

SZAKDOLGOZAT

Csukás Nikolett Edina

2024



Magyar Agrár- és Élettudományi Egyetem

Szent István Campus

Kertészettudományi Intézet

Kertészmérnök alapképzési szak

**AZ ÉKSZERORCHIDEÁK (*GOODYERA*, *MACODES*, *ANOECTOCHILUS*,
LUDISIA TAXONOK) MIKROSZAPORÍTÁSI TECHNOLOGIÁI**

Belső konzulens: Dr. Mosonyi István Dániel
egyetemi adjunktus,
laboratóriumvezető

**Belső konzulens
intézete/tanszéke:** Tájépítészeti, Településvezetési
és Díszkertészeti Intézet,
Dísznövénytermesztési és
Dendrológiai Tanszék

Készítette: Csukás Nikolett Edina

Gödöllő

2024

TARTALOMJEGYZÉK

1. BEVEZETÉS ÉS CÉLKITŰZÉSEK	2
2. FELHASZNÁLT RÖVIDÍTÉSEK	3
3. SZAKIRODALMI ÁTTEKINTÉS	3
3.1. Az <i>Orchidaceae</i> család bemutatása	3
3.1.1. <i>Orchidaceae</i> család rendszertana	4
3.1.2. <i>Orchidaceae</i> család morfológiai jellemzése.....	4
3.2. Ékszerorchideák jellemzése	6
3.2.1. Ékszerorchideák rendszertani besorolása	6
3.2.2. Ékszerorchideák környezeti igényei	6
3.2.3. Jelentősebb ékszerorchidea nemzetségek és fajok jellemzése.....	7
3.3. <i>In vitro</i> mikroszaporítás	10
3.4. Ékszerorchidea taxonok publikált <i>in vitro</i> szaporítástechnológiái	11
3.4.1. Gangaprasad et al. (2000) – <i>Anoectochilus sikkimensis</i> és <i>Anoectochilus regalis</i>	11
3.4.2. Ket et al. (2004) – <i>Anoectochilus formosanus</i>	12
3.4.3. Sherif et al. (2012) – <i>Anoectochilus elatus</i>	13
3.4.4. Zhang et al. (2015) – <i>Anoectochilus roxburghii</i>	14
3.4.5. Sherif et al. (2016) – <i>Anoectochilus elatus</i>	15
3.4.6. Sherif et al. (2017) – <i>Anoectochilus elatus</i>	17
3.4.7. Raja (2017) – <i>Anoectochilus elatus</i>	18
3.4.8. Poobathy et al. (2019) – <i>Ludisia discolor</i>	19
3.4.9. David et al. (2022) – <i>Macodes limii</i>	20
4. ANYAG ÉS MÓDSZER.....	22
5. EREDMÉNYEK.....	24
5.1. Szaporítási módszerek és növényanyag	24
5.2. Növényanyag és táptalaj fertőtlenítése a kultúrák indításakor	25
5.3. Táptalajok	27
5.4. Fizikai körülmények az indító szakasztól a gyökeresedésig	36
5.5. Akklimatizáció	37
5.6. Speciális kérdések, problémák	38
6. KÖVETKEZTETÉSEK	41
7. ÖSSZEFOGLALÁS	44
8. IRODALOMJEGYZÉK	45
9. ÁBRÁK ÉS TÁBLÁZATOK JEGYZÉKE	47

1. BEVEZETÉS ÉS CÉLKITŰZÉSEK

Az orchideák egykor a trópusi esőerdők egzotikus, szemet gyönyörködtető növényeiként váltak híressé. Virágaik változatos megjelenése (eltérő színük, alakjuk, méretük) és az emberek szépség és egzotikum iránti vonzalma egyes orchidea fajok termesztésbe vonását eredményezte (Incze, 1966). Napjainkra már nem csak a botanikus kertekben, növényházakban és magángyűjteményekben csodálhatjuk meg őket. Az *Orchideaceae* család egyes képviselőit számos kertészeti áruda, virágbolt és multinacionális vállalat forgalmazza akár cserepes-, akár vágottvirág formájában.

Orchideafélék egyik közös jellemzője, hogy magjaikban nincs tápszövet, természetes élőhelyükön gombák hifáival kialakított szimbiózissal képesek csak a csírázásra. Ezen tulajdonságuk következménye, hogy generatív szaporításuk körülményesebb és kihívásokkal teli. Vegetatív módszerekkel történő szaporításuk is lehetséges, azonban ez lassú folyamat és nagyon kis szaporulatot adnak, amely az egyre növekvő piaci igényekkel nem tudja tartani a lépést. Annak érdekében, hogy nagy tömegben, igényes árut állítsanak elő, steril mikroszaporítási technikát alkalmaznak.

A steril mikroszaporítást széles körben alkalmazzák a gyakorlatban és már az üzemi technológiák részévé vált. Előnye, hogy nem szezonális, nem kötött éghajlathoz és nagy mennyiségben lehetséges általa patogénmentes, egyöntetű szaporítóanyag előállítására. Ezt a laboratóriumban, megfelelő körülmények között előállított szaporítóanyagot könnyen lehet exportálni és importálni, akár légi úton is (Tillyné Mándy, 2005).

Szakdolgozatomban az orchideák egy kis csoportjával szeretnék foglalkozni, melyeket összefoglaló néven ékszerorchideáknak neveznek. Az ékszerorchideákról általánosságban elmondható, hogy hazánkban még nem örvendenek olyan nagy népszerűségnek, mint például a *Phalaenopsis*, *Cymbidium* vagy *Vanda* fajok, ezt a tényt bizonyítja az is, hogy nehézkes beszerezni őket, jelenleg 2-3 növényáruda forgalmazza csak őket elenyésző faj- és fajtaválasztékban. Célkitűzésem, hogy szakdolgozatommal népszerűsítsem az ékszerorchideákat, bemutassam a rájuk vonatkozó és fellelhető mikroszaporítási technológiák eredményeit és kidolgozott protokolljait, ezáltal egy átfogó képet adva a fajok *in vitro* mikroszaporításának módszereiről, befolyásoló tényezőiről és az egyes módszerek eredményességéről.

2. FELHASZNÁLT RÖVIDÍTÉSEK

2,4-D	2,4-diklór-fenoxi-ecetsav	L.	Ludisia
2-iP	2-izopentenil-adenin	M.	Macodes
A.	Anoectochilus	MS	Murashige és Skoog táptalaj
AC	aktív szén	NAA	1-naftil-ecetsav
B5	Gamborg táptalaj	Pic	picloram
BA	6-benzil-amino-purin	PRG	növekedésszabályozó anyagok
H3	Hyponex táptalaj	TDZ	thidiazuron
IAA	3-indolil-ecetsav	VW	Vacin és Went táptalaj
IBA	3-indolil-vaicsav	ZEA	zeatin
KC	Knudson táptalaj		
KIN, Kinetin	6-furfuril-amino-purin		

3. SZAKIRODALMI ÁTTEKINTÉS

3.1. Az *Orchidaceae* család bemutatása

Az *Orchidaceae* család (orchideafélék, kosborfélék) a zárvatermők (*Magnoliophyta*) törzsébe, azon belül pedig az egyszikűek (*Liliopsida*) osztályába és a spárgavirágúak (*Asparagales*) rendjébe tartozik. A család legközelebbi rokona feltehetően a liliomfélék alakköre (Molnár et al., 1995). Nevük eredete a latin 'orchis' (here) szóból származtatható. Az elnevezést először egy ókori görög filozófus, Theophrastus használta, Kr. e. a 3. században. Az elnevezés az egyes talajlakó orchideák földben lévő ikergumói és az emlősök hím ivarszervei közötti hasonlóságon alapul (Zdeněk, 2003).

A család korának megállapítása nem egyértelmű. A ma élő magvas növények családjai többségében 60-100 millió évesek, ezzel szemben a legkorábbi kosborfélék fosszilis leletei 15 millió évvel ezelőtről származnak, a miocén időszakból. Mindebből arra lehet következtetni, hogy az orchideák a „fiatal” növény családok közé tartoznak. A paleontológusok becslése szerint azonban a család kialakulása 26 és 110 millió év közöttre tehető, mert fajainak többsége olyan élőhelyen fordul elő, amik nem kedveznek a fosszilis maradványok fennmaradásának. Ilyen élőhely például a trópusi esőerdők lombkoronaszintje, ahol az éghajlati és környezeti adottságok a maradványok, lágy növényi részek gyors rothadását eredményezik (Molnár és Sramkó, 2011). Az *Orchidaceae* család elsődleges kialakulási központja a kutatók feltevései

alapján Malajzia lehetett, mert az ősi és „primitív” küllemi jegyeket viselő fajok itt találhatók meg a legnagyobb egyedszámban (Tillyné Mándy és Pendert, 2014). Orchideák az Antarktisz kivételével minden kontinensen jelen vannak és a legtöbb szigetszoportra is jellemző az elterjedésük (Phillips et al., 2020).

3.1.1. Orchidaceae család rendszertana

Az orchideafélék a virágos növények egyik legnagyobb fajszaú családját alkotják. Több, mint 700 nemzetséggel rendelkezik, ismert fajok száma pedig meghaladja a 26 ezret (Powó, 2024). Az összes, Föld felszínén élő orchideafaj pontos száma ismeretlen, sok a még felfedezetlen faj, illetve a véletlen kereszteződések újabb és újabb hibridek, „fajok” megjelenését eredményezik (Zdeněk, 2003).

Az Angiosperm Phylogeny Group 2003-ban publikált növényrendszertani osztályozása alapján az *Orchidaceae* család öt alcsaládra osztható: *Apostasioideae*, *Cypripedioideae*, *Vanilloideae*, *Orchidoideae* és *Epidendroideae*.

Apostasioideae alcsalád a legkisebb, mindössze 2 nemzetséggel és 16 fajjal rendelkezik, elterjedésük pedig Ázsia trópusi területeire korlátozódik. A *Cypripedioideae* alcsalád 5 nemzetségre és 169 fajra osztható fel. A trópusokon és a mérsékelt égövön is egyaránt elterjedtek. Két legnagyobb nemzetsége a *Cypripedium* és *Paphiopedilum*. *Vanilloideae* alcsalád 15 nemzetségének összesen 247 faja van, ide tartozik a gazdaságilag jelentős *Vanilla planifolia*. 535 nemzetségével és körülbelül 22 ezer fajával az *Epidendroideae* alcsalád a legnagyobb. Legnagyobb diverzitással Dél-Amerika és Ázsia nedves, trópusi területein fordulnak elő (Chase et al., 2017). Az *Orchidoideae* alcsaládba sorolható az európai kosborfélék többsége, illetve az ékszerorchideák is.

3.1.2. Orchidaceae család morfológiai jellemzése

Család fajai morfológiailag és életmódjuk tekintetében nagyon változatosak, egységesen alig jellemezhetők, azonban a virágok szerkezete, a magok képződése és azok csírázási módja közös tényező (Makara, 1982).

A talajlakó orchideák kevés, vastag, merev és hosszú gyökereket fejlesztenek, amelyek apró, barnás színű gyökérszőrökkel fedettek. Néhány, mérsékelt égövi talajlakó orchidea átteelő ikergumóval rendelkezik. Az epifita, fánlakó orchideák kevesebb száú vastag gyökeret, vagy pedig sok és vékony, szinte drótszerű gyökeret növeszt. Ezek a gyökerek elsősorban rögzítésre szolgálnak, de ugyanúgy képesek a vizet, légnedvességet, tápanyagot felvenni, csúcsuk fotoszintézist is végezhet (Tillyné Mándy, 2014; Makara, 1982). A gyökerek

felületét *velamen radice*s borítja, ami egy ezüstös-fehéres szivacsos réteg. Funkciója a gyökér védelme, illetve megköti a levegő nedvességtartalmát és a csapadékot (Schmidt, 2002).

Növekedésük szerint két fő típusra oszthatók. Az orchideák többsége szimpodiális növekedésű, rizómáik a talajon elfeksznek és tovakúsznak. Ezekből az elfekvő rizómákból fejlődnek a levelek és a fölfelé magasodó virágzat. A rizómák csúcsán algumót képezhetnek, amiből újabb rizómák fejlődnek az elvirágzás után. Szimpodiális növekedésűek például a szakdolgozatomban tárgyalt ékszerorchideák is (*Ludisia*, *Macodes*, *Anoectochilus*, *Goodyera*). A monopodiális növekedésű orchideákra jellemző, hogy függőlegesen nőnek és a levelek közötti ízközök nagyon rövidek. A virágkocsányok, az új hajtások és a vaskos légygökök is a levelek hónaljából fejlődnek (Pap, 1981). Monopodiális típusú például a *Phalaenopsis* és a *Vanda* nemzetségek fajtái.

Az orchideákra egyszikű levéltípus jellemző, gázcserenyílások a levelek fonáki részén találhatók (Eszéki, 2012). Általánosságban elmondható, hogy leveleik nem kifejezetten dekoratívak, általában szélük egyszerű, lemezük pedig osztatlan. Levél nélküli és redukálódott levelű szaprofiton fajok is előfordulnak. Színeik a zöld minden árnyalatát mutatják. Erezetük hosszanti árnyban párhuzamos, keresztirányú összekötésekkel (Tillyné Mándy, 2014).

Virágaik zigomorfak, azaz kétoldali szimmetriájúak, fejlődésük alatt 180 fokban megcsavarodnak. Virágok nagysága változatos, néhány milliméter átmérőtől egészen 45 cm-ig is terjedhet. Illatos és szagtalan fajok, fajták is előfordulnak (Pap, 1985). Virágtakarójuk két, egymástól különböző lepelkörből áll. Külső lepelkört három csészelevélszerű szirm alkotja, ezeket nevezzük *sepalum*-nak. A belső lepelkört három valódi szirmlevél alkotja, a két oldalsó szirmlevél a *petalum*, melyek többnyire egymás tükörképei (Makara, 1982). A középső levél mézajakká, *labellum*-má módosult és a megcsavarodás után alsó pozícióba kerül. A porzósár és a bibe összenőve egy bibeoszlopot alkot (*gynostemium* vagy *columna*). Magház alsó állású, mely három termőlevélből áll. A magházból oldalt nyíló háromrekeszű toktermés fejlődik. Termésben apró, endospermium nélküli magok fejlődnek, számuk 1000-tól akár 4 millióig is terjedhet (Podani, 2005). Endospermium hiánya miatt a magok csak nagyon rövid ideig csíráképesek (maximum fél évig) és természetes körülmények között csak szimbionta gombák segítségével képesek csírázni (Pap, 1985).

3.2. Ékszerorchideák jellemzése

3.2.1. Ékszerorchideák rendszertani besorolása

Az *Orchidoideae* alcsalád 200 nemzetsége és mindegy 3630 faja által a második legnagyobb alcsaládja az *Orchidaceae* családnak. Számos mérsékelt égövi régióban domináns, köztük Euráziában, Észak-Amerikában, Dél-Amerika déli részén, Dél-Afrikában és Ausztráliában. Fajai a trópusokon is előfordulnak, de ezeken a tájakon az *Epidendroideae* alcsalád fajainak hatalmas változatossága jellemzőbb. Alcsaládra jellemző, hogy tagjai szinte teljes egészében lágyszárú növényekből állnak és jellemzően egyetlen termékeny portokjuk van (Chase et al., 2017).

A *Cranichideae* nemzetségcsoport jelenleg 8 elfogadott alnemzetségcsoportotkörülbelül 90 nemzetséget és 1600 fajt foglal magában. Főként geofita, talajlakó orchideafajok tartoznak ide, melyek az Antarktisz kivételével minden kontinensen megtalálhatók (Figuerola, 2008). Nemzetségcsoporton belül a *Goodyerinae* alnemzetségcsoportba sorolhatók az ékszerorchideák.

3.2.2. Ékszerorchideák környezeti igényei

Orchideákat hőmérsékleti igényük szerint három csoportba lehet osztani: melegháziak, mérsékeltváziak és hidegháziak. Az ékszerorchideák a melegházi növények közé tartoznak, téli optimális hőmérsékletük 20-22 °C, a nyári pedig 24-28 °C vagy akár több. Melegházi orchideákra jellemző, hogy az egész év folyamán növekednek és az év bármely szakaszán virágba borulhatnak. Hazájukban nyugalmi időszakok gyakorlatilag nincsenek. Hazai éghajlati körülmények között tavasztól őszig erőteljes növekedés jellemző, mely a téli hónapokra lelassul. Virágzás időpontja gyakran az őszi-téli hónapokra esik (Tillyné Mándy, 2014). Mivel éjszaka is minimum 16-20 °C fokot igényelnek, ezért késő tavasszal és kora ősszel már fűtött körülményeket kell számukra biztosítani. Tényleges pihenési szakasz hiányában a kielégítő fejlődés érdekében a meleg mellett magas páratartalmat is igényelnek (Makara, 1982).

