1; 0,2; 0,3; 0,4	0,2 + BA	hajtások száma hajtások átl. hossza	6 db/expl. 7,75 cm
	citokinin	2iP	0; 7	-	-	-
		BA	0; 3; 3,5; 4	3 + NES	hajtások száma hajtások átl. hossza	6 db/expl. 7,75 cm
		TDZ	0; 0,5; 1	-	-	-
Aldeen & El-Aal (2021)	auxin	NES	0; 0,1; 0,5	0,5 + TDZ	hajtások száma hajtások átl. hossza levelek száma gyökerek száma gyökerek átl. hossza friss tömeg száraz tömeg	4,67±0,58 db/expl. 8,5±0,1 cm 2 db/hajtás 7±1 db/expl. 7,33±0,15 cm 9,99±0,22 g 0,3±0,01 g

Forrás	Növekedés-szabályozó típusa	Növekedésszabályozó(k) és vizsgált koncentráció(k) (mg/l)		Legjobbnek bizonyuló koncentráció(k) (mg/l) + kombináció	Hatékonyságra utaló adat(ok)	
	citokinin	TDZ	0; 0,5; 1; 2	2 + NES	hajtások száma hajtások átl. hossza levelek száma gyökerek száma gyökerek átl. hossza friss tömeg száraz tömeg	4,67±0,58 db/expl. 8,5±0,1 cm 2 db/hajtás 7±1 db/expl. 7,33±0,15 cm 9,99±0,22 g 0,3±0,01 g
El-Gedawey & Hussein (2022)	auxin	NES	0; 0,25; 0,5; 1	0,5 + BA	hajtások átl. hossza	6,15 cm
				0,5 + TDZ	hajtások száma	4,98 db/expl.
	citokinin	BA	0; 1; 3; 5	5 + NES	hajtások átl. hossza	6,15 cm
		TDZ	0; 0,5; 1; 2	2 + NES	hajtások száma	4,98 db/expl.

Jelmagyarázat: n. a. (nincs adat) – a forrás nem közölt információt az adott technológiai elemmel kapcsolatban

A felszaporítási szakaszban Yeh et al. (2007), Ahmad et al. (2008) és Fang és Hsu (2012) nem adtak növekedésszabályozókat a táptalajhoz. Mariani et al. (2011) nem vizsgálták a növekedésszabályozók hatását az egyes szakaszokban.

BA és NES szinergista hatását figyelték meg Chen és Yeh (2007), Abass et al. (2016), Barakat és Gaber (2018), Kaviani et al. (2019) és El-Gedawey és Hussein (2022) is. TDZ és NES szinergista hatását is kimutatták Fang et al. (2013), Aldeen és El-Aal (2021) és El-Gedawey és Hussein (2022) kutatásai. Mindegyik eredményes kombinációban a koncentráció nagyobb arányú volt a NES javára a citokininforrásokhoz képest (14. táblázat).

15. táblázat: *Aglonema* – Növekedésszabályozók az elongációs szakaszban

Forrás	Növekedés-szabályozó típusa	Növekedésszabályozó(k) és vizsgált koncentráció(k) (mg/l)		Legjobbnek bizonyuló koncentráció(k) (mg/l) + kombináció	Hatékonyságra utaló adat(ok)	
Mariani et al. (2011)	citokinin	BA	3	n. a.	n. a.	n. a.
Fang et al. (2013)	citokinin	BA	0; 0,5; 5	5	hajtások átl. hossza	2,69 cm
	egyéb	gibberel-linsav	0; 0,5; 1; 2; 4	-	-	-
Kaviani et al. (2019)	auxin	NES	0; 0,1; 0,2; 0,3; 0,4	0,1 + BA + TDZ	nóduszok száma	13,25 db/expl.
				0,2 + BA	levelek száma	4,25 db/expl.
	citokinin	2iP	0; 7	-	-	-
		BA	0; 3; 3,5; 4	4 + TDZ + NES	nóduszok száma	13,25 db/expl.
				3,5 + NES	levelek száma	4,25 db/expl.
		TDZ	0; 0,5; 1	0,5 + BA + NES	nóduszok száma	13,25 db/expl.

Jelmagyarázat: n. a. (nincs adat) – a forrás nem közölt információt az adott technológiai elemmel kapcsolatban

Az elongációs szakaszban alkalmazott növekedésszabályozókról csak Mariani et al. (2011), Fang et al. (2013) és Kaviani et al. (2019) számolnak be, konkrét eredményekről pedig csak Fang et al. (2013) és Kaviani et al. (2019).

A felszaporítási szakasszal ellentétben Kaviani et al. (2019) a legeredményesebb koncentrációk alapján arra az eredményre jutottak, hogy a legtöbb nódusz és levél akkor regenerálódik, ha auxin- és citokininforrásokat kombinálnak, citokinin-túlsúlyos arányban (15. táblázat).

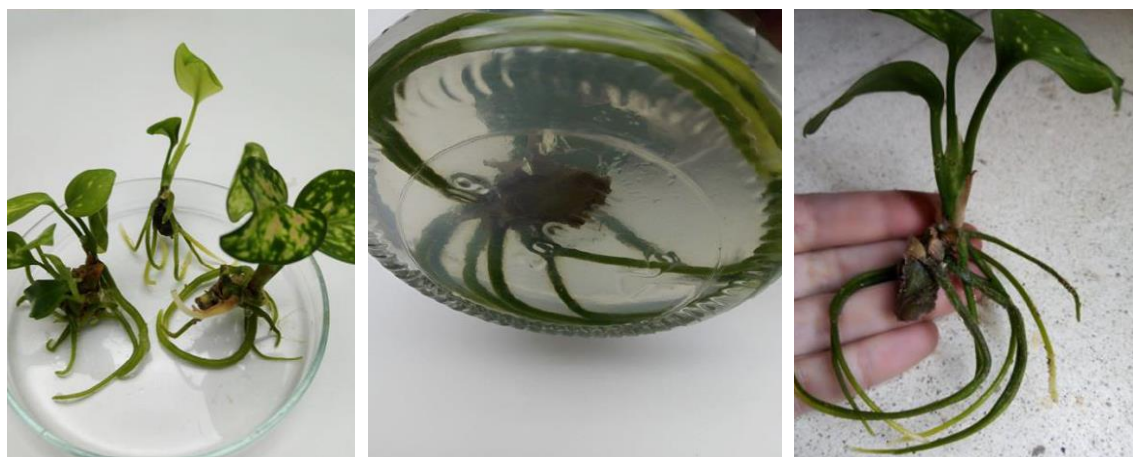
16. táblázat: *Aglaonema* – Növekedésszabályozók a gyökeresedési szakaszban

