

Leuce-nyár klónok mikroszaporítása és ennek szerepe a szelekciós nemesítésben

¹Balla Ildikó–²Keserű Zsolt–²Antal Borbála–³Rédei Károly

¹NAIK Gyümölcsstermesztési Kutatóintézet, Érdi Kutatóállomás, Érd

²NAIK Erdészeti Tudományos Intézet, Ültetvényyszerű Fatermesztési Osztály, Püspökladány

³Debreceni Egyetem Mezőgazdaság-, Élelmiszertudományi és Környezetgazdálkodási Kar, Debrecen
keseruzs@erti.hu

ÖSSZEFOGLALÁS

A Leuce-nyárok (elsősorban a fehér és a szürke nyár) őshonos állományalkotó fajok egész Magyarországon. Egyes fajtákat vagy szelekciókat dísznövényként használnak parkokban vagy utcák, közutak mentén. Körülbelül 4%-át teszik ki az összes magyar erdőszült területnek (77 000 ha). A fehér és szürke nyár jelentős szerepet játszik a homoki termőhelyek erdősítésében és természetvédelmi szempontból is fontos fajok.

Hosszú távú nemesítési munka folyik a korábbi Erdészeti Tudományos Intézetnél (ma Nemzeti Agrárkutatási és Innovációs Központ Erdészeti Tudományos Intézet, NAIK ERTI) a gyorsan növő Leuce-nyárok száraz termőhelyi viszonyok közti szelekciójára.

A mikroszaporítási technológia gyorsan terjed az erdőszületben. A fák in vitro szaporítását Magyarországon főleg a gyümölcsstermesztésben használják, az erdőszületben a nemesítési és kutatási munkák során alkalmazzák.

E tanulmány rövid áttekintést ad különböző Leuce-nyár klónok mikroszaporítási kísérleteiről és a mikroszaporított klónok/fajták csemetéi növekedésének korai értékeléséről.

Kulcsszavak: Leuce-nyárok, biotechnológia, in vitro, szelektált klónok, terepi kísérletek

SUMMARY

Leuce-poplars (mostly white poplar and its natural hybrid grey poplar) are native tree species through Hungary. They are covering more than 4.0 per cent of the Hungarian forested area (77 000 ha). The white (grey) poplars play a significant role in the forestation under sandy soil site conditions as well as they are of importance from nature conservation point of view as well.

Long-term selection breeding work is going on at the National Agricultural Research and Innovation Centre Forest Research Institute (NARIC FRI), involving selection of fast-growing Leuce-poplar clones under dry site conditions.

Micropropagation technology is relatively quickly spreading in forestry. In vitro multiplication of trees is applied mainly in fruit growing in Hungary, in case of forestry it is used mainly for selection breeding.

This paper presents a short overview on the micropropagation trials with different Leuce-poplar clones and the early evaluation of the seedlings growing of the micropropagated clones/varieties.

Keywords: Leuce-poplars, biotechnology, in vitro, selected clones, field trials

BEVEZETÉS

A Leuce-nyárok szelekcióján belül a fehér nyár (*Populus alba* L.) és a legfontosabb természetes hibridje, a szürke nyár (*Populus x canescens*) őshonosak Magyarországon. Az őshonos nyárállományok és –ültetvények területe 2012-ben megközelítőleg 77 000 ha volt (az összes erdőszült terület 4%-a), 13 millió m³ (169 m³/ha) összes lábbon álló fakészlettel.

A NAIK Erdészeti Tudományos Intézet az egyik legfontosabb hazai intézménye a nyárnemesítésnek és termesztésük fejlesztésének. Az őshonos nyárok szelektált egyedeinek és populációinak vizsgálatai alapozták meg az *in situ* és *ex situ* fenntartásukat. A klónszelekció nagyon hatékony az additív és a nem additív genetikai komponensekre. Az ivartalan szaporítás nagyon fontos a szelektált genotípusok fenntartásában. A hagyományos vegetatív szaporítási eljárások, mint a gyökérdugvány, zölddugvány, különösen a termesztés elején nagyon korlátozottak. Ebben a szakaszban lehet jelentős szerepe a mikroszaporításnak, amit a NAIK Gyümölcsstermesztési Kutatóintézetben (korábban Érdi Gyümölcs- és Dísznövény Kutató Intézet) kezdtek el.