Üvegházi dísnövényeket fényigényük szerint három csoportba lehet sorolni. Vannak a nagy fényintenzitást tűrő, a közepes fényigényű és az alacsony fényigényű vagy árnyékot tűrő fajok. Ékszerorchideák természetes élőhelyükön erdők árnyékos talajszintjén élnek, ezért az alacsony fényigényű fajokhoz tartoznak. Fényigényük 1200 és 1600 lux között mozog. Szórt fény biztosítása szükséges a megfelelő fejlődéshez, azonban, ha túl sok fény éri a növényeket, levelük fakulni kezd. Általánosságban elmondható, hogy világos, de direkt napsugárzástól védett tartásmódot preferálják (Tillyné Mándy, 2014).

Az orchideák többsége 60-80%-os páratartalmat igényel, ez alól az ékszerorchideák sem képeznek kivételt. A páratartalom emelésének szakszerű módja, ha a növény környezetében növeljük a párolgó nedves felületeket. Növényházban ezt a padlózat öntözésével, szobai körülmények között pedig a növények alatti tálca nedvesítésével lehet kivitelezni. Célszerű a növényt agyaggolyós vagy kavicsos tálcára állítani, mert ezek az anyagok növelik a párasítófelületet. Figyelni kell arra, hogy a növény talaja mindig nyirkos legyen és célszerű más, magas páratartalmat igénylő növénnyel egy környezetbe helyezni (Makara, 1982). Magas páratartalom mellett fontos a megfelelő szellőztetés, hogy a gombás betegségek elkerülhetőek legyenek.

Ékszerorchideák igénylik, hogy közegük folyamatosan nyirkos legyen, azonban a pangóvízes állapotot kerülni kell. A *Ludisia* fajok kevésbé érzékenyek a túlóntözésre. Öntözésre csak lágy vizet lehet használni, a kemény víz használata hosszú távon gyökérgusztuláshoz vezethet, illetve a leveleken só- és vízkőlerakódások nyomai jelenhetnek meg. Optimális öntözővíz az esővíz, melynek kémhatása semleges és nincs mésztartalma sem.

A megfelelő ültetőközeget hasonlít a növény természetes élőhelyén található aljzat tulajdonságaihoz és minőségéhez. A gyökérzet megfelelő működéséhez szükséges, hogy a közeg fizikai és kémiai tulajdonságai kedvezőek legyenek (Schmidt, 2002). Általános követelmény, hogy levegős legyen, jó vízáteresztő képességgel rendelkezzen, a vizet csak bizonyos mértékben tartsa meg, laza legyen, de közben biztosítsa a növény megfelelő rögzítését, ne tömörödjön és ne korhadjon gyorsan. A klasszikus orchidea közegkeverék főbb alkotóelemei a fenyőkéreg, a *Sphagnum* moha, a tőzeg, a kókuszrost és egyéb természetes alapú anyagok, mint például a perlit és az égetett agyaggranulátum (Tillyné Mándy, 2014).

3.2.3. Jelentősebb ékszerorchidea nemzetségek és fajok jellemzése

Hazánkban főként két fajjal találkozhatunk a kereskedelemben. Legnagyobb népszerűségnek a bársony ékszerorchidea, azaz a *Ludisia discolor* örvend, utána pedig a szumátrai orchidea, tudományos nevén *Macodes petola* következik (Józsa, 2018). Elvértve találkozhatunk *Anoectochilus*, *Goodyera* és *Aspidogyne* fajokkal is, de elenyésző számuk és magas piaci árak következtében inkább csak gyűjtők otthonaiban fordulnak elő.

Ludisia nemzetség

Sokáig úgy tudták, hogy a *Ludisia* nemzetséget csak egyetlen egy faj alkotja, a *Ludisia discolor*, azonban 2013-ban James Edward Cootes és George Tiong leírta a Fülöp-szigeteken őshonos *Ludisia ravaniit*, mellyel már két tagúvá növekedett a nemzetség (Cheah, 2020). A *Ludisia* nemzetség szoros kapcsolatban áll az *Anoectochilus*, a *Dossina*, a *Macodes* és a

Cheirostylis nemzetségekkel (Chase et al., 2017). Gazdaságilag csak a *L. discolor* jelentős, ezért a továbbiakban csak ennek a fajnak a jellemzését ismertetem.

Ludisia discolor (korábbi nevén *Haemaria discolor*) hazánkban leginkább közönséges ékszerorchidea, fekete ékszerorchidea vagy bársonyorchidea néven ismert, impozáns, bársonyos levelű orchidea faj. Délkelet-Ázsiában, India, Indokína, Indonézia, Thaiföld, Vietnám, Laosz, Mianmar, Fülöp-szigetek és Malajzia területein őshonos, kis termetű talajlakó orchidea (Krumov et al., 2022).

Vaskos rizómákkal rendelkezik, melyek a talajfelszín közelében húzódnak. Hajtásai körülbelül 20-25 cm magasra nőnek, melyeken spirálisan szárölelő alapú levelek ülnek. Levelei 5-7 cm hosszúak és lándzsa alakúak. Levéllemeze kissé húsos, bársonyos felszínű és színárnyalata rendkívül változatos. Lemez színe lehet sötét olajzöld vagy sötét pirosas-bordó. Fonáka barnás-bordós-pirosas színekben pompázik. Az erezet színe is változatos, előfordulhat piros, aransyárga, sárga, bronzos és ezüstös színű erezet is (Tillyné Mándy, 2014).

Virágzata nem túl látványos. Virágzati szár a hajtáscsúcson jelenik meg. Végálló virágzata van, a fehér színű virágok a virágzati száron két oldalra rendeződve ülnek (Makara, 1982). A *sepalum* és a *petalum* kalapot képez, a sárga színű *labellum* pedig összenőtt az ivaroszloppal (Tillyné Mándy, 2014). 8-15 db virága őszi és téli hónapokban jelenik meg és akár 3-5 hétig is pompázik (Sulyok, 1986).

Eredeti élőhelyén a virágok beporzását két pillangófaj végzi, a *Pieris rapae* és a *Pleisconeura asmara*. A pillangók a *labellum* alján lévő nektárüregből táplálkoznak, melynek következtében a pollenek a lábukhoz tapadnak és ezzel lehetővé válik a pollenek terjesztése és a beporzás (Chase et al., 2017).

Hazai kereskedelemben az Implanted Kertészet rendelkezik a legnagyobb fajtaválasztékkal. Szakdolgozatom készítésekor az alapfajon túl még három fajtaival, variánssal is rendelkezett. Megtalálható volt az *L. discolor* var. *Alba* melynek középzöld színű, hosszúkás-tojásdad levelein ezüstös az erezet, fonáka pedig mentazöld. A *L. discolor* var. *Nigrescens* változatnak mélyzöld, néhol már szinte feketés levelei vannak, különlegessége pedig, hogy egy közepén húzódó fehér színű főér díszíti. A *L. discolor* 'Red Velvet' fajtának levelein bordó színű az erezet és a fonáka is bordó.

Macodes nemzetség

Macodes nemzetség jelenleg 11 hivatalosan elfogadott fajjal rendelkezik (Powo, 2024). Legjelentősebb faja a *Macodes petola* (korábbi nevén *Neottia petola*), mely a hazai piacon is

kezd elterjedni és egyre népszerűbbé válni a növénytartók körében. Kereskedelembe kapható még a *Macodes sanderiana* és a *Macodes limii* is, de jelentőségük nem nagy. Nemzetség tagjai Délkelet-Ázsia esőerdeiben őshonosak, és közeli rokonságban állnak a *Ludisia* nemzetséggel.

A *Macodes petola* kistermetű orchidea, részben elfekvő, részben felálló hajtásokkal, melyek 10-15 cm hosszúra nőnek. Eredeti élőhelyén laza, törmelékes talajban, sziklákon telepszik meg. Közvetlenül a talaj felszínén található hosszúkas rizómája. Kis számú, de erős, szőrözött gyökerei a rizóma mentén csoportosan jelennek meg (Chase et al., 2017).

Levelei kerekded-ovális alakúak, tompa csúcsúak, világos-élénkzöld, smaragdhoz hasonló színben pompáznak, felszínük bársonyos tapintású. Fényben csillogó erezete hálózta be és teszi igazán látványossá a leveleket (Sulyok, 1986). Dekoratív levelei 6-7 cm hosszúak, a hajtáson rozettaszerűen, spirálisan jelennek meg.

Virágainak mérete kicsi, egyszerűek, leveleivel ellentétben nem mondhatóak dekoratívnak. Virágzati fürtje a hajtáscsúcson fejlődik, körülbelül 20-25 cm magasra nő meg. Virágai aszimmetrikusak, nem reszupinált állásúak (Tillyné Mándy, 2014). A *sepalum*ok szétterülő, kívül szőrözöttek, belül pedig barnás-vöröses foltosak. A *petalum*ok íveltek és az alsó *sepalum*mal részben összeforrtak. Természetes élőhelyén a virágok beporzását lepkék és molylepkék végzik (Chase et al., 2017).

Anoectochilus nemzetség

Az *Anoectochilus* nemzetség jelenleg 47 elfogadott fajjal rendelkezik (Powo, 2024). Magát a nemzetséget hivatalosan Carl Ludwig Blume írta le először 1825-ben. Nemzetség neve az ógörög *anoiktos* (nyitott) és *cheilos* (ajak) szavakból tevődik össze. Külföldön kereskedelembe jelentős fajai az *Anoectochilus roxburghii*, *Anoectochilus siamensis*, *Anoectochilus formosanus* és az *Anoectochilus burmanicus*. Magyarországon főként az *A. roxburghii* fajtái vannak forgalomban. Hagyományosan vetőmaggal szaporítják őket, azonban a csírázási arány nagyon alacsony és a természetes élőhelyükön a kihalás veszélye fenyegeti őket a túlgyűjtés miatt (Ket et al., 2004).

Anoectochilus roxburghii elterjedési területe Észak-India, Nepál, Bhután, Kína déli része, Thaiföld, Laosz és Vietnám, ahol természetes állományait túlgyűjtés veszélye fenyegeti (Chase et al., 2017). Előszeretettel használják gyógyászati, kulináris és díszítő célokra. Benne található hatóanyagok az immunerősítést, méregtelenítést, duzzanatok megszüntetését, köhögés enyhítését segítik elő (Ye et al., 2017).

Hosszúkás rizómája a talajfelszín közelében helyezkedik el, róla kissé szőrözött gyökerek nőnek. Hajtásai a talajon elfeksznek. Levelei rozettában helyezkednek el, a virágzati szár tövéhez közel. Alakjuk kerekded-ovális, viszonylag szélesek. Színük sötétzöld-barnás, erezete nagyon kontrasztos, ezüstös vagy arany színű, fényben gyakran csillogósnak látszik. Virágai viszonylag nagy méretűek, bársonyosak, reszupináltak. A *sepalum* és *petalum* zöldes-lilás színű, az ajkak pedig fehères árnyalatúak (Chase et al., 2027).

3.3. *In vitro* mikroszaporítás

Kertészeti ágazatokban a mikroszaporítás egyre nagyobb teret hódít, legnagyobb volumenben a dísznövénytermesztésben alkalmazzák. Hazánkban az 1970-es évek óta találhatók *in vitro* szaporítással foglalkozó kutatóhelyek és laboratóriumok, azonban még mindig egy viszonylag fiatal szakterületnek számít (Jámborné Benczúr és Fári, 2005).

A steril vegetatív mikroszaporítás Dudits és Heszky (1990) szerint ivartalan szaporítást jelent, mivel a szaporodásban nem vesznek részt az ivarszervek és az ivarsejtek. Az új egyed vegetatív sejtéből alakul ki, így az utódok genetikailag azonosnak tekinthetők, egymás klónjai, nem különböznek sem egymástól, sem a kiinduló növénytől. A növények különböző részei, rügyei, merisztémái, bizonyos szövetei, sejtjei megfelelő, steril és kontrollált körülmények között képesek a teljes növény regenerációjára (totipotencia) és ez teszi lehetővé a vegetatív mikroszaporítást.

Az *in vitro* mikroszaporítás a növények különböző vegetatív szerveinek, szöveteinek és sejtjeinek tenyésztése steril és kontrollált feltételek között. Célja, hogy a lehető legtöbb növény regenerálása megtörténjen minél rövidebb idő alatt. *In vitro* mikroszaporítás előnyei, hogy évente milliós-milliárdos nagyságrendű szaporítóanyag érhető el, kórokozó-mentes kultúrákat lehet létrehozni és megoldható a tenyészetek tartós tárolása (Heszky, 2005). Másik előnyös tulajdonsága, hogy évszaktól és éghajlattól teljesen függetlenül lehet egységes palántákat előállítani (Sherif et al., 2017). Előnyök mellett azonban hátrányai is vannak, mint például a nagy beruházási költség, a képzett munkaerő iránti igény, fertőződés kockázata, szomaklonális variabilitás fennállása és a kiültetéskori nagy veszteség (Heszky, 2003).

Mikroszaporítás ötféle módon történhet. Történhet egy- vagy többrügyes hajtásdarabokkal, oldalhajtásokkal, járulékos hajtásokkal, járulékos szervekkel és szomatikus embriókkal.

Heszky (2003) hét főbb lépését, fázisát sorolta fel az *in vitro* mikroszaporítás technológiájának. Első lépés a fajtaazonos és egészséges anyanövény kiválasztása. Kiválasztás

után meg kell győződni arról, hogy az anyanövény kórokozómentes, ha esetleg fertőzött akkor a kórokozót azonosítani kell és gondoskodni kell a kórokozómentesítésről. Harmadik lépés a steril törzstenyészet létesítése, izolátum alapos sterilizálása és táptalajra oltása. Ezeket a tenyészeteket fenn is kell tartani a tenyésztési feltételek, genetikai stabilitás biztosításával és a visszafertőződés megakadályozásával. Ötödik lépés a steril mikroszaporítás, egészen addig amíg a kívánt mennyiségű szaporítóanyagot elő nem állították. Hatodik lépés a kiültetésre való előkészítés, *in vitro* gyökeresítés. Végző lépésként pedig a kiültetés és *ex vitro* nevelés következik, ami magában foglalja az edzést is.

A sterilitás elérése és fenntartása kritikus pontja a mikroszaporításnak. A fertőzések elkerülése érdekében nem csak a növényi szövetet kell fertőtleníteni, hanem a táptalajokat, a táptalajok egyes komponenseit, a tenyészedenyeket, illetve a használt eszközöket is (pl. csipesz, szike). Technológiai hibák esetén előfordulhat, hogy a hajtástenyészetek nem gyökeresednek megfelelően, vagy a kiültetéskor nagy az amortizáció, kicsi a túlélési százalék.

3.4. Ékszerorchidea taxonok publikált *in vitro* szaporítástechnológiái

3.4.1. Gangaprasad et al. (2000) – *Anoectochilus sikkimensis* és *Anoectochilus regalis*

Mikroszaporítás során felhasznált *Anoectochilus* fajok természetes élőhelyükről lettek begyűjtve, majd tovább lettek nevelve mielőtt 4-5 cm-es hajtásokat vágtak le róluk.

Hajtások a leválasztás után folyó csapvíz alatt lettek lemosva és utána távolították el a leveleket és darabolták fel 1 cm-es darabokra. Az egynóduszos explantátumokat ismételtlen megmosták csapvíz alatt, majd 15 percig áztatták őket 1%-os kereskedelemben kapható mosószerrel (Labolene). Mosószeres áztatás után 30 másodpercig 70%-os etanolba mártották őket, utána pedig 2%-os hipoklorittal hígított Steriliq oldatban fertőtlenítették 10 percig. Explantátumokat steril desztillált vízzel leöblítették mielőtt 6-7 percre higany(II)-kloridba mártották őket, végül pedig háromszor átmosták őket újra desztillált vízzel.

Sterilizált explantátumokat WPM táptalajra helyezték, mely tartalmazott 3% szacharózt és különböző koncentrációban BA-t. 0,5%-os agarral szilárdították meg. Táptalaj pH-ját 5,2-re állították be. 25 x 150 mm-es tenyészcsövekbe 15 ml táptalajt tettek, majd autoklávozták 121 °C fokon 18 percig. A kultúrákat 25 ± 2 °C hőmérsékleten és 12 órás fényperióduson tartották.

Az explantátumok közel 40%-a elhalt a táptalajra helyezés utáni két napban bakteriális szennyeződés következtében. A megmaradt explantátumokon 3-4 hét után kalluszképződés volt észrevehető. Citokininek jelenlétében a nóduszok több, mint 90%-a hajtásokat vagy hajtásrügyeket hozott. A két faj reakciója közötti különbség elhanyagolható volt. Átlagosan 4,6

(*A. sikkimensis*) és 5,6 (*A. regalis*) hajtást hoztak a növények 12 hét után 2,2 μm BA jelenlétével.

12 hét elteltével a regenerálódott 2-4 cm-es hajtásokról a hajtásvégeket és a nóduszokat lementszették és az indító táptalajjal megegyező összetételű friss talajra helyezték. 2,2 μm BA hatására *A. regalis* esetében 5,8 és 5,2 cm volt a hajtásnövekedés, *A. sikkimensis*-nél pedig 4,1 és 4,4 cm. Hajtások számában már nagyobb volt a különbség 8,2 és 4,1 az *A. regalis* javára.