Forrás	Növekedésszabályozó típusa	Növekedésszabályozó(k) és vizsgált koncentráció(k) (mg/l)		Legjobbnek bizonyuló koncentráció(k) (mg/l) + kombináció	Hatékonyságra utaló adat(ok)	
Yeh et al. (2007)	auxin	IVS	2; 4 (9,8; 19,7 μ M)	n. a.	n. a.	n. a.
Chen & Yeh (2007)	auxin	IVS	0; 0,5; 1; 2; 4 (0; 2,5; 4,9; 9,8; 19,7 μ M)	2 (9,8 μ M)	gyökerek átl. hossza	2,4 cm
		NES	0; 0,6; 1,2; 2,5; 5 (0; 3,4; 6,7; 13,4; 26,8 μ M)	4 (19,7 μ M)	gyökerek száma	4,3 db/hajtás
Mariani et al. (2011)	auxin	IVS	3	n. a.	n. a.	n. a.
Fang et al. (2013)	auxin	IVS	0; 0,5; 1; 2	1 vagy 2	<i>ex vitro</i> gyökeresedés	80%
Abass et al. (2016)	auxin	IES	0; 0,25; 0,5; 1; 2	1	hajtások átl. hossza levelek száma gyökerek átl. hossza	8 cm 5,2 db/hajtás 13,5 cm
		IVS	0; 0,25; 0,5; 1; 2	-	-	-
		NES	0; 0,25; 0,5; 1; 2	1	gyökerek száma	19,8 db/hajtás
Barakat & Gaber (2018)	auxin	IVS	0; 0,25; 0,5; 1	0,5 + NES	hajtások száma levelek száma nóduszok száma gyökerek száma	2,67 db/expl. 5,33 db/expl. 6,22 db/expl. 6,11 db/expl.
		NES	0; 0,25; 0,5	0,25 + IVS	hajtások száma levelek száma nóduszok száma gyökerek száma	2,67 db/expl. 5,33 db/expl. 6,22 db/expl. 6,11 db/expl.
Kaviani et al. (2019)	auxin	NES	0; 0,1; 0,2; 0,3; 0,4	0,2 + BA	gyökerek száma gyökerek átl. hossza	14,25 db/expl. 8,25 cm
	citokinin	2iP	0; 7	-	-	-
		BA	0; 3; 3,5; 4	3 + NES	gyökerek száma	14,25 db/expl.
		TDZ	0; 0,5; 1	3,5 + NES	gyökerek átl. hossza	8,25 cm
El-Gedawey & Hussein (2022)	auxin	IVS	0; 0,5; 1; 2	1 + NES	hajtások száma hajtások átl. hossza levelek száma gyökerek száma	2,5 db/expl. 9,08 cm 4,82 db/expl. 12 db/expl.
		NES	0; 1; 2	1 + IVS	hajtások száma hajtások átl. hossza levelek száma gyökerek száma	2,5 db/expl. 9,08 cm 4,82 db/expl. 12 db/expl.

Jelmagyarázat: n. a. (nincs adat) – a forrás nem közölt információt az adott technológiai elemmel kapcsolatban

Az *Aglaonema* fajok vagy fajták *in vitro* szaporításának gyökeresedési szakaszában Ahmad et al. (2008), Fang és Hsu (2012), valamint Aldeen és El-Aal (2021) nem vizsgáltak növekedésszabályozókat.

Kaviani et al. (2019) kutatása az egyetlen, melynek során citokininforrásokat is adtak a gyökeresítő táptalajhoz. Az explantátumoként fejlődő gyökerek számát megfigyelve nem lehet egyértelműen megállapítani, hogy a melyik auxinforrás teljesített a legjobban, de nem elhanyagolhatóak a több auxinforrás vagy az auxin- és citokininforrások együttes alkalmazásának előnyei (16. táblázat; 24. ábra).



24. ábra: A. 'Lady Valentine' 60 napos *in vitro* gyökeresedés közben és után, 1-1 mg/l IVS és NES kezelés mellett
(El-Gedawey & Hussein, 2022 nyomán)

6.2.3. Növényanyag és táptalaj fertőtlenítése a kultúrák indításakor

17. táblázat: *Aglaonema* – Növényanyag és táptalaj fertőtlenítése a kultúrák indításakor

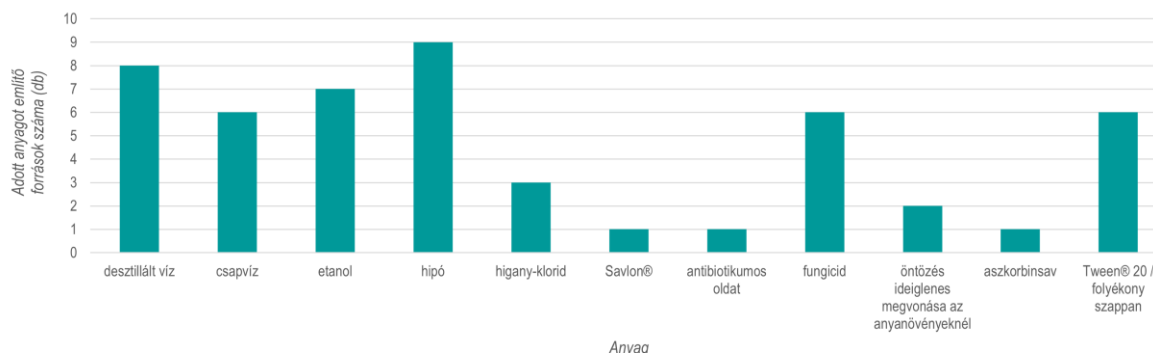
Forrás	Növényanyag fertőtlenítése			Táptalaj fertőtlenítése			
	Növényi rész	Fertőtlenítő anyag	Időtartam / ismétlés	Eszköz	Időtartam	Hőmérséklet	Nyomás
Yeh et al. (2007)	explantátum	hipó (0,5% vagy 1%)	5-15 perc	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.
Chen & Yeh (2007)	szárexplantátum, táptalaj fertőtlenítése nélkül	1. víz	10 perc	autokláv	n. a.	n. a.	n. a.
		2. antibiotikus oldat (sztreptomycin)	24 óra				
		3. hipó (1%) + Tween® 20 (2 csepp/100 ml)	15 perc				
		4. steril desztillált víz	3× öblítés				
	szárexplantátum, táptalaj fertőtlenítésével	1. csapvíz	10 perc	1. autokláv	n. a.	n. a.	n. a.
		2. hipó (1%) + Tween® 20 (2 csepp/100 ml)	15 perc	2. sztreptomycin			
	anyanövény	1. öntözésmentes nevelés	1 vagy 2 hónap	autokláv	n. a.	n. a.	n. a.
		2. hónaljügyek: hipó (1%) + Tween® 20 (2 csepp/100 ml)	15 perc				
Ahmad et al. (2008)	n. a.	n. a.	n. a.	autokláv	15 perc	121°C	n. a.
Mariani et al. (2011)	explantátum	1. folyóvíz	1 óra	autokláv	15 perc	121°C	103 kPa (~1,05 kg/cm²)
		2. propineb fungicid (70%)	30 perc				
		3. szárítás szűrőpapíron	n. a.				
		4. lamináris boxban: alkohol (70%)	2 perc				
		5. steril desztillált víz	1× öblítés				
		6. gyökér felőli vég: hipó (50%) + Tween® 20 (2 csepp); hajtás felőli vég: hipó (20%) + Tween® 20 (2 csepp)	10 perc				
		7. steril desztillált víz	3× öblítés				
		8. szárítás sterilizált szűrőpapíron	n. a.				
Fang & Hsu (2012)	anyanövény	fungicid (Ridomil MZ, Mancozeb)	1 hét (explantátumok leválasztása előtt)	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.
	explantátum	1. etanol (70%)	1 perc	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.
		2. hipó (1%)	20 perc				
		3. steril víz	3× öblítés				
Fang et al. (2013)	anyanövény	1. öntözésmentes nevelés	2 hét	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.
		2. fungicid (Ridomil MZ, Mancozeb)	2×				
	explantátum	1. etanol (70%)	1 perc	autokláv	15 perc	121°C	1,2 kg/cm²
		2. hipó (1%) + Tween® 20	20 perc				
		3. steril desztillált víz	3× öblítés				