A nyárok (*Populus* sp.) az erdőszületi fajok közül az elsők között kerültek az in vitro szaporítási kísérletekbe (Gautheret 1934, Mathes 1964, Winton 1968, 1970, 1971, Wolter 1968, Chalupa 1974). Ezen kísérletek kiindulási anyagát általában kambialis szövet képezte. Itt először kalluszképződést indukáltak, majd a kifejlődött kalluszon idéztek elő – esetenként spontán – hajtás-, illetve gyökérfajlódást. A hajtás és a gyökér közötti kapcsolat azonban sok esetben bizonytalan volt. Az így szerzett tapasztalatok alapozták meg a rügyből induló vegetatív szaporítást és a különböző eredetű kalluszból történő növényregenerálást (Noh és Minocha 1986).

Whitehead és Glies (1977), Christie (1978) és Ahuja (1983ab, 1984) számoltak be először rügyeredetű steril tenyészetből, mikroszaporítással előállított nyár növénykékről. Eredményeik ismertetésekor a tenyészetek létesítése során fellépő nehézségeket, valamint az egyes nyár fajok között a szaporítás során tapasztalható genetikailag meghatározott különbségeket hangsúlyozták. A tenyészetek létesítésének sikerét erősen befolyásolta a kiinduló növényi anyag kora is.

Barocka et al. (1985) jelölték meg először munkájuk céljaként a nyárak kereskedelmi méretű termelésére alkalmas mikroszaporítási módszerek kidolgozását. E cél elérése érdekében, az eljárás optimalizálása kapott nagyobb hangsúlyt (Chun et al. 1986). Wann et al. (1988) tetraploid 'Ta-10' klón mikroszaporítási technológiáját dolgozták ki a korábbi oltással történő szaporítás kiváltása céljából. Egyúttal tovább folytatódott a különböző nyár fajok és fajták (klónok) „személyre szabott” *in vitro* szaporítási technológiájának kifejlesztése is, mely folyamat napjainkban is tart (Coleman és Ernst 1990, Iordan-Costache et al. 1995, Zhang et al. 2000, Noel et al. 2002).

A mikroszaporítás terjedésével egyre gyakrabban vetődött fel az ily módon előállított növények genetikai egységességének kérdése. Rahman és Rajora (2001) molekuláris genetikai módszerrel (mikroszatelit markeranalízis) vizsgált egyetlen egyedtől származó, mikroszaporítással előállított *Populus tremuloides* csemétéket, melyek fenológiai megfigyelések alapján egyöntetűek voltak. A 10 vizsgált lokuszról 8-nál semmilyen különbség nem volt kimutatható, két helyen ugyanakkor eltérés mutatkozott. Ez azt bizonyítja, hogy a mikroszaporítás során a genetikai változás fellépését teljes mértékben kizárni nem lehet. Az eltérés azonban csak érzékeny molekuláris módszerekkel mutatható ki, fenológiai elváltozást nem okoz. Az említett szerzők nem vizsgálták a hagyományos, ugyanakkor vegetatív szaporítással (oltás, szemzés, dugványozás) előállított utódnemzedékek egyöntetűségét.