A 15 hetes, 3-5 leveles hajtásokat gyökereztetés céljából WPM táptalajra helyezték, melybe különböző koncentrációkban NAA-t és 0,2% AC-t tettek. *A. sikkimensis* fajoknál 6 hét elteltével 3,8 gyökér/explantátum növekedett, 2,8 cm hosszúsággal, míg az *A. regalis* fajok esetében 3,1 gyökér/explantátum fejlődött 2,4 cm-es hosszúsággal 2,7 μm NAA koncentráció és 0,2% AC jelenléte mellett. Ebben az esetben nem volt számottevő eltérés a két faj reakciója között.

Gyökerező palántákat eltávolították a tenyészcsovékból, táptalaj maradékát folyó csapvíz alatt lemosták róluk és 5 x 5 cm-es agyagserepekbe helyezték őket. Az ütetőközeg 1:1:1 arányban tartalmazott szenet, homokot és terrakotta égetett agyagot törve. Egy-egy cserépbe 3-6 növényt ültettek. Cserepes növényeket 2 hétig edzették ködkamrában 70-90%-os relatív páratartalommal. Az *A. sikkimensis* és az *A. regalis* akklimatizáció tekintetében sem mutatott számottevő különbségeket. Üvegházba telepítés után 6 héttel új leveleket hoztak a palánták. Morfológiai és növekedési rendellenességeket nem tapasztaltak.

3.4.2. Ket et al. (2004) – *Anoectochilus formosanus*

A kísérlethez felhasznált növényeket a vietnámi Lamdong tartományból gyűjtötték. Az anyanövényekről 1-2 cm hosszúságú hajtásvégeket vágtak, amiket először 10 másodpercig 70%-os etanollal fertőtlenítettek, majd 10 percig 2%-os nátrium-hipoklorittal sterilizálták a felületét, legvégül pedig steril desztillált vízzel alaposan leöblítették.

Az explantátumokat kezdetben MS táptalajon tenyésztették, amit kiegészítettek 0,5 mg dm^{-3} benzil-adeninnel (BA), 0,7% agarral és 3% szacharózzal. A tenyészeteket 25 °C-on és 16 órás fotoperióduson tartották 8 hétig.

Három különböző táptalajt, a Murashige és Skoog (MS), a Knudson (KC) és a módosított Hyponex (H3) tesztelték optimális hajtásnövekedés céljából. A H3 táptalajt kiegészítették különböző koncentrációjú BA-nal (0,1; 0,5; 1; 2 és 3 mg dm^{-3}), TDZ-nal (0,1; 0,5; 1; 2 és 3 mg dm^{-3}), kinetinnel (0,1; 0,5; 1; 2 és 3 mg dm^{-3}), szacharózzal (1; 2; 3; 4 és 5%), illetve aktív

szénnel (0; 0,5; 1; 3 és 5 g dm⁻³). A szilárd tápközeg (0,7% agar) pH-ja 5,8 volt és 121 °C-on 20 percig autoklávozva sterilizálták. A hajtásvég és nádusz explantátumokat 40 x 130 mm-es kémcsövekbe helyezték, amibe 30 cm³ táptalajt töltöttek, majd 25 °C-on és 16 órás fényperióduson tartották őket. A TDZ (1-2 mg/dm³) és a BA (1 mg/dm³) optimális koncentrációja átlagosan 5,1-5,2 hajtást eredményezett explantátumonként, de a citokininek növekvő koncentrációja gyakran növekedés visszamaradáshoz vezetett.

Táptalajok közül a legmegfelelőbbnek és legköltséghatékonyabbnak a H3 táptalajt találták, így az 1-1,5 cm-es fejlettségi állapotot elért ékszerorchideákat ezen a táptalajon tenyésztették tovább, kiegészítve 2% szacharózzal és 0,5% AC-vel a további növekedés és gyökérképződés érdekében. Itt nem használtak növekedésszabályozókat. 12 hét elteltével a jól gyökeresedett hajtásokat desztillált vízzel leöblítették és tőzegmohát tartalmazó 50 x 35 x 9 cm-es műanyag tálcákra helyezték, utána pedig növénynevelő kamrába tették őket. A kamrában nappali 25 °C és éjszakai 20 °C fokos hőmérséklet mellett 16 órás fotoperiódust alkalmaztak és a relatív páratartalmat 80%-ra növelték. 2 hét elteltével a palántákat árnyékos üvegházba helyezték át, ahol alacsony intenzitású természetes fényt és 25 °C hőmérsékletet biztosítottak számukra. A tálcákat PVC fóliával letakarták annak érdekében, hogy a relatív páratartalom 80-90%-os legyen. Az akklimatizáció során a túlélési százalék 100% volt.

3.4.3. Sherif et al. (2012) – *Anoectochilus elatus*

Növényeket Pambar Shola-ból gyűjtötték be és a Bharathidasan Egyetem üvegházában nevelték 26 ± 2 °C fokon és 70%-os relatív páratartalmon. Az anyanövények stabilizálódása után gyűjtötték be az explantátumokat.

A hajtáscsúcsokat és az egynóduszos hajtásdarabokat 45 percig mosták folyó csapvíz alatt, majd a felületet 70%-os etanollal 30 másodpercig sterilizálták és ötször átmosták steril desztillált vízzel. 5%-os nátrium-hipoklorittal kezelték 5 percig után ismét leöblítették desztillált vízzel. Legvégül pedig az explantátumokat 0,1%-os higany(II)-kloriddal kezelték 2 percig és desztillált vízzel alaposan átmosták.

Sterilizálás után az explantátumokat MS táptalajra tették, amit különböző koncentrációjú (0,01 – 3,5 mg/l) citokininekkal (BA, TDZ és KIN), 3% szacharózzal és 0,7% agarral egészítettek ki. Táptalaj pH-ját 5,7-re állították be. A közegét 30 percig autoklávozták 121 °C fokon. A tenyészeteket steril tenyésztőszobában tartották 26 ± 2 °C-on, 16/8 órás megvilágítás és 55-60% relatív páratartalom mellett.

Indító szakasz után a sterilen maradt növényeket aktív szennet tartalmazó gyökereztető MS táptalajra vitték át. Aktív szén koncentrációja különböző volt, 50 mg/l-től 2,5 g/l-ig terjedt.

Azok a növények, amiket növekedésszabályozó hormon nélküli táptalajra tettek 4 hónap után 1-3 hajtást növesztettek. A citokininekkel kiegészített táptalajon a hajtásrügyek differenciálódása 20 napon belül megtörtént. A TDZ optimális koncentrációja 3,0 mg/l, ahol átlagosan 2,86-3,71 hajtás fejlődött explantátumonként. Legnagyobb átlagos hajtáshosszt 3,5 mg/l KIN koncentrációnál figyeltek meg.

A meggyökeresedett, steril orchidea palántákat desztillált vízben lemosták, hogy eltávolítsák a maradék táptalajt is a növényről, majd ezután 3:1:1 arányban kókuszrostot, aktív szennet és műtrágyát tartalmazó papírpoharakba helyezték őket. Nevelőkamrában, szabályozott körülmények között nevelték, 28 ± 2 °C hőmérsékleten, 16 órás fényperiódussal és 80-85% relatív páratartalommal. Növényeket MS makroelem alapú sóoldattal öntözték 4 naponta, 3 héten keresztül, majd üvegházba vitték át őket. Üvegházban átcserézték őket, de a közeg változatlan maradt. Üvegházi akklimatizáció során 80%-os túlélési arányt mértek.

3.4.4. Zhang et al. (2015) – *Anoectochilus roxburghii*

Az *A. roxburghii* növényeket Baicaoyuanból, természetes élőhelyükről gyűjtötték be. Növényekről levágott szárazakat folyó csapvíz alatt leöblítették és 1,5-2,5 cm hosszúságú egynóduszos darabokra vágták. A szárrészeket 30 másodpercre 75%-os etanolba mártották, utána pedig 8 percig 0,1%-os higany(II)-klorid reagenssel kezelték, a legvégén pedig steril desztillált vízzel háromszor 5 percig mosták.

A sterilizált explantátumokat feles koncentrációjú MS táptalajon tenyésztették tovább a hajtásrügyek indításához. A táptalaj összetétele 0,7% agarból, 3% szacharózból, különböző koncentrációjú BA-ból (0,5-3,0 mg/l) és egyéb adalékanyagokból (aszcorbinsav, citromsav, adenin-szulfát és l-arginin) állt. Közeg pH-ját 5,8-ra állították be és autoklávozva sterilizálták 121 °C fokon 2 percig. A tenyészetek 14/10 órás fény/sötét ciklus mellett 23 ± 2 °C fokon tartották. 30 nap után állapították meg a hajtásindukció százalékos arányát és a hajtáshossz növekedést. 1,5 mg/l BA koncentráció eredményezte a legmagasabb hajtásindukció százalékos arányt (91,67%), a növekedés pedig 1,04 cm volt. Magasabb BA koncentráció elnyomta a hajtások képződését.

Az indítószakasz után az explantátumok tenyésztését négyféle táptalajon próbálták ki. Félerős MS, MS, Vacin és Went (VW) és Gamborg (B5) táptalajokat alkalmaztak. Összetevők között szerepelt 0,7% agar, 3% szacharóz, 0,1% Hyponex (N:P:K = 7:6:19), BA, KIN és NAA

az optimális hajtásnövekedés érdekében. A félerős MS táptalaj bizonyult a leghatékonyabbnak, a proliferáció és a hajtásnövekedés szignifikánsan nagyobb volt a többi táptalajhoz képest, így a kísérlet további részében ezt alkalmazták. A különböző növekedésszabályozó anyagokat eltérő koncentrációkban próbálták ki, hogy megállapítsák a hajtáshozás és hajtásnövekedés elősegítéséhez szükséges optimális PGR kombinációt és koncentrációt. Citokininek közül a BA 0,5-4,0 mg/l és KIN 0,1-2,0 mg/l koncentrációkban lett kipróbálva, az auxinok közül pedig az NAA 0-0,5 mg/l mennyiségben. A vizsgált kombinációk közül a 3,0 mg/l BA-nel, 1,0 mg/l KIN-nel és 0,5 mg/l NAA-val dúsított feles koncentrációjú MS táptalaj eredményezte a legnagyobb mértékű hajtásszaporodást és további növekedést.

Gyökereztetéshez feles koncentrációjú MS táptalajt alkalmaztak, auxin NAA 0,3-1,2 mg/l mennyiségben, IBA 0,3-1,2 mg/l, banánhomogenizátum pedig 0-100 mg/l koncentrációkban lett kipróbálva. 60 nap elteltével állapították meg a gyökeresedés százalékos arányát, illetve a gyökerek számát és hosszát. Legjobb kombinációnak a 0,6 mg/l NAA, 0,3 mg/l IBA és 100 mg/l banánhomogenizátum bizonyult a legjobbnak.

Kifejlett gyökerekkel rendelkező növényeket folyó csapvíz alatt lemosták, hogy eltávolítsák a táptalaj maradványait, majd üvegházba vitték át akklimatizálni, ahol 30%-os természetes megvilágítást alkalmaztak 15 napig. 1:2 arányú steril homok és tőzeg keverékét tartalmazó műanyag poharakba helyezték át őket, és a közeg felületét mohával fedték le. Palántákat 3 x 3 cm távolságra helyezték egymástól. Üvegházban a hőmérsékletet termosztát szabályozta minimum 15 °C és maximum 30 °C között, a relatív páratartalom pedig 80-90% volt. 30 napos akklimatizáció után számították a túlélési százalékot, mely 90,2% volt.

3.4.5. Sherif et al. (2016) – *Anoectochilus elatus*

A kísérlethez 6 hónapos *in vitro* nevelt *A. elatus* anyanövényt használtak, melyből három különböző explantátumot vágtak ki: egy nóduszos szárrészeket (1 cm), internódiumokat (1,5 cm) és levél darabokat (1,5 cm²).

Tápközegek pH-ját 5,7-re állították be, szilárdítószerként pedig 2 g/l PhytagelTM-t használtak. Táptalajokat kémcsövekbe (25 x 150 mm), 100 ml-es sóoldatos üvegekbe (4,5 x 9 cm) vagy 250 ml-es Erlenmeyer-lombikokba tették, utána pedig 121 °C fokon 15 percig autoklávozták őket. Minden tenyészetet 16 órás fotoperiódus alatt tartottak, 23 ± 2 °C hőmérsékleten.

Kallusztermeléshez és a hajtásregenerációhoz Mitra táptalajt alkalmaztak, amit kiegészítettek 20 g/l szacharózzal és különböző növekedésszabályozó anyagokkal. Citokininek

közül jelen volt a BA, a KIN, a TDZ, a 2-iP és a ZEA. Auxinok közül a 2,4-D, az NDD, az IAA, az IBA és a Pic volt felhasználva. Mindegyik növekedésszabályozót 0,1-3,0 mg/l koncentrációban próbálták ki önmagában vagy kombinációkban. A táptalajhoz hozzáadtak még különböző antioxidánsokat (50-200 mg/l), mint például a citromsav és a nátrium-citrát, valamint egyéb szerves kiegészítőket: peptont (50-200 mg/l), kókuszvizet (5-20%), burgonyakivonatot (5-20%) és banánpépet (5-20 g/l).

8 hét után mindegyik explantátumon bekövetkezett a kalluszindukció. A kallusz zöldessárga, tömör és csomós szerkezetű volt. Kalluszindukció hatékonysága az explantátum típusától függően változott. 16 hét után az 1,0 mg/l TDZ-t és 0,5 mg/l NAA-t tartalmazó Mitra táptalaj mutatta a legjobb eredményeket, internódiumoknál 77,8%, nóduszoknál 69,5%, a leveleknél pedig 64,2% volt a kalluszképződés gyakorisága.

Mindhárom explantációs típusú kalluszból megfigyeltek hajtásrügy-regenerációt. 12 hét után az 1,0 mg/l BA és 0,5 mg/l NAA növekedésszabályozó összetétel eredményezte explantátumokként a legtöbb hajtást. Internodiális explantátumoknál 23,8; a nódusz explantátumoknál 19,4; a levél explantátumoknál pedig 18,2 hajtás/kallusz képződött.

A két vizsgált antioxidáns közül 100 mg/l nátrium-citrát váltotta ki a legjobb hajtásképző reakciót, 12 hét után internódiumoknál 30,6 hajtás/kallusz, nóduszoknál 28,9 hajtás/kallusz, leveleknél pedig 25,2 hajtás/kallusz képződött. A természetes eredetű kiegészítők közül a 10%-os kókuszvíz eredményezte a legjobb hajtásfejlődést (41,8 db az internódiumoknál, 32,9 db a nóduszoknál és 29,7 db a leveleknél).

Az egészséges 4 cm-es nagyságot elért növényeket ezüst-nitráttal (AgNO_3) kiegészített Mitra táptalajon tenyésztették tovább gyökeresítés céljából. Az ezüst-nitrát koncentrációja különböző volt, 0,1-2,0 mg/l-ig próbálták. Az ezüst-nitrát hatása a gyökeresedésére koncentráció függvényében változott. Optimális koncentrációja 1,0 mg/l volt, amelyben a hajtások 97,8%-a hozott gyökeret, átlagosan 3,2 db gyökér alakult ki hajtásonként és a gyökerek hosszúsága átlagosan 2,1 cm volt 6 hét után.

A meggyökeresedett hajtásokat eltávolították a gyökereztető táptalajból és desztillált vízzel alaposan lemosták, hogy a megtapadt táptalajt eltávolítsák róluk. A palántákat ezután 6 cm átmérőjű papírpoharakba helyezték át, amelyek 8:4:2:1 arányban tartalmaztak kerti talajkeveréket, homokot, vermikomposztot és teahulladékot. Ezután a növényeket átlátszó polietilén zacskókkal borították le, hogy megelőzzék a gombás betegségeket, illetve, hogy tartani tudják a párák körülményeket. 3 hónapig 4 naponta öntözték szacharóz nélküli feles koncentrációjú Mitra oldattal. A növényeket szabályozott körülmények között $24 \pm 2^\circ\text{C}$

hőmérsékleten, 80-85%-os relatív páratartalom és 16 órás fényperióduson tartották. 2 hónap elteltével a polietilén zacskókat eltávolították és a páratartalmat csökkentették 60-70%-ra. Az üvegházban a palánták túlélési aránya 72,3% volt.

3.4.6. Sherif et al. (2017) – *Anoectochilus elatus*

Az explantátumok forrása egy 6 hónapos *in vitro* nevelt *A. elatus* növény volt, melyről 1 cm-nél nagyobb hónaljrügyeket és 0,5 cm-nél nagyobb hajtásvégeket vágtak le.