Forrás	Növényanyag fertőtlenítése			Táptalaj fertőtlenítése			
	Növényi rész	Fertőtlenítő anyag	Időtartam / ismétlés	Eszköz	Időtartam	Hőmérséklet	Nyomás
Abass et al. (2016)	explantátum	1. folyóvíz + Tween® 20	1 óra	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.
		2. fungicid (Moncut)	30 perc				
		3. Savlon®	10 perc				
		4. alkohol (70%)	2 perc				
		5. higany-klorid (0,3%)	15 perc				
		6. hipó (5,25%)	15 perc				
		7. steril desztillált víz	3× öblítés				
Barakat & Gaber (2018)	anyanövény	idős levelek eltávolítása, mosás	n. a.	autokláv	20 perc	121 °C	n. a.
	hajtás	1. víz + folyékony szappan	30 perc				
		2. folyó víz	90 perc				
		3. etanol (70%)	15 mp				
		4. desztillált víz	2× öblítés				
	egynóduszos szárdarab	1. higany-klorid (0,1%) + Tween® 20	15 perc				
		2. hipó (30%)	15 perc				
		3. desztillált víz	4× öblítés				
	akklimatizáció előtt	1. folyó víz	n. a.				
		2. fungicid	25 mp				
Kaviani et al. (2019)	hajtás	folyó csapvíz	10 perc	autokláv	20 perc	121 °C	102 kPa (~1,04 kg/cm ²)
	csúcsrügy	1. hipó (10%) + Tween® 20 (1-2 csepp/100 ml)	10 perc				
		2. desztillált víz	10 perc				
		3. aszkorbinsav (0,1 g/l)	30 perc				
		4. etanol (70%)	6-7 mp				
		5. hipó (5%, 10%, 15%)	10-10-10 perc				
		6. desztillált, autoklávozott víz	3× öblítés				
Aldeen & El-Aal (2021)	n. a.	n. a.	n. a.	autokláv	20 perc	121 °C	1,1 kg/cm ²
El-Gedawey & Hussein (2022)	hajtás (4-5 cm)	1. folyó csapvíz	90 perc	autokláv	20 perc	121 °C	n. a.
		2. etanol (70%)	30 mp				
		3. desztillált víz	2× öblítés				
	nóduszdarab (1 cm)	1. higany-klorid (0,1%) + Tween® 20	2×5 perc				
		2. hipó (10%)	10 perc				
		3. steril desztillált víz	5× öblítés				
	akklimatizáció előtt	1. folyó víz	n. a.				
		2. fungicid	25 mp				

Jelmagyarázat: n. a. (nincs adat) – a forrás nem közölt információt az adott technológiai elemmel kapcsolatban

A növényanyag fertőtlenítése során a csapvizet öblítést hipós, fungicides vagy alkoholos, nedvesítőszerrel kiegészített fertőtlenítés követte, de több kísérlet is részletezi az anyanövények előkészítését is (öntözésmentes nevelés, fungicides kezelés, idős levelek eltávolítása). Az explantátumok steril desztillált vizes öblítésére volt szükség a vegyszer lemosásához.

A táptalaj fertőtlenítése autoklávvval, egy esetben antibiotikummal kiegészítve történt. A 15-20 perces kezeléseket 121 °C és 1,04-1,2 kg/cm² nyomás alatt végezték (17. táblázat).



25. ábra: A kutatások során a növényanyag fertőtlenítésére használt szerek, anyagok és módszerek *Aglaonema* mikroszaporításakor

A 25. ábra az *Aglaonema* nemzetség mikroszaporítását vizsgáló tudományos cikkekben említett szereket, anyagokat és módszereket mutatja be, amelyeket a növényanyag fertőtlenítése során használtak. Az adatok itt is az előfordulásra vonatkoznak, mennyiségi és koncentrációra vonatkozó információkat nem ábrázolnak.

A legtöbbször említett anyagok a hipó és a desztillált víz voltak. A részletes leírások összesen 11-féle szert és módszert említene az anyanövények és/vagy az explantátumok fertőtlenítésére (25. ábra).

6.2.4. Fizikai körülmények az indító szakasztól a gyökeresedésig

18. táblázat: *Aglaonema* – Fizikai körülmények az indító szakasztól a gyökeresedésig

Forrás	Indító szakasz			Indító szakasz után		
	Fotoperiódus	Fényintenzitás	Hőmérséklet / relatív páratartalom	Fotoperiódus	Fényintenzitás	Hőmérséklet / relatív páratartalom
Chen & Yeh (2007)	12 óra	45 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$	25±2°C	gyökeresítés: 12 óra	gyökeresítés: 130 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$	25±2°C 80-90% RP
Ahmad et al. (2008)	16 óra	40-60 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.
Mariani et al. (2011)	folyamatos megvilágítás	30 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$	25°C	folyamatos megvilágítás	30 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$	25°C
Fang & Hsu (2012)	16 óra	n. a.	25±2°C	n. a.	n. a.	n. a.
Fang et al. (2013)	16 óra vagy teljes sötétség	35 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$	25±2°C	16 óra	35 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$	25±2°C
			75% RP			75% RP
Abass et al. (2016)	16 óra	2000 lux (~25 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$)	25±2°C	16 óra	2000 lux (~25 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$)	25±2°C
Barakat & Gaber (2018)	16 óra	2880 lux / 40 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$	25±1°C	16 óra	2880 lux / 40 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$	25±1°C
Kaviani et al. (2019)	n. a.	50 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$	24±1°C	16 óra	50 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$	24±1°C
						75-80% RP
Aldeen & El-Aal (2021)	16 óra	1500 lux (~18 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$)	25±2°C	n. a.	n. a.	n. a.
El-Gedawey & Hussein (2022)	16 óra	2880 lux / 40 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$	25±1°C	16 óra	2880 lux / 40 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$	25±1°C

Jelmagyarázat: n. a. (nincs adat) – a forrás nem közölt információt az adott technológiai elemmel kapcsolatban

Yeh et al. (2007) nem ismertetik a szaporítás során jellemző fizikai körülményeket.