A tömegszaporítási eljárás kifejlesztésével, tökéletesítésével szinte párhuzamosan kezdődtek és a mai napig folytatódnak a nemesítési célú, *in vitro* növényi anyagot alkalmazó kutatások. Kezdetben protoplaszt és sejtszuspenzió előállítása, majd ebből teljes növény regenerálása volt a cél (Douglas 1982, Ahuja 1983ab). Savka et al. (1985) éretlen embriókat használtak kiindulási anyagként a nemesítési munka elősegítése, illetve hatékonyságának elősegítése céljából. Az 1990-es években megkezdődtek a kalluszból történő növényi regenerálás biztonságának és hatékonyságának növelését, a tényleges *in vitro* nemesítés megalapozását célzó kísérletek (Son és Hall 1990) is. Egy évvel később pedig már megjelent az első transzformációs kísérletről szóló publikáció is (McCown et al. 1991), melyet azután több követett (Song et al. 2006, Nischiguchi et al. 2006).

A NAIK Erdészeti Tudományos Intézet által szelektált fehér nyár klónok mikroszaporítása a NAIK Gyümölcsstermesztési Kutatóintézetének mikroszaporító laboratóriumában folyt. A mikroszaporítás eredményessége biztosítja a szelektált klónok vegetatív szaporításának felgyorsulását és lehetőséget nyújt új klónkísérletek és magplántázatok létesítéséhez (Rédei és Balla 2007).

ANYAG ÉS MÓDSZER – A MIKROSZAPORÍTÁSI TECHNOLÓGIA SZAKASZAI ÉS ÁLTALÁNOS JELLEMZŐI

A mikroszaporítás módszer előnye, hogy a technológia birtokában rövid idő alatt egyetlen egyedből nagyszámú, azonos növekedésű növényi anyag nevelhető. Ez azt jelenti, hogy havi háromszoros szaporodási

rátával számolva elméletileg egy egyedből egyetlen év leforgása alatt 100 000 db teljesen azonos genetikai tulajdonságokkal rendelkező utód nyerhető.

A mikroszaporítási technológia fő lépései:

1. steril tenyésztet létesítése,
2. szaporítási technológia kidolgozása (meghatározása),
3. gyökeresítés,
4. akklimatizálás üvegházi körülmények között,
5. adaptálás a szabadföldi viszonyokhoz,
6. telepítés végleges ültetvénybe.

Tenyésztelésítés

Steril tenyésztet előállítására három fajta kiindulási anyag használata általános.

1. Az áttelelő rügyeknek a mélynyugalmi állapot leteltével, (általában ez februárra esik) egy előzetes fertőtlenítés után magas páratartalmú és hőmérsékletű termosztátban, mesterséges megvilágítás alatti meghajtása. A kontrollált körülmények között fejlődött hajtások szolgálnak az *in vitro* tenyésztet alapjául. A módszer a fehér nyár (*Populus alba* L.) esetében a fertőtlenítés szempontjából eredményes, azonban a steril tenyésztetek továbbfejlődése csekély, rövid stagnálás után legtöbbször elpusztul.
2. A kora tavaszi hajtások kíméletes módon fertőtlenítve gyors fejlődésnek indulnak.
3. A megfásodott hajtások kevésbé érzékenyek a fertőtlenítésre, de a további növekedésük néhány klón esetében nem megfelelő.

Steril tenyésztetek létesítésére a tavaszi, aktív növekedési időszak a legmegfelelőbb, amikor az éves hajtások elérik a 15–20 cm-es hosszúságot. Ebben az időszakban, kedvező időjárás esetén a kórokozók még nincsenek nagy számban jelen a fás kultúrákban, így a fertőtlenítés általában nem okoz túlságosan nagy problémát. A Leuce-nyárak *in vitro* tenyésztete létesítésének alapvető nehézsége az ide tartozó fafajok morfológiai adottságaiból származó erősen molyhos, tapadós felület, melynek molyhos felületéhez még nedvesítőszer alkalmazása mellett is csak nehezen jutnak el a fertőtlenítő szerek. Ezen adottság kiküszöbölésére fejlesztettük ki azt a három lépésből álló fertőtlenítési módszert, mellyel megközelítőleg 50%-ban kórokozómentes tenyésztet nyerhető.