Tápközeg pH-ját 5,7-re állították be, szilárdítószerként 0,8%-os agart tettek hozzá és 121 °C-on 15 percig autoklávozták. Az összes tenyészetet 16 órás fényperióduson tartották állandó 23 ± 2 °C hőmérsékleten.

A juvenilis hónaljrügy- és hajtáscsúcs explantátumokat MS táptalajon tenyésztették, amit különböző koncentrációjú (0,1-2,5 mg/l) TDZ-nal egészítettek ki. 4 hetes tenyésztés után 1,5 mg/l TDZ mellett a hónaljrügyekből maximálisan 4,2 hajtás fejlődött, a hajtáscsúcs explantátumokból pedig 2,7 hajtás.

A hajtásszaporodás érdekében a TDZ-t különböző PGR-kkel kombinálták. Citokininek közül BA, KIN, 2-iP, ZEA, auxinok közül pedig a 2,4-D, NAA és IBA lett társítva 0,01-3,0 mg/l koncentrációban. 12 hetes tenyésztés után hónaljrügyenként maximum 10,8 hajtást figyeltek meg 1,5 mg/l TDZ és 0,01 mg/l BA kombinációjával. Hajtásvég explantátumoknál 4,6 hajtás alakult ki 1,5 mg/l TDZ és 0,01 mg/l KIN társításával. Auxinok közül 0,01 mg/l NAA-val való társítás eredményezte a legtöbb hajtást, hónaljrügyenként 10 hajtást, hajtásvégenként pedig 4,2 hajtást figyeltek meg.

2,5 cm-nél nagyobb, egészséges hajtásokat külön MS táptalajon tenyésztették tovább, kiegészítve 0,1-5,0 mg/l IBA-val és IAA-val a gyökeresedés elősegítéséhez. IAA esetén 5,0 mg/l koncentráción 2,8 és 2,5 gyökér fejlődött explantátumonként. IBA szintén 5,0 mg/l koncentrációban mutatta a legjobb eredményeket, 2,8 gyökér fejlődött növényenként.

A meggyökeresedett palántákat a 2016-ban elvégzett kísérlet alapján akklimatizálták, ültetőközeg kerti talajkeverékből, homokból, vermikomposztból és teahulladékból állt, növényeket polietilén zacskóval borították, 24 ± 2 °C hőmérsékletet és 85%-os relatív páratartalmat biztosítottak nekik, 16 órás fényperiódus mellett. 4 héten keresztül 3 naponta MS folyékony oldattal öntözték őket. Túlélési arány 68,42% volt.

3.4.7. Raja (2017) – *Anoectochilus elatus*

Kevés számú palántát természetes élőhelyükről gyűjtötték be, majd felhasználás előtt még az intézet botanikus kertjében tovább nevelték őket.

Az egészséges, betegségektől mentes növényekről hajtáscsúcs szegmenseket vágtak le. Első lépésként az explantátumokat 10 percig mosták folyó csapvíz alatt majd 2%-os Teepollal (szappanos víz) 5 percig mosták. Ezután a hajtásvégeket 5%-os Bavistin fungiciddel kezelték 5 percig, utána pedig 5-6 alkalommal lemosták desztillált vízzel. A további sterilizálási lépéseket lamináris fülkében végezték. 0,1%-os higany(II)-kloridban sterilizálták 10 percig, majd ismételtén kétszer leöblítették desztillált vízzel.

Felület sterilizálása után a hajtásvégeket 3% szacharóz tartalmú MS tápközegbe helyezték melyet agarral szilárdítottak meg. Szilárdítás előtt a pH-t 5,7-re beállították. Mindegyik kultúrát 16 órás fotoperióduson, 25 ± 2 °C fokon tartották, 50-80%-os relatív páratartalom mellett.

Hajtások indukcióját különböző koncentrációjú növekedésszabályozókkal és kókusz vízzel érték el, BA 1-5 mg/l, TDZ 0,5-3,0 mg/l és KIN 1-5 mg/l koncentrációkban lett tesztelve. Citokininek jelenléte nélkül nem keletkeztek mikrohajtások. MS táptalajon a hajtásvégek 25 nap után kezdek reagálni a citokininek jelenlétére. Explantátumok legjobban 2,5 mg/l koncentrációjú TDZ jelenlétére reagáltak 60 nap után. Hajtásképződés a tenyészetek 90%-nál végbement, hajtások száma maximálisan 7 volt explantátumonként 6,2 cm-es hajtáshossz mellett. BA esetén a 3 mg/l koncentráció volt a legeredményesebb, az explantátumok 43,3%-ból váltott ki reakciót, 2 hajtás fejlődött explantátumonként 3,0 cm-es hajtáshosszal. 4,0 mg/l KIN koncentrációnál a tenyészetek felénél volt megfigyelhető hajtás fejlődés (1,38 hajtás/explantátum, 2,6 cm hosszúság).

Az 5 cm-es hosszúságot elért növényeket különböző koncentrációjú IBA-val és IAA-val kezelték 24 órán keresztül, hogy elősegítsék a gyökérképződést. 24 óra elteltével a palántákat műanyag cserepekbe helyezték, amelyek fekete agyagos földet, szárított mohaport, vermikulitot és kókuszhéjat tartalmaztak 1:1:1:1 arányban. Cserepes hajtásokat egy héten keresztül negyed erősségű folyékony MS oldattal locsolták. Gyökérképződést 21 nap után figyeltek meg. Az ex vitro gyökérindukcióhoz 5,0-10,0 mg/l koncentrációban használtak IBA-t és IAA-t. IBA koncentrációja 7,0 mg/l-nél volt ideális, a növények 86,6%-nál váltott ki gyökérindukciót.

3.4.8. Poobathy et al. (2019) – *Ludisia discolor*

Kísérlethez a kiindulási anyagként vadon élő *Ludisia discolor* növényeket használtak, amiket Malajziából, Sungai Enam-ból gyűjtöttek.

A növényeket először megtisztították, folyó csapvíz alatt leöblítették, majd az elhalt növényi részeket eltávolították. Ezután 20 percig keverték őket 2 ml mosogatószappan, 300 ml desztillált víz és három csepp Tween® 20 keverékéből álló oldatban. A növények száráról eltávolították a leveleket, levélgyeleteket és a gyökereket, majd 300 ml desztillált vízben leöblítették a szárazakat. Ezt az öblítést háromszor végezték el, utána pedig 30 másodpercig 95%-os etanolban tartották. Etanolos öblítés után lamináris boksban steril desztillált vízben leöblítették a szárazakat. Ez a fertőtlenítési eljárás nem volt eredményes, mindegyik explantátum szennyezett volt a kezelést követő 5 napon belül.

Ezután kétféle fertőtlenítési módszert és 6 különböző eljárást alkalmaztak. Az első két eljárásnál 40%-os Clorox®-oldatban (80 ml Clorox®, 120 ml desztilláltvíz és egy csepp Tween® 20) keverték az egyiket 15 percig, a másikat pedig 25 percig, majd 200 ml desztillált vízben átöblítették őket. A szárazakat csipesz és szike segítségével 1,5-2 cm hosszú darabokra vágták, úgy hogy mindegyik szelet tartalmazzon egy nóduszt. Darabolást követően az explantátumokat még egyszer átmosták a 40%-os Clorox®-oldatban 15 és 10 percig, majd 300 ml desztillált vízben háromszor öblítették. Végezetül 30 másodpercig áztatták őket 95%-os etanolban, majd újra átöblítették ötször desztillált vízzel.

A 3-6 eljárásnál HgCl₂ oldatban keverték 10 percig lamináris boksban. Az oldat töménysége mindegyikál más volt (0,10%, 0,25%, 0,40% és 0,50%). Ezután következett az ötször 200 ml desztillált vizes öblítés és a darabolás. Explantátumokat 95%-os etanolban fertőtlenítették 30 másodpercig, majd ötször öblítették ismételten desztillált vízzel.

Explantátumokat ezután szilárd táptalajra helyezték. 4 féle táptalajt használtak, melyek jelölése T1-T4. A T1-es táptalaj összetétele félerős Murashige és Skoog bazális táptalaj, 0,2% aktív szén, 8% Mas banán homogenizátum, 3% szacharóz, 3,5 g/l Gelrite, 1,0 mg/l NAA, és 0,1 mg/l TDZ. T2 táptalaj Knudson C a T3 pedig módosított Knudson C táptalaj volt. A T4 összetétele pedig szintén félerős MS bazális táptalaj, 3 g/l tripton, 30 g/l szacharóz és 2,75 g/l Gelrite volt. Az összes tenyészetet 25 ± 2 °C körül tartották és 16 órás megvilágítást alkalmaztak.

Egy hónapos nevelés után rögzítették az adatokat. Három kategóriát néztek a különböző kezeléseknél. Megállapították a szennyezettségi százalékot, a túlélési százalékot és a növekedési százalékot. Túlélőnek számított az a növény, amely a sterilizálás során zöld és

életképes maradt, a növekedési százalék pedig azon nem fertőzött növények arányát mutatja, amik növekedést és burjánzást mutattak.

Az első két eljárásban Clorox® tartalmú fertőtlenítést alkalmaztak. Az első eljárásnál a szennyezettség 86,7% volt, míg a második eljárásnál már ez az érték szignifikánsan lecsökkent 48,8%-ra, azonban az explantátumok nem mutattak növekedést a sterilizáció után.

A HgCl₂-t tartalmazó kezelések jelentősen csökkentették a szennyeződés százalékos arányát a Clorox®-ot tartalmazó eljárásokhoz képest. A 3-6. kezelések között nem volt szignifikáns különbség, azonban az 5. kezelésnél, ahol a 0,40%-os töménységet alkalmazták, kiugróan magas volt a túlélés (63,1%) és a növekedés (22,5%) százaléka.

Táptalaj tekintetében a T1-es táptalaj produkálta a legnagyobb túlélést és növekedést. A növények 42%-a életképes volt és a növények 19,6%-a további növekedést mutatott. A következő szubkultúrák mindegyikénél ezt a táptalajt használták és ebben a tápközegben 100%-os volt a növekedés.

Minden sikeresen gyökerezett és fejlődő növényt eltávolítottak a tenyészedényből és folyó csapvíz alatt leöblítették. A palántákat lyukacsos műanyag edénybe ültették, melybe előre beáztatott tőzegmohát, kókuszrostot és kókuszhéjat töltöttek. A beültetett növényeket 65%-os árnyékolóháló alatt tartották, így a déli órákban a természetes megvilágítás maximum 22,4%-át kapták.

3.4.9. David et al. (2022) – *Macodes limii*

A *Macodes limii* növényeket természetes élőhelyükről Kota Belud-Ranau-ból gyűjtötték be.

A felületi sterilizáláshoz a növényeket folyó csapvíz alá helyezték, hogy eltávolítsák a szilárd szennyeződések. A szárszegmenseket 70%-os etanolba mártották 20 másodpercre, majd 15 percig 2%-os nátrium-hipoklorittal (Clorox®) kezelték, végezetül pedig steril desztillált vízzel háromszor leöblítették. A sterilizált explantátumokat feles koncentrációjú MS táptalajon, 3%-os szacharóz és 1%-os aktív szén mellett tenyésztették.

A mikroszaporításhoz már 10 hónapos *in vitro* nevelt növényt használtak fel. Egynóduszos szárrészeket használtak fel, melyeket üvegedényben lévő 50 ml félerős MS táptalajra helyeztek. Táptalaj tartalmazott 1% aktív szenet, 3% szacharózt, 0,3% Gelrite-ot és különböző típusú PGR-eket, auxinokat (NAA, picloram, 2,4-D) és citokinineket (BA, kinetin, TDZ). Táptalaj pH-ja 5,7-re lett beállítva, 121 °C fokon, 20 percig autoklávozták. Mindegyik

kultúrát 90 napig 25 ± 2 °C-on, 12 órás fotoperióduson tartották. Az explantátumokat 4 hetente friss táptalajra helyezték. 90 nap után átlagosan három új hajtás keletkezett az 1,0 mg/l TDZ-vel kiegészített táptalajokon.

Gyökereztetés elősegítésére az explantátumokat félerős MS táptalajra helyezték, 1% aktív szénnel, 3% szacharózzal, 0,3% Gelrite-tal és adtak még hozzá 1,0 mg/l IAA-t. A tenyészeteket további 60 napig 25 ± 2 °C-on, 12 órás fotoperióduson tartották. 8 hét után a gyökeredési reakció 100%-os volt, két-három gyökeret (0,5-1,0 cm) és két levelet (1,0 cm) hoztak a növények.

A meggyökeresedett *M. limii* palántákat eltávolították az üveg edényekből és desztillált vízzel lemosták a rájuk tapadó táptalaj maradványokat. A növényeket ezután 5 x 7 cm-es műanyag cserepekbe helyezték, amiket 1:1:1 arányban töltöttek meg perlittel, faszénnel és Sphagnum mohával. Üvegházban 30 °C fokon, 70-80%-os relatív páratartalommal tartották őket két hónapig. Túlélési arány 60% volt 60 nap után.

4. ANYAG ÉS MÓDSZER

Szaktervező munkámban feldolgozott kutatásokat, kísérleteket a Google Scholar tudományos kereső használatával, illetve egyéb internetes weboldalakon keresztül értem el, mint például a ResearchGate, ScienceDirect, SpringerLink és Scopus. A felhasznált irodalmi forrásokban található hivatkozások alapján is sikerült további hasznos cikkeket találnom. Szaktervező munkámban 3.1-3.3. fejezeteit magyar és angol nyelvű irodalmak felhasználásával készítettem el. Magyar nyelvű irodalmak nagy részét a Magyar Agrár- és Élettudományi Egyetem (MATE) Szent István Campusán található Kosáry Domokos Könyvtár és Levéltárban és a Mezőgazdasági Könyvtárban értem el, illetve számos könyv otthonomban is megtalálható volt. A 3.4. fejezet rész kizárólag angol nyelvű forrásokon alapul és ez adja az összefoglaló fejezet alapját. Az összefoglalóban található táblázatokat és diagrammokat Excel segítségével készítettem el.

Források összegzését különböző szempontok mentén végeztem el, a növényfajokokat nem választottam szét egymástól, időrendi sorrendben haladtam. Szempontok a következők voltak:

1. Milyen ékszerorchidea fajokat szaporítottak?
 - Milyen szaporítási módszert alkalmaztak?
 - Honnan származtak az anyanövények?
 - Szaporításhoz mi volt a kiinduló anyag, melyik növényi részt használták fel?
2. Kultúra elindításakor milyen fertőtlenítési eljárást alkalmaztak?
 - Növényanyag fertőtlenítésére milyen anyagokat, mennyi ideig és milyen ismétlésszámban végezték?
 - Táptalaj fertőtlenítését mivel végezték, mennyi ideig, milyen hőmérsékleten és mekkora nyomáson?
3. Milyen táptalajokat alkalmaztak indító, felszaporító és gyökereztető szakaszokban?
 - Milyen összetételű volt a táptalaj?
 - Alkalmaztak-e növekedésszabályozókat az egyes szakaszokban, ha igen, akkor milyen koncentrációkat vizsgáltak, mely koncentrációk bizonyultak a legjobbnak és milyen eredményeket értek így el?
 - A táptalaj pH-ját milyenre állították be?
 - Kultúrákat milyen edénybe helyezték el és mennyi táptalajt tettek bele?
4. Milyen fizikai körülmények között nevelték a steril tenyészeteket?

- Milyen fotoperiódust és mekkora fényintenzitást alkalmaztak?
 - Milyen hőmérsékleten nevelték a kultúrákat?
5. Hogyan akklimatizálják a növényeket és mekkora volt a túlélési arány?
- Milyen közeget alkalmaztak és milyen edénybe palántázták a növényeket?
 - Növények edzetése mennyi ideig tartott?
 - Akklimatizáció során milyen fizikai körülményeket biztosítottak nekik (fény, hőmérséklet, relatív páratartalom)?
 - Milyen ápolási munkákat végeztek?
 - Mekkora volt a túlélési arány?
6. Milyen kérdések, problémák merültek fel az in vitro szaporítás során?
- Voltak-e nehézségek a fertőtlenítéssel kapcsolatban?
 - Milyen megfigyelések voltak a növekedésszabályozókkal kapcsolatban?
 - Voltak-e a megszokottól eltérő jelenségek, kihívások?