Az indító szakaszt általában 16 órás fotoperiódus, 18-60 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ fényintenzitás és 24-25°C jellemezte.

Néhány kivételtől eltekintve a további szakaszokban is 16 órás fotoperiódust alkalmaztak, 25-130 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ intenzitású megvilágítást és továbbra is 24-25°C hőmérsékletet. 3 forrás leírja a relatív páratartalmat is, amely 75-90% közötti értékre volt beállítva (18. táblázat).

6.2.5. Akklimatizáció

19. táblázat: *Aglaonema* – Akklimatizáció

Forrás	Közeg	Edény	Időtartam	Megvilágítás	Hőmérséklet / relatív páratartalom	Ápolás	Túlélési arány
Yeh et al. (2007)	talaj nélküli közeg	n. a.	70 nap növénynevelő kamrában	16 óra/nap	25±1°C	n. a.	100%
			90 nap árnyékolt növényházban	80/130/200 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$			
Ahmad et al. (2008)	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	100%
Mariani et al. (2011)	1 hónapig tőzegmoha	cserép (10×10 cm), 1 hónapig lyuggatott műanyag fedéssel	2 hónap	n. a.	27°C nappal, 18°C éjjel	n. a.	100%
	1 hónapig talaj						
Fang et al. (2013)	n. a.	n. a.	n. a.	„növényházi körülmények”	„növényházi körülmények”	tápladozás nélkül	92,5%
Abass et al. (2016)	tőzegmoha	műanyag cserép (9×7 cm), 6 hétig polietilén fedéssel	8 hét	n. a.	25°C	n. a.	80%
	tőzegmoha-perlit (1:1)						100%
	tőzegmoha-perlit-vermikulit (1:1:1)						100%
	tőzegmoha-perlit-vermikulit- homok (1:1:1:1)						100%
	tőzegmoha-vermikulit (1:1)						100%
	tőzegmoha-homok (1:1)						80%
	tőzegmoha-vermikulit-homok (1:1:1)						70%
Barakat & Gaber (2018)	tőzegmoha-perlit-homok (0/1/2/4 : 0/1/2 : 1)	műanyag cserép (10 cm), 10 napig zárt műanyag zacskóban, 10 nap után perforálva, 4 hét után eltávolítva	4 hét	n. a.	27±1°C	4 hét után: öntözés igény szerint, tápladozás hetente (NPK 20:20:20)	100%, ha a tőzeg- moha- perlit- homok arány: 1:1:1 2:1:1 4:1:1 2:2:1 4:2:1
Kaviani et al. (2019)	tőzegmoha-perlit-kókuszrost (1:1:1)	műanyag cserép	n. a.	4000 lux (~50 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$)	27±1°C 80% RP	n. a.	95%
Aldeen & El-Aal (2021)	n. a.	cserép	n. a.	n. a.	n. a.	n. a.	100%
El-Gedawey & Hussein (2022)	tőzegmoha-perlit-homok (2:1:1)	műanyag cserép (10 cm)	10 hét	„növényházi körülmények”	„növényházi körülmények”	n. a.	100%

Jelmagyarázat: n. a. (nincs adat) – a forrás nem közölt információt az adott technológiai elemmel kapcsolatban

Az akklimatizáció körülményeiről és annak sikerességi arányáról nem közöl információt Chen és Yeh (2007), valamint Fang és Hsu (2012).

A közeg legtöbbször tőzegmoha alapú volt, perlitel vagy homokkal lazítva, mindig műanyag cserépben. Az akklimatizációra kijelölt időszak 4 hét és 160 nap között változott. A megvilágításról, a relatív páratartalomról és a növényápolási teendőkről kevés forrás közöl konkrét információt. A hőmérsékleti értékek éjjeli 18°C és nappali

27°C között voltak. A növények szinte mindig 100%-os arányban túléltek a szaporítási folyamatokat, a legalacsonyabb arány 70% volt, Abass et al. (2016) közegek szerinti összehasonlításában, ahol tőzegmoha-vermikulit-homok 1:1:1 arányú keverékében akklimatizálódtak a növények (19. táblázat).

6.2.6. Speciális kérdések, problémák

Fertőtlenítéssel, fertőzésekkel kapcsolatos problémák, nehézségek, megfigyelések

Chen és Yeh (2007) a két hét után látható fertőzöttséget mutató és barnuló explantátumokat megsemmisítették. Bár a sztreptomocinok kezelése csökkentették a fertőzéseket, de magasabb koncentrációk barnulást okoztak. Az explantátumok antibiotikummal való kezelése hatékonyabbnak bizonyult a fertőzések megelőzésében, mint a táptalaj kezelése, de a hatás mindenképpen csak átmeneti volt. Azt is megfigyelték, hogy az anyanövények 2 hónapig öntözés nélküli nevelése jelentősen, 6,7%-ra csökkentette az explantátumok fertőzöttségét. Ezt annak tulajdonították, hogy a szárazabb szövetek felszívóképessége növekedett, amely a hipóoidot hatását javíthatta. Az öntöztetés megvonása nem okozott barnulást az *A. 'White Tip'* fajtánál (Chen & Yeh, 2007).

Fang és Hsu (2012) 6 *Aglaonema* fajta 181 fertőzött szárnódusából 13 különböző baktériumot azonosítottak. A baktériumok nagyrészt a talajból és a vízből kerültek a növényekre, és nem mindegyik baktérium mutatkozott meg rögtön a kultúraindításkor. A 3 leggyakrabban kimutatott baktérium a kísérlet során a *Pseudomonas aeruginosa*, az *Ochrobactrum intermedium* és a *Bacillus* sp. volt. Mindegyik vizsgált fajta egynél több baktériummal volt fertőzött (Fang & Hsu, 2012). A kultúraindítás során antibiotikummal kezelt explantátumok 2 hónap után 0,013%-os fertőzöttséget mutattak Fang et al. (2013) vizsgálatai során.

Növekedésszabályozókkal kapcsolatos kérdések, megfigyelések

Yeh et al. (2007) megállapították, hogy a gibberellinsav virágindukciót eredményez *A. 'White Tip'* és *A. 'Emerald Beauty'* fajtáknál.