Kísérleteinkben a tenyésztetbe vonandó Leuce-nyár klónok esetében igen nagy számú hajtás sterilizálására volt szükség ahhoz, hogy a szaporítási kísérletek megkezdéséhez elegendő steril tenyésztet nyerjünk.

A tenyésztetek létesítésére a legalkalmasabbak az aktív növekedésben levő, fiatal, 1–3 éves cseméték. Szelekciós nemesítés esetén ilyen növényi anyag azonban csak nagyon ritkán áll rendelkezésre. Az idősebb fák csekély éves növekedést mutatnak, sok esetben ez mindössze csak néhány mm, esetleg cm, mely jelentősen megnehezíti a steril tenyésztet létesítését. A korán záródó rügyek csak nehezen, hosszas rejuvenilizálási folyamat eredményeként hajtanak ki.

Rejuvenilizálás

Az időskorú fákról gyakran nem a sterilizálás eredménytelensége, hanem a steril körülmények között a növekedés elmaradása miatt sikertelen a tenyésztet lé-

tesítés. Ennek kiküszöbölésére szükséges a rejuvenilizálás beiktatása a folyamatba. A rejuvenilizálás történhet *in vivo* és *in vitro* körülmények között.

1. Az *in vivo* rejuvenilizálás kertészeti módszerek beiktatását jelenti a tenyésztetési folyamatban:
 - a kijelölt anyafáról dugványozással csemetét állítunk elő, melyet üvegházban nevelve, folyamatos növényvédelemben részesítve használnunk kiindulási anyagnak (*Populus alba* x *Populus alba* klónok),
 - nyár magonc csemetére oltjuk a kijelölt fáról származó oltóvesszőt, és az oltvány szolgál kiindulási anyagnak.
2. *In vitro* rejuvenilizálás alkalmával a steril tenyészteteket gyakori – mely kezdetben néhány nap, később hetenkénti –, friss táptalajra való tüzeléssel megszabadítjuk a kihajtást gátló fenolok nagy részétől, és a folyamatos növekedésserkentő hatással fejlődésre bírjuk (*Populus alba* x *Populus grandidentata*).

Szaporítás *in vitro*

Steril, fejlődésnek indult tenyésztet birtokában kezdődhetnek a szaporítást célzó kísérletek. A hajtás sokszorozódás kiváltásához a tenyészteteket növénynevelő kamrában, 22 °C hőmérsékleten, 16/8 órás fotoperióduson, 1500 Lux megvilágítás alatt neveljük.

Az idős anyafáról származó nyár klónok, valószínűleg a hosszas rejuvenilizálódás miatt csak 3–5 hónap alatt érik el a klónra jellemző szaporodási rátát, míg a dugványeredetűeknél ez csak 2–3 hónapot vesz igénybe. Ez a szaporítási fázisban 5–8 új hajtás differenciálódását jelenti havonta. Ezek az új hajtások leválasztva az anyatőről újabb szaporítási ciklus alapját képezik. A sokszorozást mindaddig ismétljük, míg a kívánt mennyiségű növényi anyag előállításra nem kerül. Az új hajtások a szaporító táptalajon megfelelően megnyúlnak, és eléri a gyökereztetésre alkalmas méretet.

A táptalaj összetételének meghatározásához támpontul a Murashige és Skoog (1962), illetve a WPM (Lloyd és McCown 1980) alapú táptalaj összetételét vettük. Az adagolt nitrogén mennyiségének és formájának, valamint a hormon-koncentráció és –összetétel meghatározása klónonként eltérő módon történik. A fehér nyár a szaporítási fázisban hajlamos a vitrifikálódásra. Ez egy olyan fiziológiai rendellenesség, melyet leggyakrabban a táptalaj túlzott sókoncentrációja eredményez. Kiküszöböléséhez kísérletsorozat beállítása szükséges. Alapelve, hogy úgy a nitrogén, mint a növekedésserkentő anyagok mennyiségét a lehető legalacsonyabb szinten kell tartani, megfelelő növekedés biztosítása mellett.