5. EREDMÉNYEK

5.1. Szaporítási módszerek és növényanyag

Forrás	Fajok/fajták	Szaporítási módszerek	Anyanövény	Kiindulási növényanyag / növényrész
Gangaprasad et al. (2000)	<i>Anoectochilus sikkimensis</i>	nóduszkultúra	természetes élőhelyről begyűjtve, majd tovább nevelve	egynóduszos hajtásdarabok
	<i>Anoectochilus regalis</i>			
Ket et al. (2004)	<i>Anoectochilus formosanus</i>	hajtáscsúcskultúra	természetes élőhelyről begyűjtve	hajtáscsúcsok (1-2 cm)
		nóduszkultúra		egynóduszos hajtásdarabok
Sherif et al. (2012)	<i>Anoectochilus elatus</i>	hajtáscsúcskultúra	természetes élőhelyről begyűjtve, majd üvegházban tovább nevelve	hajtáscsúcsok
		nóduszkultúra		egynóduszos hajtásdarabok
Zhang et al. (2015)	<i>Anoectochilus roxburghii</i>	nóduszkultúra	természetes élőhelyről begyűjtve	egynóduszos hajtásdarabok
Sherif et al. (2016)	<i>Anoectochilus elatus</i>	indirekt organogenezis	<i>in vitro</i> nevelt növény	egynóduszos hajtásdarabok (1 cm)
				internódiumok (1,5 cm)
				levél darabok (1,5 cm ²)
Sherif et al. (2017)	<i>Anoectochilus elatus</i>	hónaljrügykultúra	<i>in vitro</i> nevelt növény	hónaljrügyek
		hajtáscsúcskultúra		hajtáscsúcsok
Raja (2017)	<i>Anoectochilus elatus</i>	hajtáscsúcskultúra	természetes élőhelyről begyűjtve, majd tovább nevelve	hajtáscsúcsok
Poobathy et al. (2019)	<i>Ludisia discolor</i>	nóduszkultúra	természetes élőhelyről begyűjtve	egynóduszos hajtásdarabok (1,5-2 cm)
David et al. (2022)	<i>Macodes limii</i>	nóduszkultúra	természetes élőhelyről begyűjtve / <i>in vitro</i> nevelt növény	egynóduszos hajtásdarabok

1. táblázat Ékszerorchideák szaporítási módszere és növényanyaga

A kísérletek túlnyomó többsége az *Anoectochilus* nemzetség fajainak mikroszaporítását tárgyalta, Poobathy et al. (2019) foglalkozott a *Ludisia discolor* szaporításával, David et al. (2022) pedig a *Macodes limii* *in vitro* szaporításával. Anyanövények mindegyik esetben a természetes élőhelyükről lettek begyűjtve, majd sok esetben növényházi körülmények között tovább nevelték őket. Sherif et al. (2016 és 2017) használt *in vitro* körülmények között nevelt anyanövényt. Egyes kísérletekben több különböző növényrészt is felhasználtak, de a leggyakoribb az egynóduszos hajtásdarabok és a hajtáscsúcsok felhasználása volt. Sherif et al. 2016-ban indirekt organogenezist alkalmaztak, ahol internódiumokat és levéldarabokat is

felhasználtak a nóduszos hajtásdarabokon túl, 2017-ben pedig hónaljrügek tenyésztésének protokollját is kidolgozták (1. táblázat).

5.2. Növényanyag és táptalaj fertőtlenítése a kultúrák indításakor

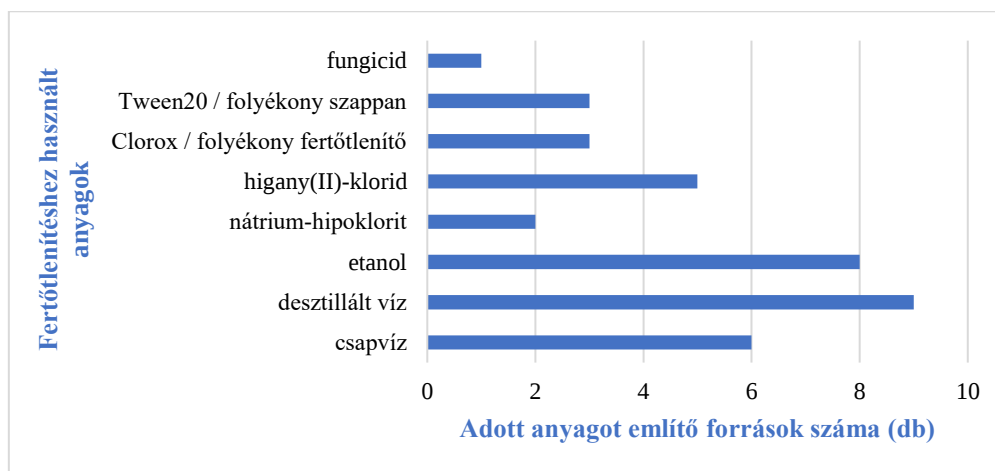
Forrás	Növényanyag fertőtlenítése		Táptalaj fertőtlenítése		
	Anyag	Időtartam/ismétlés	Eszköz	Időtartam	Hőmérséklet
Gangaprasad et al. (2000)	1. folyó csapvíz	n.a.	autokláv	18 perc	121 °C
	2. 1%-os Labolene	15 perc			
	3. 70%-os etanol	30 másodperc			
	4. 2%-os hipoklorittal hígított Steriliq oldat	10 perc			
	5. desztillált víz	n.a.			
	6. HgCl ₂	6-7 perc			
Ket et al. (2004)	1. 70%-os etanol	10 másodperc	autokláv	20 perc	121 °C
	2. 2%-os NaClO	10 perc			
	3. desztillált víz	n.a.			
Sherif et al. (2012)	1. folyó csapvíz	45 perc	autokláv	30 perc	121 °C
	2. 70%-os etanol	30 másodperc			
	3. desztillált víz	5 x			
	4. 5%-os NaClO	5 perc			
	5. desztillált víz	n.a.			
	6. 0,1%-os HgCl ₂	2 perc			
	7. desztillált víz	n.a.			
Zhang et al. (2015)	1. folyó csapvíz	n.a.	autokláv	20 perc	121 °C
	2. 75%-os etanol	30 másodperc			
	3. 0,1% HgCl ₂	8 perc			
	4. desztillált víz	3 x 5 perc			
Sherif et al. (2016)	-	-	autokláv	15 perc	121 °C
Sherif et al. (2017)	-	-	autokláv	15 perc	121 °C
Raja (2017)	1. folyó csapvíz	10 perc	n.a.	n.a.	n.a.
	2. 2%-os Teepol	5 perc			
	3. 5%-os Bavistin	5 perc			
	4. desztillált víz	5-6 x			
	5. 0,1%-os HgCl ₂	10 perc			
	6. desztillált víz	2 x			
Poobathy et al. (2019) - 1. kísérlet	1. folyó csapvíz	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.
	2. mosogatószappan + desztillált víz + Tween® 20	20 perc			
	3. desztillált víz	3 x			
	4. 95%-os etanol	30 másodperc			
	5. desztillált víz	n.a.			

Forrás	Növényanyag fertőtlenítése		Táptalaj fertőtlenítése		
	Anyag	Időtartam/ismétlés	Eszköz	Időtartam	Hőmérséklet
Poobathy et al. (2019) - 2. kísérlet	1. Clorox® oldat	15 perc, 25 perc	n.a.	n.a.	n.a.
	2. desztillált víz	n.a.			
	3. Clorox® oldat	15 perc, 10 perc			
	4. desztillált víz	3 x			
	5. 95%-os etanol	30 másodperc			
	6. desztillált víz	5 x			
Poobathy et al. (2019) - 3. kísérlet	1. HgCl ₂ oldat	10 perc	n.a.	n.a.	n.a.
	2. desztillált víz	5 x			
	3. 95%-os etanol	30 másodperc			
	4. desztillált víz	5 x			
David et al. (2022)	1. folyó csapvíz	n.a.	autokláv	20 perc	121 °C
	2. 70%-os etanol	20 másodperc			
	3. 2%-os Clorox® oldat	15 perc			
	4. desztillált víz	3 x			

2. táblázat: Növényanyag és táptalaj fertőtlenítése

Jelmagyarázat: n.a. – nincs adat, a forrás nem közölt információt az adott technikai elemmel kapcsolatban

Sherif et al. 2016-ban és 2017-ben in vitro növényeket alkalmazott, így ott az explantátumok sterilizálását nem kellett elvégezni, minden más forrás részletesen beszámol a fertőtlenítési eljárásról, sorrendet állít fel az anyagok és szerek használatáról, illetve időtartamot vagy ismétlésszámot is társítanak mellé (2. táblázat).



1. ábra: Növényi részek fertőtlenítéséhez felhasznált szerek és anyagok

Általánosan elmondható, hogy mindegyik fertőtlenítési procedura legalább egyszer tartalmazott desztillált vizes öblítést. Túlnyomó többségében folyó csapvizet öblítéssel indították a fertőtlenítési folyamatot, majd egy vagy több alkalommal fertőtlenítették különböző erősségű etanollal, higany(II)-kloriddal vagy nátrium-hipoklorittal. Majdnem minden

alkalommal használtak detergenst is. Egy forrás (Raja, 2017) számol be arról, hogy fungicides kezelésnek is alávetették a növényi explantátumot (1. ábra).

A táptalaj fertőtlenítése minden esetben autoklávozással történt, 121 °C fokon, 15-30 perces időtartammal. Poobathy et al. (2019) a táptalaj fertőtlenítéséről nem közölt információkat (2. táblázat).

5.3. Táptalajok

Indító táptalajok

Forrás	Összetétel	Növekedésszabályozók			pH	Edény típusa	Táptalaj/edény
		Auxin	Citokinin	Egyéb			
Gangaprasad et al. (2000)	WPM táptalaj + szacharóz + agar	-	BA	-	5,2	tenyészcső	15 ml
Ket et al. (2004)	MS táptalaj + szacharóz + agar	-	BA	-	n.a.	n.a.	n.a.
Sherif et al. (2012)	MS táptalaj + szacharóz + agar	-	BA TDZ KIN	-	5,7	kémcső	n.a.
Zhang et al. (2015)	½ MS táptalaj + szacharóz, aszkorbinsav, citromsav, adenin-szulfát, l-arginin + agar	-	BA	-	5,8	n.a.	n.a.
Sherif et al. (2016)	Mitra táptalaj + szacharóz, citromsav, nátrium-citrát, pepton, kókuszvíz, burgonyakivonat, banánpép + Phytigel™	2,4-D NAA Pic	BA TDZ 2-iP	-	5,7	kémcső, sóoldatos üveg, Erlenmeyer-lombik	n.a.
Sherif et al. (2017)	MS táptalaj + agar	-	TDZ	-	5,7	n.a.	n.a.
Raja (2017)	MS táptalaj + szacharóz + agar	-	-	-	5,7	n.a.	n.a.
Poobathy et al. (2019)	½ MS táptalaj + AC, banán homogenizátum, szacharóz + Gelrite	NAA	TDZ	-	n.a.	kémcső	15 ml
	Knudson C	-	-	-	n.a.	kémcső	15 ml
	módosított Knudson C	-	-	-	n.a.	kémcső	15 ml
	½ MS táptalaj + tripton, szacharóz + Gelrite	-	-	-	5,2	kémcső	15 ml
David et al. (2022)	½ MS táptalaj + szacharóz, AC + Gelrite	-	-	-	5,7	üvegedény	50 ml

3. táblázat: Ékszerorchideák táptaljai az indító szakaszban

Jelmagyarázat: n.a. – nincs adat, a forrás nem közölt információt az adott technikai elemmel kapcsolatban

Az indító táptalajok nagyon változatosak voltak, de legtöbb esetben ½ MS és MS táptalajt alkalmaztak. Ezen kívül próbálták még a KC, módosított KC, Mitra és WPM táptalajt is. Legtöbb esetben egyéb tápanyagokkal is kiegészítették, illetve szilárdító anyaggal (agar, Gelrite, Phytigel™). Növekedésszabályozók tekintetében citokinineket gyakran alkalmaztak, auxinokat pedig csak két forrás említett meg az indító szakaszban. Táptalajok beállított pH-ja 5,2 és 5,8 között változott, de leggyakrabban az 5,7-es pH fordult elő. Ket et al. (2004) és

Poobathy et al. (2019) nem mindenhol tett közzé információt a táptalaj kémhatásával kapcsolatban.

Edény típusáról és az indító táptalaj mennyiségéről nem minden forrás közölt információkat. Rendelkezésre álló adatok alapján leggyakrabban kémcsöveket alkalmaztak a kultúra indításához, de előfordult még tenyészcso, üvegedény, Erlenmeyer-lombik és sóoldatos üveg is. Edénybe töltött táptalaj mennyisége általában 15 ml volt, de David et al. (2022) 50 ml táptalajt alkalmazott edényenként.

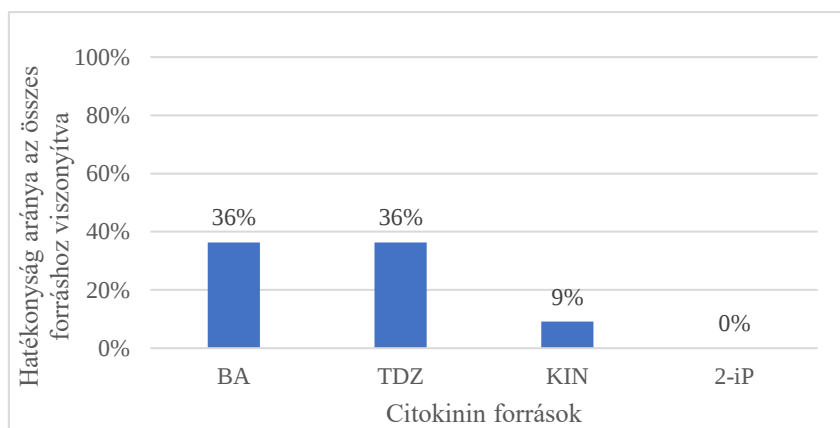
Forrás	Növekedés-szabályozó típusa	Növekedés-szabályozó(k) és vizsgált koncentráció(k)		Legjobbnak bizonyuló koncentráció(k)	Hatékonyságra utaló adatok	
Gangaprasad et al. (2000)	Auxin	-	-	-	-	-
	Citokinin	BA	0,0-22,0 µm	2,2 µM (0,5 mg/l)	hajtások száma	<i>A. sikkimensis</i> 4,6 hajtás/explantátum,
						<i>A. regalis</i> 5,6 hajtás/explantátum
Ket et al. (2004)	Auxin	-	-	-	-	-
	Citokinin	BA	0,5 mg/l	n.a.	n.a.	n.a.
Sherif et al. (2012)	Auxin	-	-	-	-	-
	Citokinin	BA	0,01-3,5 mg/l	-	-	-
		TDZ	0,01-3,5 mg/l	3,0 mg/l	hajtások száma	2,86-3,71 hajtás/explantátum
		KIN	0,01-3,5 mg/l	3,5 mg/l	hajtások hossza	2,63 és 4,43 cm
Zhang et al. (2015)	Auxin	-	-	-	-	-
	Citokinin	BA	0,5-3,0 mg/l	1,5 mg/l	hajtásindukció hajtások hossza	91,67% 1,04 cm
Sherif et al. (2016)	Auxin	2,4-D	0,1-3,0 mg/l	-	kallusz-képződés	BA + TDZ nódusz: 59,9% internódium: 73,1% levél: 57,8%
		NAA		0,5 mg/l		
		Pic		-		
	Citokinin	BA	0,1-3,0 mg/l	1,0 mg/l -		TDZ + NAA nódusz: 69,7% internódium: 77,8% levél: 64,2%
		TDZ		1,0 mg/l		
		2-iP		-		
Sherif et al. (2017)	Auxin	-	-	-	-	-
	Citokinin	TDZ	0,1-2,5 mg/l	1,5 mg/l	hajtások száma	4,2 hajtás/explantátum 2,7 hajtás/explantátum
Poobathy et al. (2019)	Auxin	NAA	1,0 mg/l	n.a.	n.a.	n.a.
	Citokinin	TDZ	0,1 mg/l	n.a.	n.a.	n.a.

4. táblázat: Növekedésszabályozók az indító szakaszban

Jelmagyarázat: n.a. – nincs adat, a forrás nem közölt információt az adott technikai elemmel kapcsolatban

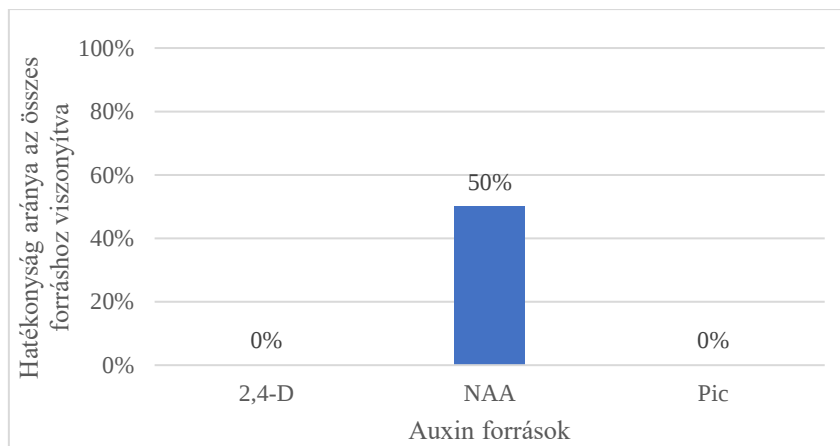
Kilenc kísérletből hét számolt be arról, hogy alkalmazott növekedésszabályozót az indító szakaszban. A hét kísérletből kettő kombinálta a citokinineket auxinokkal, a fennmaradó öt

csak citokininekkel egészítette ki a táptalajt. Vizsgált koncentrációk 0,01 mg/l-től 3,5 mg/l-ig terjedtek. Ket et al. (2004) és Poobathy et al. (2019) megadták a használt növekedésszabályozók koncentrációját, de arról már nem számoltak be, hogy milyen eredményeket értek el vele. Hatékonyságra utaló adatokat Sherif et al. (2016) a kalluszképződés mértékével határozta meg, a többi kísérletben pedig a keletkező hajtások száma és a fejlődő hajtások hossza fejezte ki a növekedésszabályozók hatását (4. táblázat)



2. ábra: Indító táptalajhoz adott, leghatékonyabbnak bizonyuló citokinin források

Citokininek közül a BA öt, TDZ négy, KIN és a 2-iP egy-egy kísérletben szerepelt. Leghatásosabbnak a BA-t és TDZ-t ítélték meg, négy-négy kísérletben alkalmazták őket. Sherif et al. (2016) együttesen is kipróbálta a két citokinint. KIN eredményessége alulmaradt a BA és a TDZ-hez képest, azonban a 2-iP egyik próbált koncentrációban sem volt hatékony (2. ábra)



3. ábra: Indító táptalajhoz adott, leghatékonyabbnak bizonyuló auxin források

Auxinok közül csak az NAA bizonyult eredményesnek, a másik két auxin forrás használatával nem értek el kimagasló értékeket (3. ábra).