Chen és Yeh (2007) vizsgálatai során a TDZ magasabb koncentrációban rozettafejlés eredményezett, kis, meghajló levelekkel. A citokininre adott reakciót fajtára jellemzőnek látták. Mariani et al. (2011) azt figyelték meg, hogy a TDZ kalluszindukciót okoz az *Aglaonema* növényeknél, amely elkerülhető BA alkalmazásával. Ugyanakkor Aldeen és El-Aal (2021) szerint a TDZ a legtöbb növekedési paraméter vizsgálatakor pozitív hatásúnak bizonyult. Fang et al. (2013) szerint a járulékos hajtások száma a mikroszaporított növényeknél nóduszonként jelentősen eltérhet, a rügyön található merisztémasejteknél köszönhetően. Feltételezhetően az explantátumok eredendő auxintartalmának köszönhetően IVS-mentes közegben is lezajlott a gyökeresedés (Fang et al., 2013).

Abass et al. (2016) azt figyelték meg, hogy az explantátumoként fejlődő hajtások száma nőtt magasabb BA-koncentrációnál, de a hajtásonként fejlődő levelek számát jelentősen csökkentette a kontrollnövényekhez képest, az IES pedig hátráltatta a hajtásindukciót BA-nel kombinálva. A BA és a NES szinergista hatását figyelték meg a hajtásindukció során, az apikális dominanciának köszönhetően; a gyökérindukcióra pedig az összes vizsgált auxin pozitívan hatott a gyökerek számát és hosszát tekintve (Abass et al., 2016; El-Gedawey & Hussein, 2022). Barakat és Gaber (2018) az IVS kombinált alkalmazását NES-val hatékonyabbnak állapította meg a gyökeresedési szakaszban, mint ezen növekedésszabályozók önálló használatát. Kaviani et al. (2019) szerint a NES akadályozta a hajtásszaporítást az *A. widuri* fajtánál, hormonmentes táptalajon pedig nem történt gyökeresedés.

Egyéb kérdések, megfigyelések

Yeh et al. (2007) kutatásai alapján a $2n = 40$ kromoszómaszámtól eltérő vizsgált *Aglaonema* fajták nem hoztak virágot és termést.

Bioreaktorban (TIS) az MS $\frac{1}{2}$ erősségű táptalaj is erőteljesebb növekedést idézett elő, mint az MS táptalaj félszilárd közegként. 80, 130 és 200 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ közül a 130 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ fényintenzitás eredményezte a legerőteljesebb növekedést a szárazanyagtömeg szerint (Yeh et al., 2007).

Mariani et al. (2011) 10 hét alatt 2 hónaljajtásból 1000 A. 'Cochin'-ajtást szaporítottak az ismertetett eljárással. Az 5. szubkultúra során tapasztalták a legmagasabb szaporítási rátát (18,67), szintén 10 hét után. Fang et al. (2013) a leghatékonyabbnak bizonyult kezelésekkel 11 hónap *in vitro* tenyésztés során 67 ajtást, 13 hónap *in vitro* és *ex vitro* tenyésztés során 54 gyökeres ajtást szaporítottak egy A. 'Lady Valentine'-nóduszból.

Az *ex vitro* gyökeresedés is megfelelő, ezáltal csökkenthető az idő és költség az *in vitro* technológiákhoz képest (Chen & Yeh, 2007; Fang et al., 2013). Az *A. simplex* egy vízi faj, amely nem igényel akklimatizációt, mert a járulékos gyökök a szaporítás során nagy számban fejlődnek (Ahmad et al., 2008). Az akklimatizáció során vizsgált közegek nem befolyásolták a ajtások számát, de a tőzegmoha-perlit (1:1) keverék eredményezte a ajtásonként fejlődő legtöbb levelet és a legmagasabb *A. commutatum* növényeket (Abass et al., 2016). Barakat és Gaber (2018) szerint az akklimatizáció során a túlélési arányt viszont jelentősen befolyásolta a közeg összetétele. A tőzegmoha-perlit 2:1 arányú keveréke bizonyult a legbiztonságosabbnak, és a tőzegmoha jelenléte a közegben pozitívan befolyásolja az *A. commutatum* növények fejlődését (Barakat & Gaber, 2018).

7. KÖVETKEZTETÉSEK

Az elemzett forrásokból megállapítható, hogy a *Dieffenbachia* és az *Aglaonema* nemzetség szaporítási módszerei közül a vegetatív növényi részekből indíthatók és szaporíthatók sikeresen kultúrák, a generatív részek nem bizonyultak alkalmasak mikroszaporításra sem. Az egyrügyes nóduszkultúra a legnépszerűbb *in vitro* szaporításmód mindkét növényfaj esetében. Erre az eredményre jutottak Elsheikh et al. (2013) is, összefoglalójukban a *Dieffenbachia* mikroszaporításához használt explantátumok típusait, a táptalajokat és a szaporítási módszereket hasonlították össze.

Indirekt organogenezist csak *Dieffenbachia*-nál vizsgáltak, de ez nem jelenti azt, hogy az *Aglaonema* nemzetségnél kizárt ezen technológiák eredményessége. Azonban fontos megemlíteni, hogy a *Dieffenbachia* fajták eltérő képességűek ebben a tekintetben, Shen et al. (2008) szerint az explantátumok típusa is meghatározó. Az anyanövények eredete nincs befolyással a túlélési arányra, a növényházi és *in vitro* szaporított anyanövényekről származó explantátumok egyaránt sikeresen továbbszaporíthatók. Egészségi állapotuk és az explantátumok előkészítése azonban mérvadó a kultúraindítás sikeressége szempontjából. Zahara és Win (2020) összefoglalójukban rámutattak, hogy az aseptikus kultúrák fenntartása még nem kidolgozott.

Az anyanövények és/vagy explantátumok előkészítésével kapcsolatban minden szerző részletezi a fertőtlenítés lépéseit. A fizikai szennyeződések eltávolítására általánosan megfelel a folyó csapvíz, a vegyszerek fitotoxicitásának kiküszöbölésére pedig a desztillált vizes öblítés. Az alkalmazott fertőtlenítő vegyszerek hatékonysága a patogének ellen megfelelő, amelyet elősegítenek a piacon elérhető különböző tapadásfokozó szerek is. Leggyakrabban a hipó különböző töménységű vizes oldata szerepel a forrásokban, amely annak

köszönhető, hogy könnyen beszerezhető, gazdaságos és hatékony. Sokszor többféle vegyszer egymás utáni alkalmazásával igyekeznek csökkenteni az endogén kórokozók miatti kockázatot. Az antibiotikus kezelés hatékonynak bizonyult (Fang & Hsu, 2012), de nem hozott tartós eredményt (Chen & Yeh, 2007). Az anyanövényektől megvont átmeneti öntözés ugyanakkor egy olyan módszer, amely nagyobb figyelmet érdemelne a patogénmentesítés fejlesztéséhez. A táptalaj fertőtlenítési protokollja jól kidolgozott módszereken alapul (autokláv, 121°C hőmérséklet, 1,1-1,5 kg/cm² nyomás), azonban a növényeket az akklimatizáció előtt kevés kísérletben fertőtlenítették. Ez nem is tűnik indokoltnak, a túlélési arány enélkül is megfelelő. A fertőtlenítési eljárások egyes lépéseinek ideje nehezen kiértékelhető az adatok minőségbeli eltérése miatt, hiszen nem mindig időegység szerinti a leírások, sokszor csak a lépések ismétlődésének száma szerepel a cikkekben.

A MS táptalaj vagy a MS ½ táptalaj alkalmasak a mikroszaporítás minden szakaszában arra, hogy megfelelő alapközeget biztosítsanak a növények fejlődéséhez. Elsheikh et al. (2013) is ugyanezt állapították meg. Az agar és egyéb zselésítő anyagok természetesen fontosak a táptalaj megfelelő állagának eléréséhez. Mindkét nemzetségnél a közeg pH-ját 5,7-5,8 körüli értékre állították be, amely 0,2-0,7-tel alacsonyabb érték a kifejlett növények számára megfelelő kémhatásnál. Ez részben a kórokozók kedvezőtlenebb feltételek megteremtésére való törekvésnek tulajdonítható. Az edények típusa, mérete és a bennük elhelyezett táptalaj mennyisége változékonyságot mutat, amely összefügghet az adott kísérlet során rendelkezésre álló eszközökkel, valamint az explantátumok méretével is.

Kevés kutatás tér el a természetesnél hosszabb, 16 órás fotoperiódustól, így a teljes sötétség vagy éppen a folyamatos megvilágítás nem megfelelően vizsgált tényezők a technológiák összehasonlításánál. A relatív páratartalomnak nem sokan tulajdonítanak jelentőséget, pedig a túl alacsony értékek hátráltathatják a növények fejlődését. Valószínűleg a legtöbb kutatás során teljesen alapértelmezett körülményként kezelik a levegő relatív páratartalmának szabályozását. Érdekes lenne a fizikai körülmények befolyását továbbvizsgálni az *in vitro* szaporítás egyes szakaszaiban, például a fényintenzitás, a fotoperiódus vagy éppen a hőmérséklet szabályozásával.

Növényi hormonok hatásait a különböző szakaszokban számos cikk ismerteti, Zahara és Win (2020) összefoglalója erre fókuszál *Aglaonema* taxonok kutatásait elemezve. Nem minden szerző ismerteti a különböző koncentrációk mérhető hatásait a mikroszaporítás egyes szakaszaiban. Amennyiben közölnek konkrét eredményeket, a hatékonyságot mérő adatok (regenerálódó növényi részek száma, átlagos hossza stb.) gyakran nem összehasonlíthatók egymással a különböző cikkeket elemezve, mert nem egységes tulajdonságokat mutatnak be. Az indító táptalajhoz adott NES, a citokininek közül a BA és a TDZ a legnépszerűbbek, amely köszönhető hozzáférhetőségének és más növénykultúrák *in vitro* szaporítása során tapasztalt előnyeinek. A felszaporítási és a gyökeresedési szakaszban vizsgált auxin- és citokininforrások eltérő eredményekkel szolgálnak a két növényfajta esetében egymással összehasonlítva. Míg a *Dieffenbachia* növények a felszaporítási szakaszban az IES alkalmazásával hoztak jobb fejlődési eredményeket, az *Aglaonema* esetén a NES volt a kizárólagos vagy eredményesebb auxinforrás. A *Dieffenbachia* sokkal jobban reagál a 2iP-re a citokininforrások közül, míg az *Aglaonema* a BA alkalmazása mellett fejlődött a legjobban. Kalluszindukciót csak *Dieffenbachia* fajták mikroszaporításánál vizsgáltak, 2,4-D és TDZ kombinációja vált be leginkább az eredmények alapján. A gyökeresedési szakaszban a *Dieffenbachia* gyökerei NES hatására, az *Aglaonema* gyökerei IVS hatására fejlődtek jobban. A *Dieffenbachia* mikroszaporítási technológiáinak vizsgálata során nem volt példa az auxinok kombinálásra

a gyökeresedés megfigyelése érdekében, pedig az *Aglaonoma* példáján jól látszik, hogy több auxinforrás (pl. IES és NES) együttesen jobb hatást érhet el, mint önállóan. Ez megállapítható a felszaporítás során vizsgált citokininforrások esetében is, ahol az *Aglaonemák* a BA és TDZ együttes használatára jobban reagáltak, mint csak TDZ-nál. Ezt azonban erősen befolyásolhatja a tény, hogy a BA önmagában is kiemelkedően jó hatásúnak bizonyult ennél a növényfajnál, és kevésbé tulajdonítható a hatás a TDZ-nak, melynek túlzott koncentrációja Chen és Yeh (2007) szerint az elongációt gátolja. A gibberellinsav Fang et al. (2013) szerint nem járul hozzá az *in vitro* szaporítás eredményességéhez, amely nem meglepő a vegetatív növényi részek szöveteiből indított kultúráknál. A citokinin és auxinok szinergista hatását, valamint koncentrációik arányát érdemes mindig figyelembe venni, az explantátumok eredendő növényi hormon tartalma szintén nem elhanyagolható. Az *Aglaonema* fajok és fajták *in vitro* szaporítástechnológiát bemutató több cikk is rávilágít a szinergista tulajdonságra, igazolva, hogy bizonyos szempontokból (pl. hajtások vagy gyökök száma, átlagos hossza) hatékonyabb a különböző típusú növekedésszabályozók együttes alkalmazása. Az elongációs szakaszt külön csak néhány, *Aglaonema* mikroszaporítását vizsgáló szerző mutatja be. Az eredmények arra engednek következtetni, hogy auxin- és citokininforrások együttes alkalmazása citokinin-túlsúlyos arányban támogatja legjobban az elongációs és a felszaporítási szakaszokat. A fajtafüggő eredmények miatt pontatlanabb következtetések vonhatók le, de mindkét növényfajra jellemző a jó gyökeresedés, amely auxinokkal jelentősen fokozható. A *Dieffenbachia* mikroszaporítási technológiát bemutató kísérletek során a növényi hormonok közül kizárólag auxinforrásokat, *Aglaonemánál* Kaviani et al. (2019) citokininforrást is adott a táptalajhoz. Nem állítható meg, hogy a BA jelentősen befolyásolta volna a gyökeresedési szakasz végeredményét. Az *ex vitro* gyökeresítés csökkentheti a mikroszaporítás költségeit, erre Elsheikh et al. (2013) is rámutattak. Az akklimatizáció folyamatát értelemszerűen egyszer sem jellemezte növényi hormon használata, a cél ugyanis a növények edzése az *in vitro* utáni természetes körülményekhez.