Felszaporító táptalajok

Forrás	Összetétel	Növekedésszabályozók			pH	Edény típusa	Táptalaj/edény
		Auxin	Citokinin	Egyéb			
Gangaprasad et al. (2000)	WPM táptalaj + szacharóz + agar	-	BA	-	5,2	tenyészcső	15 ml
Ket et al. (2004)	MS táptalaj + agar	-	-	-	5,8	kémcső (40 x 130 mm)	30 cm ³
	KC táptalaj + agar	-	-	-			
	módosított H3 táptalaj + szacharóz, AC + agar	-	BA TDZ KIN	-			
Zhang et al. (2015)	1/2 MS táptalaj + szacharóz, Hyponex + agar	NAA	BA KIN	-	5,8	n.a.	n.a.
	MS táptalaj + szacharóz, Hyponex + agar	NAA	BA KIN	-			
	VW táptalaj + szacharóz, Hyponex + agar	NAA	BA KIN	-			
	B5 táptalaj + szacharóz, Hyponex + agar	NAA	BA KIN	-			
Sherif et al. (2016)	Mitra táptalaj + szacharóz, citromsav, nátrium-citrát, pepton, kókuszvíz, burgonyakivonat, banánpép + Phytigel™	NAA IAA IBA	BA KIN 2-iP ZEA	-	5,7	kémcső sóoldatos üveg Erlenmeyer-lombik	n.a.
Sherif et al. (2017)	MS táptalaj + AC + agar	2,4-D NAA IBA	BA KIN 2-iP ZEA TDZ	-	5,7	n.a.	n.a.
Raja (2017)	MS táptalaj + szacharóz + agar	-	BA TDZ KIN	-	5,7	n.a.	n.a.
David et al. (2022)	1/2 MS táptalaj + szacharóz, AC + Gerlite	NAA Pic 2,4-D	BA KIN TDZ	-	5,7	üvegedény	50 ml

5. táblázat: Ékszerorchideák táptaljai a felszaporító szakaszban

Jelmagyarázat: **n.a.** – nincs adat, a forrás nem közölt információt az adott technikai elemmel kapcsolatban

Felszaporító szakaszban kilencféle táptalajt alkalmaztak, de leggyakoribb az MS táptalaj volt, négy kísérletben alkalmazták. ½ MS táptalajt két kísérletnél használtak, a többi táptalajt (WPM, KC, H3, VW, B5, Mitra) pedig csak egy-egynél. Mindegyik táptalaj szilárd volt, agarral, Gelrite-tal vagy Phytigel™-lel szilárdították őket. Közegek pH-ja túlnyomó többségben 5,7 és 5,8 volt, csak Gangaprasad et al. (2000) állította be 5,2-re. Edényekről ismételten hiányosak az adatok, Zhang et al. (2015), Sherif et al. (2015, 2017) és Raja (2017) nem tért ki rá. Többi esetben kémcsöveket, üvegedényeket, tenyészcsőveket és Erlenmeyer-

lombikokat alkalmaztak. Növekedésszabályozókat minden táptalajba tettek, öt táptalaj kivételével mindegyikben használtak auxinokat és a citokinineket is.

Poobathy et al. (2019) nem számolt be arról, hogy felszaporító szakaszban milyen táptalajt alkalmazott.

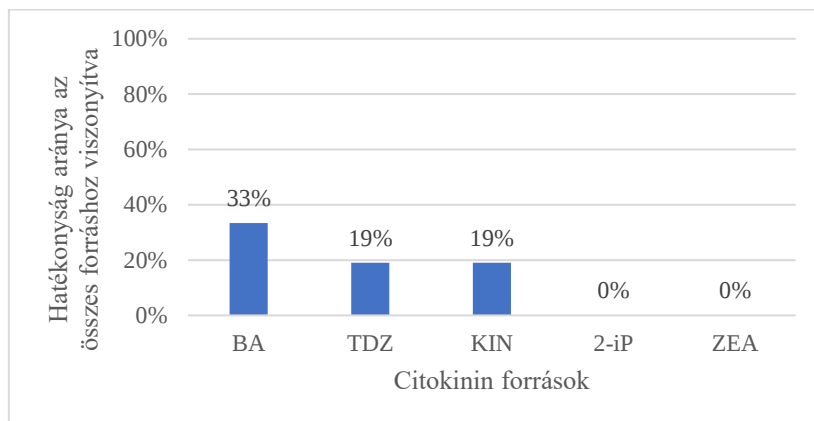
Forrás	Növekedés-szabályozó típusa	Növekedésszabályozó(k) és vizsgált koncentráció(k)		Legjobbnek bizonyuló koncentráció(k)	Hatékonyságra utaló adatok	
Gangaprasad et al. (2000)	Auxin	-	-	-	-	-
	Citokinin	BA	0,0-22,0 µM	2,2 µM (0,5 mg/l)	hajtások száma, hajtások hossza	<i>A. regalis</i> 21,4 és 8,2 hajtás/explantátum, <i>A. sikkimensis</i> 12,3 és 4,3 hajtás/explantátum <i>A. regalis</i> 5,8 és 5,2 cm <i>A. sikkimensis</i> 4,1 és 4,4 cm
Ket et al. (2004)	Auxin	-	-	-	-	-
	Citokinin	BA	0,1; 0,5; 1; 2; 3 mg/l	1 mg/l	hajtások száma	5,1-5,2 hajtás/explantátum 3 cm
		TDZ	0,1; 0,5; 1; 2; 3 mg/l	1-2 mg/l	hajtások hossza	
		KIN	0,1; 0,5; 1; 2; 3 mg/l	1 mg/l		
Zhang et al. (2015)	Auxin	NAA	0-0,5 mg/l	0,5 mg/l	proliferációs ráta	4,33
	Citokinin	BA	0,5-4,0 mg/l	3,0 mg/l	hajtások hossza	2,46 cm
		KIN	0,1-2,0 mg/l	1,0 mg/l		
Sherif et al. (2016)	Auxin	NAA	0,1-3,0 mg/l	0,5 mg/l	hajtások száma	30,6 hajtás/explantátum internódiumoknál
		IAA		-		
		IBA		-		
	Citokinin	BA	0,1-3,0 mg/l	1,0 mg/l		28,9 hajtás/explantátum nóduszoknál
		KIN		-		
		2-iP		-		
		ZEA		-		

Forrás	Növekedés-szabályozó típusa	Növekedésszabályozó(k) és vizsgált koncentráció(k)		Legjobbnek bizonyuló koncentráció(k)	Hatékonyságra utaló adatok	
Sherif et al. (2017)	Auxin	2,4-D	0,01-3,0 mg/l	-	hajtások száma	-
		NAA		0,01 mg/l		10 hajtás/explantátum hónaljrügyeknél
		IBA		-		4,2 hajtás/explantátum hajtásvégeknél
	Citokinin	BA		0,01 mg/l		-
		KIN		0,01 mg/l		10,8 hajtás/explantátum
		2-iP		-		4,6 hajtás/explantátum
		ZEA		-		-
		TDZ		1,5 mg/l		-
Raja (2017)	Auxin	-	-	-	-	-
	Citokinin	BA	1,0-5,0 mg/l	3,0 mg/l	hajtások száma hajtások hossza	2 hajtás/explantátum 3,0 cm
		TDZ	0,5-3,0 mg/l	2,5 mg/l	hajtások száma hajtások hossza	7 hajtás/explantátum 6,2 cm
		KIN	1,0-5,0 mg/l	4,0 mg/l	hajtások száma hajtások hossza	1,38 hajtás/explantátum 2,6 cm
David et al. (2022)	Auxin	NAA	1,0 mg/l	-	hajtások száma	-
		Pic				1,1 hajtás/explantátum
		2,4-D				1,2 hajtás/explantátum
	Citokinin	BA				1,7 hajtás/explantátum
		KIN				1,8 hajtás/explantátum
		TDZ				2,3 hajtás/explantátum

6. táblázat: Növekedésszabályozók a felszaporító szakaszban

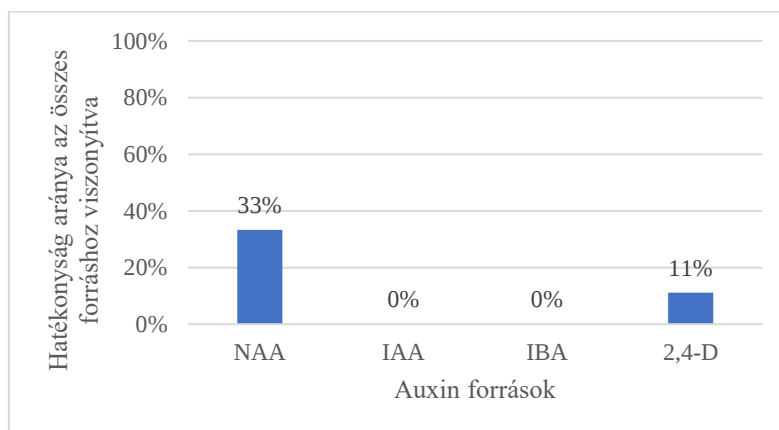
Jelmagyarázat: **n.a.** – nincs adat, a forrás nem közölt információt az adott technikai elemmel kapcsolatban

Gangaprasad et al. (2000), Ket et al. (2004) és Raja (2017) felszaporító szakaszban nem alkalmaztak auxinokat. Citokininek közül BA és KIN volt a leggyakoribb, amit kipróbáltak, utánuk következett a TDZ, 2-iP és a ZEA. Auxinok közül NAA-t alkalmaztak a legtöbben, utána jött az IBA és 2,4-D, legvégül pedig az IAA. Koncentrációk 0,1-től egészen 5,0 mg/l-ig lettek vizsgálva. Legkisebb hatékony koncentráció a 0,01 mg/l, a legnagyobb pedig 4,0 mg/l volt. Hatékonyságra utaló adatok a hajtások száma és a hajtások hossza volt (6. táblázat).



4. ábra: Felszaporító táptalajhoz adott, leghatékonyabbnak bizonyuló citokinin források

Leghatékonyabb citokinin forrásnak a BA bizonyult, hét kísérletnél alkalmazták és mind a hétnél bizonyított volt a hatékonysága. TDZ is hatékonynak bizonyult, azonban csak négy táptalajnál alkalmazták. KIN hat kísérlet tápközegeéhez lett hozzáadva, azonban csak négy esetben állapították meg hatékonyságát. 2-iP és ZEA felszaporító szakaszban nem bizonyult hatékonynak a többi forráshoz képest (4. ábra).



5. ábra: Felszaporító táptalajhoz adott, leghatékonyabbnak bizonyuló auxin források

Auxinforrások közül az NAA használatával figyelték meg a legjobb eredményeket. Négy kísérletből hárman bizonyították sikeresnek a használatát. 2,4-D is hatásos volt, azonban csak egy alkalommal számoltak be a hatékonyságáról. IAA és IBA nem produkált jó eredményeket (5. ábra).

Gyökereztető táptalajok

Forrás	Összetétel	Növekedésszabályozók			pH	Edény típusa	Talaj/edény
		Auxin	Citokinin	Egyéb			
Gangaprasad et al. (2000)	WPM táptalaj + AC + agar	NAA	-	-	5,2	n.a.	n.a.
Ket et al. (2004)	H3 táptalaj + szacharóz, AC + agar	-	-	-	5,8	kémcső (40 x 130 mm)	30 cm ⁻³
Sherif et al. (2012)	MS táptalaj + AC + agar	-	-	-	5,7	kémcső	n.a.
Zhang et al. (2015)	1/2 MS táptalaj + agar	NAA IBA	-	-	5,8	n.a.	n.a.
Sherif et al. (2016)	Mitra táptalaj + AgNO ₃	-	-	-	5,7	n.a.	n.a.
Sherif et al. (2017)	MS táptalaj + AC + agar	IBA IAA	-	-	5,7	n.a.	n.a.
Raja (2017)	MS táptalaj + szacharóz + agar	IBA IAA	-	-	5,7	n.a.	n.a.
David et al. (2022)	1/2 MS táptalaj + szacharóz, AC + Gelrite	IAA	-	-	5,7	üvegedény	50 ml

Z. táblázat: Ékszerorchideák táptaljai a gyökereztető szakaszban

Jelmagyarázat: n.a. – nincs adat, a forrás nem közölt információt az adott technikai elemmel kapcsolatban

Gyökereztető szakaszban WPM, H3, MS, 1/2 MS és Mitra táptalajok lettek alkalmazva. MS táptalaj volt a legnépszerűbb, három kísérletben is alkalmazták. Mindegyik táptalajt szilárdították agarral vagy Gelrite-tal. Beállított pH 5,7 és 5,8 körül volt leggyakrabban, Gangaprasad et al. (2000) alkalmazott csak 5,2 pH-s táptalajt. Gyökereztetéshez használt edényről csak Ket et al. (2004), Sherif et al. (2012) és David et al. (2022) közölt adatokat, kémcsöveket és üvegedényeket alkalmaztak. Gyökereztető szakaszokban csak auxinokat alkalmaztak. Ket et al. (2004), Sherif et al. (2012 és 2016) nem használtak növekedésszabályozókat.

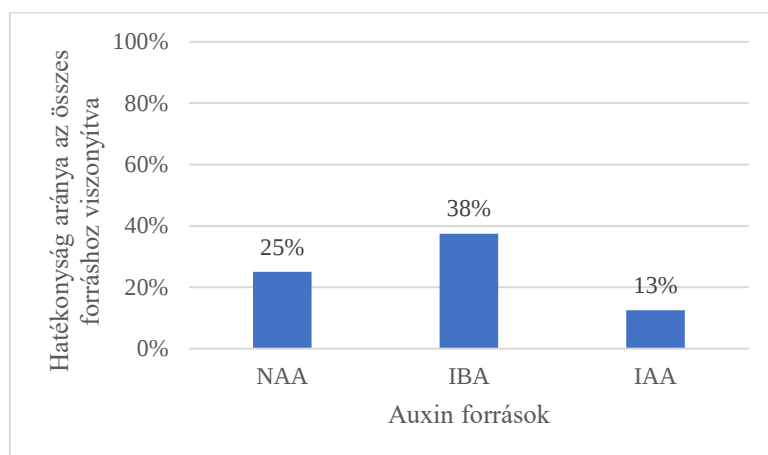
Poobathy et al. (2019) nem tért ki arra, hogy gyökereztetési szakaszban milyen táptalajt alkalmazott.

Forrás	Növekedésszabályozó típusa	Növekedésszabályozó(k) és vizsgált koncentráció(k)	Legjobbnek bizonyuló koncentráció(k)	Hatékonyságra utaló adatok	
Gangaprasad et al. (2000)	Auxin	NAA	0,0-16,2 µM	2,7 µM (0,5 mg/l)	gyökerek száma <i>A. regalis</i> 3,8 gyökér/explantátum <i>A. sikkimensis</i> 3,1 gyökér/explantátum
					gyökerek hossza <i>A. regalis</i> 2,8 cm <i>A. sikkimensis</i> 2,4 cm
	Citokinin	-	-	-	-
Zhang et al. (2015)	Auxin	NAA	0,3-1,2 mg/l	0,6 mg/l	gyökeresedési % 93,33%
		IBA	0,3-1,2 mg/l	0,3 mg/l	gyökerek száma 3,47 db/explantátum gyökerek hossza 2,20 cm
	Citokinin	-	-	-	-
Sherif et al. (2017)	Auxin	IBA	0,1-5,0 mg/l	5,0 mg/l	gyökerek száma 2,8 gyökér/explantátum
		IAA	0,1-5,0 mg/l	5,0 mg/l	2,8 és 2,5 gyökér/explantátum
	Citokinin	-	-	-	-
Raja (2017)	Auxin	IBA	5,0-10,0 mg/l	7,0 mg/l	gyökeresedési % 86,6%
		IAA	5,0-10,0 mg/l	8,0 mg/l	gyökeresedési % 50%
	Citokinin	-	-	-	-
David et al. (2022)	Auxin	IAA	1,0 mg/l	-	gyökerek száma 2-3 gyökér/explantátum
	Citokinin	-	-	-	-

8. táblázat: Növekedésszabályozók a gyökereztető szakaszban

Jelmagyarázat: **n.a.** – nincs adat, a forrás nem közölt információt az adott technikai elemmel kapcsolatban

Növekedésszabályozók közül csak auxinokat alkalmaztak, nevezetesen IBA-t, IAA-t és NAA-t. Vizsgált koncentrációjuk 0,1 mg/l-től 10 mg/l-ig terjedt. Auxinok hatékonyságára utaló adatokat a gyökeresedési százalékban, gyökerek számában és a gyökerek hosszában fejezték ki. Citokinineket nem használtak.



6. ábra: Gyökereztető táptalajhoz adott, leghatékonyabbnak bizonyuló auxin források

IBA bizonyult a leghatékonyabbnak a gyökereztető szakaszban, utána az NAA és legvégül az IAA. IBA-t három kísérletben alkalmazták, mind a háromban hatékonyan bizonyult. NAA hasonlóan sikeres volt, azonban csak két kísérletben tértek ki az alkalmazására. IAA három vizsgálatban jelent meg, de csak egynél bizonyult eredményesnek (6. ábra).

5.4. Fizikai körülmények az indító szakasztól a gyökeresedésig

Forrás	Indító szakasz			Indító szakasz után		
	Fotoperiódus	Fényintenzitás	Hőmérséklet	Fotoperiódus	Fényintenzitás	Hőmérséklet
Gangaprasad et al. (2000)	12 óra	25-50 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$	$25 \pm 2 \text{ }^{\circ}\text{C}$	12 óra	25-50 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$	$25 \pm 2 \text{ }^{\circ}\text{C}$
Ket et al. (2004)	16 óra	40 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$	25 $^{\circ}\text{C}$	16 óra	40 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$	25 $^{\circ}\text{C}$
Sherif et al. (2012)	16 óra	60 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$	$26 \pm 2 \text{ }^{\circ}\text{C}$	16 óra	60 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$	$26 \pm 2 \text{ }^{\circ}\text{C}$
Zhang et al. (2015)	14 óra	40 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$	$23 \pm 2 \text{ }^{\circ}\text{C}$	14 óra	40 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$	$23 \pm 2 \text{ }^{\circ}\text{C}$
Sherif et al. (2016)	16 óra	40 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$	$23 \pm 2 \text{ }^{\circ}\text{C}$	16 óra	40 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$	$23 \pm 2 \text{ }^{\circ}\text{C}$
Sherif et al. (2017)	16 óra	40 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$	$23 \pm 2 \text{ }^{\circ}\text{C}$	16 óra	40 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$	$23 \pm 2 \text{ }^{\circ}\text{C}$
Raja (2017)	16 óra	30 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$	$25 \pm 2 \text{ }^{\circ}\text{C}$	16 óra	30 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$	$25 \pm 2 \text{ }^{\circ}\text{C}$
Poobath et al. (2019)	16 óra	150 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$	$25 \pm 2 \text{ }^{\circ}\text{C}$	16 óra	150 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$	$25 \pm 2 \text{ }^{\circ}\text{C}$
David et al. (2022)	12 óra	150 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$	$25 \pm 2 \text{ }^{\circ}\text{C}$	12 óra	150 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$	$25 \pm 2 \text{ }^{\circ}\text{C}$

9. táblázat: Ékszerorchideák számára biztosított fizikai körülmények az indító szakasztól a gyökeresedésig

Mindegyik kísérletről elmondható, hogy az indító szakasznál beállított fotoperiódus, fényintenzitás és hőmérséklet egészen a gyökeresedési szakasz végéig ugyanúgy volt

alkalmazva. 67%-ban 16 órás megvilágításban részesültek a növények, két esetben volt 12 órás fotoperiódus és egyetlen egy esetben alkalmazták a 12 órás megvilágítást (David et al. 2022). Fényintenzitás 25 és 150 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ között váltakozott. Hőmérséklet tekintetében szignifikáns eltérés nem mutatkozott, $25-26 \pm 2 \text{ }^{\circ}\text{C}$ alkalmazása volt a leggyakoribb.

5.5. Akklimatizáció

Forrás	Közeg	Edény	Időtartam	Helyszín és megvilágítás	Hőmérséklet és RP	Ápolás	Túlélési arány
Gangaprasad et al. (2000)	szén - homok - törött cserép darabok 1:1:1	agyagcserép (5 x 5 cm)	2 hét	ködkamra	70-90% RP	n.a.	n.a.
Ket et al. (2004)	tőzegmoha	műanyag tálca	2 hét	növénynevelő kamra, 16 óra/nap	nappal 25 $^{\circ}\text{C}$ éjszaka 20 $^{\circ}\text{C}$ 80% RP	n.a.	100%
			n.a.	árnyékos üvegház, 15-20 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$	25 $\pm$ 2 $^{\circ}\text{C}$ 80-90% RP	PVC fólia takarás	
Sherif et al. (2012)	kókuszrost - aktív szén - műtrágya 3:1:1	papírpohár	3 hét	növénynevelő kamra, 16 óra/nap 60 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$	28 $\pm$ 2 $^{\circ}\text{C}$ 80-85% RP	4 naponta öntözés MS sóoldattal	80%
Zhang et al. (2015)	steril homok - tőzeg 2:1	műanyag pohár	30 nap	üvegház, 30%-os természetes megvilágítás	min. 15 $^{\circ}\text{C}$ – max. 30 $^{\circ}\text{C}$ 80-90% RP	n.a.	90,2%
Sherif et al. (2016)	kerti talajkeverék - homok - vermikomposzt - teahulladék 8:4:2:1	papírpohár	3 hónap	üvegház, 16 óra/nap 40 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$	24 $\pm$ 2 $^{\circ}\text{C}$ 80-85% RP	átlátszó polietilén fóliával való takarás, 4 naponta öntözés 1/2 Mitra oldattal	72,30%
Sherif et al. (2017)	kerti talajkeverék - homok - vermikomposzt - teahulladék 8:4:2:1	papírpohár	3 hónap	üvegház, 16 óra/nap 40 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$	24 $\pm$ 2 $^{\circ}\text{C}$ RP 80-85%	átlátszó polietilén fóliával való takarás, 3 naponta öntözés MS folyékony oldattal	68,42%
Raja (2017)	fekete agyagos föld - szárított mohapor - vermikulit - kókuszhéj 1:1:1:1	műanyag cserép	36 nap	n.a.	n.a.	negyed erősségű MS oldattal öntözés	n.a.
Poobathy et al. (2019)	tőzegmoha - kókuszrost - kókuszhéj 1:1:1	lyukacsos műanyag edény	n.a.	árnyékolt növényház, természetes fény	27 $\pm$ 5 $^{\circ}\text{C}$	heti 2x csapvizet öntözés	100%

Forrás	Közeg	Edény	Időtartam	Helyszín és megvilágítás	Hőmérséklet és RP	Ápolás	Túlélési arány
David et al. (2022)	perlit - faszén - sphagnum moha 1:1:1	műanyag cserép (5 x 7 cm)	60 nap	üvegház	30 °C RP 70-80%	n.a.	60%

10. táblázat Ékszerorchideák akklimatizációja

Jelmagyarázat: **n.a.** – nincs adat, a forrás nem közölt információt az adott technikai elemmel kapcsolatban

Akklimatizációt tekintve elmondható, hogy az ültetőközegek nagyon változatosak voltak, azonban közös jellemzőjük, hogy lazák és jó vízmegtartó képességgel rendelkeznek. Ket et al. (2004) kivételével mindenhol több komponensű, kevert közeget alkalmaztak.

Használt edények szintén változatosak voltak, de többségében (56%-ban) valamilyen műanyag edényt használtak, utána következett a papírpohár és csak egyetlen egy kísérletben, Gangaprasad et al. (2000), használtak agyagcserepet.

Akklimatizációra kijelölt időszak 2 hét és 3 hónap között változott, Poobathy et al. (2019) nem közölt róla információt. Ket et al. (2004) esetén az akklimatizációt két részre osztották, az növénynevelő kamrában töltött időszakot meghatározták, azonban az üvegházban folytatott akklimatizációról nem közöltek időtartamot. Az edzési időszakot egy esetben ködkamrában (Gangaprasad, 2000) végezték, két esetben növénynevelő kamrát alkalmaztak, majd utána üvegházban folytatták. 56%-ban csak növényházban/üvegházban végezték az akklimatizációt. Raja (2017) nem közölt pontos információt az akklimatizáció helyszínéről és körülményeiről.

Hőmérséklet tekintetében átlagosan 25-27 °C hőmérsékleten tartották a növényeket, a relatív páratartalom pedig jellemzően 80-85% körül alakult. Ápolási munkáknál négy esetben fordult elő fóliával történő takarás, illetve öt esetben közöltek információt az öntözésről. Öntözésre alkalmaztak csapvizet, MS folyékony oldatot, illetve Mitra oldatot.

A kilenc kísérletből kettő nem szolgáltatott adatot a túlélési arányról, azonban a többinél mind 60%-on felüli volt ez az arány. Két esetben írtak le 100% túlélést (Ket et al. 2004 és Poobathy et al. 2019).

5.6. Speciális kérdések, problémák

Gangaprasad et al. (2000) az explantátumok fertőtlenítésénél számolt be problémáról. Az egynóduszos hajtások 40%-a baktériumos fertőzőtségekben elhalt, annak ellenére, hogy etanollal, hipoklorittal és higany(II)-kloriddal is le lettek fertőtlenítve. Az anyanövényekről leválasztott hajtások a talajon kúsztak, valószínűleg a mikrobiális szennyeződések nehezítették meg a fertőtlenítést. A sterilizálási eljárás további finomításra szorul.

Egy másik megfigyelésük a két faj közötti eltérő reakció volt. A kultúra indításának kezdeti szakaszában a két faj fejlődése közt nem figyeltek meg szignifikáns különbségeket. Jelentős eltérést azután tapasztaltak, hogy az *in vitro* nevelkedett növényekről lementszették a hajtásokat és új táptalajra helyezték az őket. A fajspecifikus válaszok akkor nyilvánultak meg igazán, amikor ugyanazon körülmények között nevelkedett hajtások szolgáltatták az új explantátum forrást.

Sherif et al. (2012) a különböző citokinin koncentrációk felmérésénél figyelte meg, hogy a náduszkultúráknál a KIN nincs befolyással a hajtások indukciójára, azonban a többi citokininhez képest itt figyelték meg a legnagyobb ütemű hajtáshossz növekedést. Ellenben a hajtáscsúcs kultúráknál koncentrációjának növelése alacsonyabb szaporodási rátát és csekély hajtáshossz növekedést eredményezett.

Zhang et al. (2015) az indító szakaszban azt tapasztalta, hogy 1,5 mg/l feletti BA koncentráció már kedvezőtlen hatással van a hajtásindukcióra; kisebb arányban keletkeztek új hajtások és azok hossza, átmérője is visszamaradottabb volt, mint az alacsonyabb BA koncentrációs kultúráknál.

Vizsgálatok során azt is megállapították, hogy az auxinok a citokininekkel szinergista hatást fejtenek ki az *A. roxburghii* hajtásnövekedésére és szaporodására. Explantátumok optimális fejlődéséhez nélkülözhetetlen volt a BA és KIN mellé NAA-t társítani.

Sherif et al. (2016) akklimatizáció során azt tapasztalták, hogy az *in vitro* nevelt növények hamar hervadtak üvegházi körülmények között.

Sherif et al. (2017) azt tapasztalta, hogy a TDZ 1,5 mg/l koncentráció alatt és felett a hajtásnövekedés csökkenését eredményezte. Jelen vizsgálatban megállapították azt is, hogy a hajtáscsúcs explantátumokból kisebb reakciót váltott ki a hónaljrügy explantátumokhoz képest. Ebből azt a következtetést vonták le, hogy a TDZ szerepe a hajtásrügy-indukcióban explantátumfüggő.

A kísérletben 50 növényt akklimatizáltak 60 napon keresztül. A növények 68% sikeresen túlélte, azonban a fennmaradó 32% gombás fertőződés vagy a megváltozott környezeti hatások következtében elpusztult.

Poobathy et al. (2019) az explantátumok fertőtlenítésénél több problémába is ütközött. Az első fertőtlenítési eljárást Arditti és Ernst eljárása alapján végezték, ami az orchideák egynóduszos hajtásfertőtlenítésére lett kidolgozva. Fertőtlenítés utáni első öt napban azt tapasztalták, hogy az összes explantátum szennyezett volt. Ezután különböző koncentrációjú

Clorox®-ot tartalmazó fertőtlenítést alkalmaztak. Egyes kezeléseknél egyáltalán nem tapasztaltak fertőződést, azonban egyik explantátum sem mutatott utósterilizációs növekedést. Azt feltételezik, hogy a szabályozatlan környezetből és természetes élőhelyekről begyűjtött növények olyan tulajdonságokkal rendelkezhetnek, amelyek eltérnek az ellenőrzött körülmények között termesztett növényektől, ezért erősebb sterilizálószer alkalmazására van szükség.

David et al. (2022) azt tapasztalta, hogy az ékszerorchideák tömeges szaporítására az egynóduszos explantátumok helyett a hajtásvég explantátumok sokkal alkalmasabbak.

6. KÖVETKEZTETÉSEK

Az elemzett forrásokból megállapítható, hogy az ékszerorchideák mikroszaporításánál leggyakrabban a vegetatív növényi részekből indítanak kultúrákat. Nóduszkultúrák és hajtáscsúcskultúrák voltak a legtöbbet választott *in vitro* mikroszaporítási módok. Indirekt organogenezist csak egy forrás tárgyalt, azonban ez a szaporítási módszer is eredményesnek bizonyult.

Gangaprasad et al. (2000) megállapította, hogy azon növényi részek, amelyek valamilyen módon érintkeznek a talajjal, azok fertőtlenítése bonyolultabb és nagyobb odafigyelést igényel az esetlegesen megbúvó szennyeződések miatt. Poobathy et al. (2019) ráerősített erre a tényre, kiegészítve azzal, hogy a természetes élőhelyről begyűjtött növényi részek is nagyobb odafigyelést igényelnek.

Explantátumok fertőtlenítéséről minden szerző részletezi a lépéseket. A fizikai szennyeződések eltávolítására folyó csapvizet mosást alkalmaztak, a vegyszerek leöblítését pedig minden esetben steril desztillált vízzel végezték, többszöri ismétlésszámban. Felületi fertőtlenítés leggyakrabban nátrium-hipoklorittal, higany(II)-kloriddal és etanollal történt. Detergensként általában kereskedelembe is kapható vegyszereket alkalmaztak, feltehetően az alacsonyabb árak és a könnyebb beszerezhetőségük miatt. Fertőtlenítési eljárások ismétlésszámát és idejét mindenhol pontosan rögzítették. A táptalajok fertőtlenítése jól kidolgozott módszereken alapult, minden esetben autoklávval történt, 121 °C hőmérsékleten, 15-30 perces időtartamban.

Mikroszaporítás minden szakaszában az ½ MS és a teljes erősségű MS táptalaj volt a leggyakrabban használt közeg. Valószínűsíthető, hogy a választás azért erre a két táptalajra esett, mert számos forrás számolt be arról, hogy eredményesen használták más növényfajok mikroszaporításánál. Szilárdító anyagnak egy-két kivételtől eltekintve (Gelrite és Phytigel™) mindig agar alkalmaztak. Közegek pH-ja Gangaprasad et al. (2000) kísérletének kivételével (5,2) mindenhol 5,7-5,8 volt. A szaporítás során különböző edényeket alkalmaztak ami valószínűleg azzal volt összefüggésben, hogy mekkorák voltak az explantátumok, illetve, hogy milyen eszközök álltak rendelkezésre. Több forrás is volt, ahol nem nyújtottak információkat az alkalmazott edényről.

Fizikai körülmények nem mutattak nagy eltéréseket a különböző szerzőknél. Megvilágítás legtöbb esetben 16 órás volt, egy esetben alkalmaztak 14 órás, illetve két esetben 12 órás megvilágítást. Teljes sötétségről vagy folyamatos megvilágításról senki sem számolt be. Tenyésztés során biztosított hőmérséklet szinte minden esetben 23-25 °C fok környékén

alakult. Indító szakasztól a gyökeresedésig ugyanazokat a fizikai körülményeket tartották fenn, az explantátumok nem igényeltek más körülményeket a különböző szakaszokban.