Az akklimatizáció során választott ültetőközegek közül a vermikulittal, perlittel vagy homokkal kevert tőzeg a legalkalmasabb, azonban nem előnyös, ha a közeg túlzottan laza szerkezetű. A *Dieffenbachia* növényeket inkább sejtálcába, az *Aglaonemákat* műanyag cserepekbe ültették. Az edények kiválasztása ebben az esetben is részben a rendelkezésre álló eszközöktől függhet. Az akklimatizáció időtartamáról kevés szerző számol be, és csak ritkán említik a növényápolási elemeket, úgymint öntözés és tápoldatozás. A túlélési arány majdnem minden kísérlet során 100%-os eredményt hozott, tehát megállapítható, hogy a *Dieffenbachia* és *Aglaonema* nemzetségek alkalmasak *in vitro* szaporításra.

Kevés kutatás foglalkozik fajtaelőállítási törekvésekkel (Shen et al., 2007a; Henny et al., 2009), ez egy több figyelmet érdemlő terület lenne, hiszen a genetikai stabilitás ellenére indirekt organogenezissel indukált szomaklonális variabilitás ezt is lehetővé teszi (Elsheikh et al., 2013). További kutatási lehetőségek közé tartozik az *in vitro* szaporítás során adódó költségek összehasonlítása az egyes módszerek szerint, a szaporítási ráta, illetve az elongációs szakasz vizsgálata. A szakdolgozatban elemezni kívánt adatok nem mindig álltak rendelkezésre, amely az eredmények különböző mértékű torzítását okozhatták. A *Dieffenbachia* taxonok *in vitro* szaporítástechnológiáit leíró szakirodalmak általánosságban régebbre nyúlnak vissza, az *Aglaonema* taxonokkal kapcsolatos legújabb eredmények ugyanakkor frissebbek, de mindkét növényfaj *in vitro* szaporítási technológiái rejtenek fejlődési potenciált.

8. ÖSSZEFOGLALÁS

A *Dieffenbachia* és az *Aglaonema* növénynemzetségek *in vitro* szaporítástechnológiái közül kiemelkedik a náduszkultúrából indított szaporítás. A fajta és a kiindulási növényi részek meghatározóak, ahogy az anyanövények és az explantátumok egészségi állapota és fertőtlenítése is jelentősen befolyásolja a szaporítás sikerességét. Indirekt organogenezist csak *Dieffenbachia* fajok és fajták szaporításához alkalmaztak, az *Aglaonema* nemzetségről nem találhatók ilyen jellegű kutatások.

A táptalajra irányuló vizsgálatok a növekedésszabályozók vagy antibiotikumok hatásaira fókuszálnak. Bár az auxinok és citokininek szinergista hatásait több szerző is leírja, az azonos típusú növényi hormonok kombinációi csak néhány forrásban jelennek meg.

Az explantátumok és az indító táptalaj fertőtlenítése nem mutat negatív hatást a növények fejlődésére, fitotoxicitás szempontjából nem születtek aggasztó eredmények. A fertőzést mutató egyedek kisselektálása a szaporítási folyamat során kiemelt fontosságú.

Az egyes szakaszok fizikai körülményeire kevés kutatás irányul, a fény- és hőmérsékleti viszonyok egy-egy faj vagy fajta esetén adottak, inkább információs jelleggel bírnak. Megfigyelhető az *in vitro* szaporítási technológiák ezirányú kidolgozottsága és a kutatások egymásra alapulása is.

Az akklimatizáció körülményeit csak az ültetőközégek szempontjából vizsgálta egy-egy kutatás, az edzés időtartamáról és az ápolási munkákról (öntözés, tápoldatozás) kevés információt közöltek. Az általában 100%-os túlélési arányból is megállapítható, hogy a *Dieffenbachia* és *Aglaonema* nemzetségek alkalmasak *in vitro* szaporításra.

9. IRODALOMJEGYZÉK

1. Abass, M. M., El-Shamy, H. A., Dawh, A. K., Sayed, S. S. 2016. *In vitro* micropropagation of *Aglaonema commutatum* SCHOTT. Zagazig Journal of Horticultural Science. 43(2):363-376.
2. Ahmad, A. B., Ling, M. N., San, C. T. 2008. Plant regeneration technique from rhizome explants of *Aglaonema simplex*. Journal of Sustainability Science and Management. 3(2):52-57.
3. Aldeen, A. M. T., El-Aal, M. S. 2021. Enhancement of *Aglaonema commutatum* propagation using thidiazuron and naphthalene acetic acid *in vitro*. London Journal of Medical and Health Research. 21(1):7-14.
4. Barakat, A. A., Gaber, M. K. 2018. Micropropagation and *ex vitro* acclimatization of *Aglaonema* plants. Middle East Journal of Applied Sciences. 8(4):1425-1436.
5. Chen, W. L., Yeh D. M. 2007. Elimination of *in vitro* contamination, shoot multiplication, and *ex vitro* rooting of *Aglaonema*. HortScience 42(3):629-632.
6. Croat, T. B. 2019. Araceae, a family with great potential. Annals of the Missouri Botanical Garden. 104(1):3-9.
7. Dudits D., Heszky L. 2014. Növényi biotechnológia és géntechnológia. Agroinform Kiadó. Budapest.
8. El-Gedawey, H. I. M., Hussein, S. E. 2022. Micropropagation of *Aglaonema* 'Lady Valentine' by axillary shoots explants. Egyptian Academic Journal of Biological Sciences (Botany). 13(2):129-142.
9. El-Mahrouk, M. E., Dewir, Y. H., Singh, N. 2007. Indirect shoot organogenesis and plantlets regeneration from stem of ornamental *Dieffenbachia maculata* cv. Marianna. Acta Biologica Szegediensis. 51(2):113-116.
10. El-Mahrouk, M. E., El-Tarawy, M. A., Menesi, F. A., Metwally, A. I. 2006. Micropropagation of *Dieffenbachia* plants from a single stem-nodes. International Journal of Botany. 2(3):324-328.
11. Elsheikh, A. M., Khalafalla, M. M. 2010. *In vitro* shoot micropropagation and plant establishment of an ornamental plant dumb cane (*Dieffenbachia compacta*). International Journal of Current Research. 6:27-32.
12. Elsheikh, A. M., Daffalla, H. M., Khalfala, M.M. 2013. *In vitro* micropropagation of the ornamental plant *Dieffenbachia* – A review. Universal Journal of Plant Science. 1(3):91-99.
13. Fang, J-Y., Hsu, Y-R. 2012. Molecular identification and antibiotic control of endophytic bacterial contaminants from micropropagated *Aglaonema* cultures. Plant Cell, Tissue and Culture. 110:53-62.
14. Fang, J-Y., Hsu, Y-R., Chen, F-C. 2013. Development of an efficient micropropagation procedure for *Aglaonema* 'Lady Valentine' through adventitious shoot induction and proliferation. Plant Biotechnology. 30:423-431.
15. Hamrick, D. (szerk.). 2003. Ball Redbook – Crop Production (2. kötet, 17. kiadás). Ball Publishing. Batavia, Illinois. p. 209, 351.
16. Hassan, H. M. S., Abdallah, S. A. S. 2015. *In vitro* micro-propagation of *Cordyline* and *Dieffenbachia* plants. Hortscience Journal of Suez Canal University. 4(1):17-24.