Növekedésszabályozó hormonok használatát a különböző szakaszokban a legtöbb forrás ismerteti, azonban a különböző koncentrációk hatását nem tünteti fel mindenki az egyes szakaszokban. Hatékonyságra utaló adatokat általában a hajtások számával, hosszával, gyökerek számával és hosszával jellemezték.

Indító táptalajnál a TDZ, BA és KIN volt a leggyakrabban alkalmazott citokinin. Indításkor auxint csak kevesen alkalmaztak. Használatuk népszerűségének oka valószínűleg az, hogy számos más forrás beszámolt már a használatuk eredményességéről.

Sherif et al. (2016) leírta, hogy elsősorban a PGR-ek befolyásolják a kallusz indukcióját. A citokinin alacsony auxinszinttel kombinálva fontos a kalluszképződés beindításához és proliferációjához a különféle explantátumoknál. A TDZ és NAA kombinációja különösen előnyös indítási szakaszban. A kallusz regenerációs képessége az auxinok és citokinin koncentrációjától és kombinációjától függően változik. A BA önmagában stimulálta az *A. elatus* hajtásrügyeit, és NAA-val kombinálva tovább fokozta a hajtásszaporodást.

Az auxinok a citokininekkel szinergista hatást fejtenek ki. Citokinin és auxin kombinációjával kapott értékek magasabbak voltak, mint amikor a citokinineket csak önmagukban alkalmazták. A növényekben számos fejlődési folyamatot a köztük lévő kölcsönhatás szabályoz.

A kísérlet alatt többen is tapasztalták, hogy a TDZ-t tartalmazó táptalajon fejlődött hajtások lassú növekedésűek és kis levelűek voltak. A TDZ hajtásnövekedést gátló hatása összhangban állhat a magas citokinin aktivitással, illetve másik lehetséges oka az explantátumok különböző fiziológiai állapota.

Gyökeresedési szakaszban kizárólag auxinokat alkalmaztak a táptalajban. Zhang et al. (2015) megállapította, hogy az auxinok alacsony koncentrációban stimulálták a gyökeresedést. Egy bizonyos pontig növelve koncentrációjukat a gyökeresedés százalékos aránya fokozódott, azonban egy pont átlépése után ennek a százaléknak az értéke visszaesett és blokkolta a gyökernövekedést a magas auxin tartalom miatt.

Akklimatizáció során a választott ültetőközegek leggyakoribb összetevője a kókuszrost, tőzeg, homok és moha volt. A közegek minden esetben laza szerkezetűek és jó vízáteresztő képességűek voltak. Edények tekintetében a papírpohár és egyéb műanyag poharak, tálcák voltak használva. Edzés nagyrészt üvegházban történt természetes fény mellett vagy pedig 16

órás megvilágítással. Hőmérséklet általában 25 °C, relatív páratartalmat pedig 80% körül tartották. Ápolási munkák közül többen számoltak be az öntözésről, amit heti szinten végeztek, illetve volt, ahol átlátszó fóliával takarták a növényeket, hogy a magas páratartalmat tudják tartani, illetve hogy védjék a növényeket az esetleges gombás fertőzésektől. Túlélési arány 60% felett volt, tehát megállapítható, hogy az ékszerorchideák alkalmasak az *in vitro* szaporításra.

Sherif et al. (2016) tapasztalta, hogy az *in vitro* nevelt növények hamar hervadtak üvegházi körülmények között. Ennek egyik lehetséges magyarázata, hogy *in vitro* körülmények között alacsony fényintenzitáson, steril körülmények között, cukrot és tápanyagot tartalmazó táptalajon növekedtek, amely lehetővé tette a heterotróf növekedést, ellenben az *ex vitro* körülményekkel szemben. Hervadás másik oka az lehet, hogy az *in vitro* nevelt növényekről hiányzik a viaszszerű kutikula. Probléma megoldása érdekében a növényekre polietilén zsákokat helyeztek, melynek köszönhetően a palánták 72,3%-a sikeresen akklimatizálódott az üvegházi körülményekhez.

Jelenleg még kevés publikus kutatás foglalkozik az ékszerorchideák mikroszaporításával és az elérhetők közül is a legtöbb az *Anoectochilus* nemzetséggel foglalkozik. Poobath et al. (2019) *Ludisia discolor* mikroszaporításával foglalkozó kutatása nagyon részletesen beszámolt a helyes fertőtlenítési protokoll felállításáról, azonban a táptalajok összetételét és növekedésszabályozók használatát csak felületesen érinti. David et al. (2022) foglalkozott csak a *Macodes* nemzetség mikroszaporításával. Sikeresen végezték el a *Macodes limii* szaporítását. Ékszerorchideák szaporítása több figyelmet érdemlő terület, hiszen a források többsége a vadon gyűjtött anyanövények veszélyeztetettségéről számolt be.

7. ÖSSZEFOGLALÁS

Az ékszerorchidea növénynemzetségeinek in vitro szaporítástechnológiai közül a nóduszkultúrából és a hajtásvégekultúrából indított szaporítás volt a legnépszerűbb, leggyakrabban alkalmazott eljárás. Az explantátumok sikeres fertőtlenítése nagymértékben befolyásolja a szaporítás sikerességét. Eredeti élőhelyükről, illetve a talajjal érintkező növényi részek fertőtlenítése fokozott figyelmet és alaposságot igényelnek.

A táptalajra irányuló vizsgálatok a növekedésszabályozók hatásaira fókuszálnak. Több szerző is megállapította, hogy az auxinok és a citokininek szinergista hatással vannak egymásra, és ezt a legtöbb forrásban alkalmazták is. Számos kombinációkban kipróbálták a növekedésszabályozókat és a legtöbb kutatásban feltüntették az optimális koncentrációkat és a velük együtt járó hatásokat.

A mikroszaporítás során alkalmazott fizikai körülményeket mindegyik forrás tárgyalta, azonban mélyebbre hatóan egyik sem elemezte, inkább csak információs jelleggel rendelkeztek.

Akklimatizáció során az ültetőközeg összetételét minden esetben feltüntették, több összetevős közeg esetén az arányokat is ismertették. Hőmérséklet, relatív páratartalom tekintetében nagy eltérések nem voltak. Ápolási munkákról, öntözésről, fóliával történő takarásról többen is beszámoltak.

Az akklimatizációs folyamat végén megállapított túlélési százalékok alapján elmondható, hogy az ékszerorchideák alkalmasak a mikroszaporításra és ezzel a szaporítási módszerrel az eredeti élőhelyükön veszélyeztetett növények populációi is megmenthetőek lennének.

8. IRODALOMJEGYZÉK

1. CHASE M., CHRISTENHUSZ M., MIRENDA T. (2017): *The book of orchids*, Ivy Press, Brighton, 33, 59, 72-72, 79-80, 193 o.
2. CHEAH Y. H. (2020): *A Revision of Ludisia (Orchidaceae) in Peninsular Malaysia*, Malesian Orchid Journal, Vol. 24., 45 o.
3. DAVID D., RUSDI N. A., MOKHTAR R. A. M., FAIK A. A. M., GANSAU J. A. G. (2022): *Establishment of In Vitro Regeneration Protocol for Sabah's Jewel Orchid, Macodes limii J.J. Wood & A.L. Lamb*, Horticulturae 2022, 8, 155.
4. DUDITS D., HESZKY L. (1990): *Növénybiotechnológia*, Mezőgazdasági Kiadó, Budapest, 74-75 o.
5. ESZÉKI E. (2012): *Orchideafajok génmegőrzési és szaporítási lehetőségei*, Doktori értekezés, Budapesti Corvinus Egyetem, 16 o.
6. FIGUEROA C., SALAZAR G., ZAVALA H., ENGLEMAN E. (2008): *Root character evolution and systematics in cranichidinae, prescottiiinae and spiranthinae (Orchidaceae, Cranichideae)*, Annals of Botany. 101, 509-520.
7. GANGAPRASAD A., LATHA P. G., SEENI S. (2000): *Micropropagation of terrestrial orchids, Anoectochilus sikkimensis and Anoectochilus regalis*, Indian Journal of Experimental Biology, Vol. 38, pp. 149-154.
8. HESZKY L. (2003): *Az ivartalan szaporodás biotechnológiája* in: *Növényi biotechnológia és géntechnológia*. Szerk. Dudits D., Heszky L., Agroinform Kiadó, Budapest, 102-110 o.
9. HESZKY L. (2005): *Szomatikus sejtenyésztésre alapuló technikák és alkalmazásuk* in: *Mezőgazdasági Biotechnológia*. Szerk.: Heszky L., Fésüs L., Hornok L., Agroinform Kiadó, Budapest, 123-125 o.
10. INCZE F. (1966): *Levéldísznövények*, Mezőgazdasági Kiadó, Budapest, 158 o.
11. JÁMBORNÉ BENCZÚR E., FÁRI M. (2005): *A mikroszaporítás nemzetközi helyzete* in: *Kertészeti növények mikroszaporítása*. Szerk.: Jámborné Benczúr E., Dobránszki J., Mezőgazda Kiadó, Budapest, 25 o.
12. JÓZSA K. (2018): *Ékszerorchideák*, Kertbarát Magazin, XLI. évfolyam 1-2, 40 o.
13. KET N. V., HAHN E. J., PARK S. Y., CHAKRABARTY D., PEAK K. Y. (2004): *Micropropagation of an endangered orchid Anoectochilus formosanus*, BIOLOGIA PLANTARUM 48 (3): 339-344.
14. KRUMOV N. P., HRISTOVA V. A., BONCHEV G. N., NEDELCEVA A. M., TOMOV A. A., ZHIPONOVA M. K. (2022): *Review on biological and biotechnological characteristics of the terrestrial orchid Ludisia discolor*, Annual of Sofia University „St. Kliment Ohridski”, Faculty of Biology, Vol. 106., 14-15 o.
15. MAKARA Gy. (1982): *Orchideák és broméliák*, Mezőgazdasági Kiadó, Budapest, 58, 60, 137-138, 140, 202-203 o.

16. MOLNÁR V. A., SULYOK J., VIDÉKI R. (1995): *Vadon élő orchideák*, Kossuth Könyvkiadó, Budapest, 7 o.
17. MOLNÁR V. A., SRAMKÓ G. (2011): *Az orchideák elterjedése és kialakulása* in: Magyarország orchideáinak atlasza. Szerk.: Molnár V. A., Kossuth Kiadó, Budapest, 12 o.
18. TILLYNÉ MÁNDY A. (2005): *Orchideák* in: Kertészeti növények mikroszaporítása. Szerk.: Jámborné Benczúr E., Dobránszki J., Mezőgazda Kiadó, Budapest, 65-66, 69, 214 o.
19. TILLYNÉ MÁNDY A., PENDERT F. (2014): Titokzatos orchideák, HTSART, Budapest, 27, 84-85, 88-89, 110-117, 326, 330 o.
20. PAP I. (1985): *Virágkertészet*, szerzői kiadás, Budapest, 251-252 o.
21. PAP S. J. (1981): *Virágtermesztés növényházban*, Mezőgazdasági Kiadó, Budapest, 85 o.
22. PHILLIPS R. D., REITER N., PEAKALL R. (2020): *Orchid conservation: from theory to practice*, Annals of Botany 126., 345 o.
23. PODANI J. (2015): *A növények evolúciója és osztályozása*, ELTE Eötvös Kiadó, Budapest, 297-298 o.
24. POOBATHY R., ZAKARIA R., MURUGAIYAH V. (2019): *Surface sterilization and micropropagation of Ludisia discolor*, Biocatalysis and Agricultural Biotechnology 22 (2019) 101380.
25. POWO (2024): *Plants of the World Online*, Royal Botanic Gardens, Kew, <https://powo.science.kew.org/taxon/urn:lsid:ipni.org:names:30000046-2> (2024.02.05.)
26. RAJA D. H. (2017): *Effect of Cytokinins on Micropropagation of Anoectochilus elatus Lindl. from shoot tip explants – An Endangered Medicinal Orchid*, IOSR Journal of Biotechnology and Biochemistry, Volume 3, Issue 3, PP 73-76.
27. SCHMIDT G. (2002): *Növényházi dísnövények termesztése*, Mezőgazda Kiadó, Budapest, 61, 215-217 o.
28. SHERIF N. A., BENJAMIN J. H. F., MUTHUKRISHNAN S., KUMAR T. S., RAO M. V. (2012): *Regeneration of plantlets from nodal and shoot tip explants of Anoectochilus elatus Lindley, an endangered terrestrial orchid*, African Journal of Biotechnology Vol. 11(29), pp. 7549-7553.
29. SHERIF N. A., KUMAR T. S., RAO M. V. (2016): *In vitro regeneration by callus culture of Anoectochilus elatus Lindley, an endangered terrestrial jewel orchid*, In Vitro Cell.Dev.Biol.—Plant (2016) 52:72–80.
30. SHERIF N. A., KUMAR T. S., RAO M. V. (2017): *In vitro propagation and genetic stability assessment of an endangered terrestrial jewel orchid Anoectochilus elatus Lindl.*, Indian Journal of Experimental Biology, Vol. 55, pp. 853-863.
31. SULYOK M., VARGA E. (1986): *Trópusi orchideák*, Móra Ferenc Könyvkiadó, Budapest, 42-43 o.
32. YE S., SHAO Q., ZHANG A. (2017): *Anoectochilus roxburghii: A review of its phytochemistry, pharmacology and clinical applications*, Journal of Ethnopharmacology, Volume 209.
33. ZDENĚK J. (2003): *Orchideák enciklopédiája*, Ventus Libro Kiadó, Budapest, 7 o.

34. ZHANG A., WANG H., SHAO Q., XU M., ZHANG W., LI M. (2012): *Large scale in vitro propagation of Anoectochilus roxburghii for commercial application: Pharmaceutically important and ornamental plant*, Industrial Crops and Products 70 (2015) 158–162.

9. ÁBRÁK ÉS TÁBLÁZATOK JEGYZÉKE

1. ábra: Növényi részek fertőtlenítéséhez felhasznált szerek és anyagok, 26. oldal
2. ábra: Indító táptalajhoz adott, leghatékonyabbnak bizonyuló citokinin források, 29. oldal
3. ábra: Indító táptalajhoz adott, leghatékonyabbnak bizonyuló auxin források, 29. oldal
4. ábra: Felszaporító táptalajhoz adott, leghatékonyabbnak bizonyuló citokinin források, 33. oldal
5. ábra: Felszaporító táptalajhoz adott, leghatékonyabbnak bizonyuló auxin források, 33. oldal
6. ábra: Gyökereztető táptalajhoz adott, leghatékonyabbnak bizonyuló auxin források, 36. oldal
1. táblázat: Ékszerorchideák szaporítási módszere és növényanyaga, 24. oldal
2. táblázat: Növényanyag és táptalaj fertőtlenítése, 25-26. oldal
3. táblázat: Ékszerorchideák táptalajai az indító szakaszban, 27. oldal
4. táblázat: Növekedésszabályozók az indító szakaszban, 28. oldal
5. táblázat: Ékszerorchideák táptalajai a felszaporító szakaszban, 30. oldal
6. táblázat: Növekedésszabályozók a felszaporító szakaszban, 31-32. oldal
7. táblázat: Ékszerorchideák táptalajai a gyökereztető szakaszban, 34. oldal
8. táblázat: Növekedésszabályozók a gyökereztető szakaszban, 35. oldal
9. táblázat: Ékszerorchideák számára biztosított fizikai körülmények az indító szakasztól a gyökeresedésig, 36. oldal
10. táblázat: Ékszerorchideák akklimatizációja, 37-38. oldal

NYILATKOZAT

a szakdolgozat nyilvános hozzáféréséről és eredetiségéről

A hallgató neve: Csukás Nikolett Edina
A Hallgató Neptun kódja: OK8X5C
A dolgozat címe: Az ékszerorchideák (*Goodyera*, *Macodes*, *Anoectochilus*, *Ludisia* taxonok) mikroszaporítási technológiai
A megjelenés éve: 2024
A konzulens intézetének neve: Tájépítészeti, Településvezetési 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 a záróvizsgát csak új dolgozat készítése után tehetek.

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

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

Tudomásul veszem, hogy dolgozatom elektronikus változata feltöltésre kerül a Magyar Agrár- és Élettudományi Egyetem MATER Hallgatói Dolgozatok repozitóriumába. Tudomásul veszem, hogy a megvédett és

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

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

Kelt: 2024 év október hó 31 nap

Csukás Nikolett

Hallgató aláírása

NYILATKOZAT

Csukás Nikolett Edina (hallgató Neptun azonosítója: OK8X5C) konzulenseként nyilatkozom arról, hogy a szakdolgozatot áttekintettem, a hallgatót az irodalmi források korrekt kezelésének követelményeiről, jogi és etikai szabályairól tájékoztattam.

A szakdolgozatot a záróvizsgán történő védeésre javaslom / nem javaslom.

A dolgozat állam- vagy szolgálati titkot tartalmaz: igen nem

Kelt: Budapest, 2024.10.31.



belső konzulens