17. Henny, R. J., Goode, L., Ellis, W. 2000. Micropropagation of *Dieffenbachia*. In: Trigiano, R. N., Gray, D. J. (szerk.). Plant tissue culture concepts and laboratory exercises. CRC Press. Boca Raton, Florida. p. 97-102.
18. Henny, R. J., Holm, J. R., Chen, J., Scheiber, M. 2009. *In vitro* induction of tetraploids in *Dieffenbachia* × 'Star Bright M-1' by colchicine. HortScience. 44(3):646-650.
19. Internet1: <https://www.bakker.at/products/dieffenbachia-camilla?variant=39408325689421>
20. Internet2: <https://www.bakker.at/products/dieffenbachia-compacta?variant=31890848677965>
21. Internet3: <https://www.bakker.at/products/dieffenbachia-tropic-snow?variant=31891123994701>
22. Internet4: <https://www.bakker.at/products/aglaonema-silver-queen?variant=33151415156813>
23. Internet5: <https://www.bakker.at/products/aglaonema-maria>
24. Internet6: <https://www.thegardenstore.sg/Aglaonema-Pattaya-Beauty>
25. Jain, S. M., Ochatt, S. 2010. Protocols for *in vitro* propagation of ornamental plants. Springer Protocols, Humana Press. New York, NY.
26. Kaviani, B., Sedaghatthoor, S., Safari Motlagh, M. R., Rouhi, S. 2019. Influence of plant growth regulators (BA, TDZ, 2-iP and NAA) on micropropagation of *Aglaonema widuri*. Iranian Journal of Plant Physiology. 9(2):2709-2718.
27. Knauss, J. F. 1976. A tissue culture method for producing *Dieffenbachia picta* cv. Perfection free of fungi and bacteria. Florida State Horticultural Society. 89:293-296.
28. Mariani, T. S., Fitriani, A., da Silva, J. T., Wicaksono, A., Chia, T. F. 2011. Micropropagation of *Aglaonema* using axillary shoot explants. International Journal of Basic & Applied Sciences. 11(1):46-53.
29. Mayo, S. J., Bogner, J., Boyce, P. C. 1997. The genera of *Araceae*. Royal Botanic Gardens, Kew. London.
30. Peres, C. K., Lambrecht, R. W., Tavares, D. A., de Castro, W. A. C. 2018. Alien Express: The threat of aquarium e-commerce introducing invasive aquatic plants in Brazil. Perspectives of Ecology and Conservation. 16(4):221-227.
31. Pollock, M., Griffiths, M. 2005. Royal Horticultural Society – Illustrated Dictionary of Gardening. Dorling Kindersley (DK). London. p. 513.
32. Schmidt G., Boróczy M., Gerzson L., Hámori Z., Honfi P., Imre Cs., Jámborné B. E., Komiszár L., Turiné N. T., Neményi A., Szafián Zs., Szántó M., Szöriné A. Z., Tillyné M. A., Tóth I., Farkas Zs. 2002. Növényházi dísznövények termesztése. Mezőgazda Kiadó. Budapest.
33. Shen, X., Chen, J., Kane, M. E. 2007b. Indirect shoot organogenesis from leaves of *Dieffenbachia* cv. Camouflage. Plant Cell, Tissue and Organ Culture. 89:83-90.
34. Shen, X., Chen, J., Kane, M. E., Henny, R. J. 2007a. Assessment of somaclonal variation in *Dieffenbachia* plants regenerated through indirect shoot organogenesis. Plant Cell, Tissue and Organ Culture. 91:21-27.
35. Shen, X., Kane, M. E. 2008. Recent advances in the application of plant tissue culture in *Dieffenbachia*. International Journal of Plant Developmental Biology. 2(2):82-91.

36. Shen, X., Kane, M. E., Chen, J. 2008. Effects of genotype, explant source, and plant growth regulators on indirect shoot organogenesis in *Dieffenbachia* cultivars. *In Vitro Cellular & Developmental Biology - Plant*. 44:282-288.
37. Tillyné M. A., Honfi P., Boróczy M., Gerzson L., Hámori Z., Imre Cs., Jámborné B. E., Komiszár L., Lévai P., Neményi A., Schmidt G., Szafián Zs., Szántó M. 2016. Növényházi dísnövénytermesztés egyetemi jegyzet. Szent István Egyetem, Kertészettudományi Kar, Dísnövénytermesztési és Dendrológiai Tanszék. Budapest.
38. Udvardy L. 2008. A kertészeti növénytan növényismereti kompendiuma. BCE KTK és Mezőgazda Kiadó. Budapest. p. 36.
39. Yeh, D. M., Yang, W. J., Chang, F. C., Chung, M. C., Chen, W. L., Huang, H. W. 2007. Breeding and micropropagation of *Aglaonema*. *International Conference on Quality Management in Supply Chains of Ornamentals, ISHS Acta Horticulturae* 755. p. 93-98.
40. Zahara, M., Win, C. C. 2020. A review: The effect of plant growth regulators on micropropagation of *Aglaonema* sp. *Journal of Tropical Horticulture*. 3(2):96-10

NYILATKOZAT

a szakdolgozat nyilvános hozzáféréséről és eredetiségéről

A hallgató neve: Vörös Livia
A Hallgató Neptun kódja: VQMK4R
A dolgozat címe: Összefoglaló a *Dieffenbachia* és *Aglaonema* fajták *in vitro* szaporítástechnológiáiról
A megjelenés éve: 2023
A konzulens intézetének neve: Tájépítészeti, Településtervezési és Díszkertészeti Intézet
A konzulens tanszékének a neve: Dísznövénytermesztési és Dendrológiai Tanszék

Kijelentem, hogy az általam benyújtott szakdolgozat 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 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 mindenkori szellemitulajdon-kezelési szabályzatában megfogalmazottak érvényesek.

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

Kelt: Bécs, 2023. 10. 29.



Hallgató aláírása

NYILATKOZAT

Vörös Livia (hallgató Neptun azonosítója: VQMK4R) konzulenseként nyilatkozom arról, hogy a szakdolgozatot 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 javaslom¹.

A dolgozat állam- vagy szolgálati titkot tartalmaz: igen nem^{*2}

Kelt: Budapest, 2023. 10. 27.



Dr. Mosonyi István Dániel

¹ A megfelelő aláhúzendó.

² A megfelelő aláhúzendó.