Gyökereztetés

A gyökérképződés beindítására legalkalmasabb a tavaszi időszak. A február és június közepe között gyökerezített növények az akklimatizálást követő szabadföldi nevelés után őszre eléri az egyméteres magasságot, és végleges helyükre telepíthetők.

Gyökereztetésre a 15–20 mm hosszúságú, háromhetes hajtások a legmegfelelőbbek. A gyökereztető táptalaj makroelem-koncentrációja – néhány kivételtől

eltekintve – a szaporító táptalaj makroelem-koncentrációjának a fele, és az adagolt cukrok mennyisége is csökken. A gyökérképződés 3–4 hét alatt megy végbe, és éri el az akklimatizálásra alkalmas méretet. A fehér nyár növénykéek 80% feletti arányban képesek meggyökeresedni.

Akklimatizálás

A gyökerez növények üvegházi feltételekhez való szoktatása az akklimatizálás. Ez az egyik legnehezebb része a mikroszaporítási eljárásnak.

Akklimatizálásra a tavaszi időszak a legkedvezőbb, amikor a nappalok hosszúsága nő, és az üvegház hőmérséklete is 15–30 °C között szabályozható. Ez a februártól június közepéig terjedő időszakot öleli fel.

Az akklimatizálásra alkalmas közeget gondosan, a növényfaj igényeinek megfelelően kell kiválasztani. Az erdészeti fafajok többségének a rostdús, jó nedveségtartó közeg felel meg. Tápanyagtartalom szempontjából választhatunk a teljesen szegény, és a lassan lebomló műtrágyát tartalmazó közegek között. A tápanyagszegény közegbe ültetett növénykéket az ültetés után héttől kezdődően tápoldatozni kell.

Ültetést követően a palántákat a fertőzés megelőzése céljából gombaölő szerrel öntözzük be. A kitűzött növényeket az üvegházban belül elhelyezett fóliasátorba tesszük, ahol 90–100% páratartalmat biztosítunk számukra, így óvjuk azokat az erős párologtatástól. A fóliasátort az ültetés után 7–10 nappal kezdve, fokozatosan távolítjuk el. A közvetlen napsütéstől árnyékolóval védjük meg a növényeket.

Az ültetést követően 4–6 hét alatt érik el a csemeték azt a 15–20 cm-es nagyságot, amikor a szabadföldbe kihelyezésre – öntözött és árnyékoló körülmények közé – alkalmassá válnak. A június közepéig akklimatizált csemeték őszre eléri azt a méretet, mely már alkalmas végleges helyre való telepítésre.

A nyári forróság és a téli fényszegény idő nem alkalmas az akklimatizálásra. Időjárás szempontjából az ősz még megfelelő lenne, annak ellenére, hogy a nappalok rövidülnek, de az átteleltetés nehézségei és költségei miatt ez csak rendkívüli esetben ajánlott.

EREDMÉNYEK

A mikroszaporítás eredményeinek alkalmazása a Leuce-nyárak szelekciós nemesítésében

Keserű (2013) egy részben általa létesített kísérletben mikroszaporítási eljárással létrehozott Leuce-nyár klónokat vizsgált. A 2004 tavaszán létesített fajta-kiválasztó kísérlet helyszíne Kecskemét 40A erdőrésztlet (É 46.883547 K 19.588868). A kísérlet 3 ismétléses, 7 kezeléssel (7 klón), randomizált (véletlen) blokk elrendezésű (1. ábra). A vizsgált klónok balotaszállási törzsfák mikroszaporítási eljárással létrehozott utódai (*Populus alba* x *Populus grandidentata* H 325, H 337, H 384), illetve egy szentkirályi törzsfák mikroszaporítással létrehozott csemetéi (*Populus alba* x *Populus alba* H 425-4) voltak, valamint kommersz fehér nyár magági csemeték (kontroll). Jelen tanulmányban négy klónt (a legkiemelkedőbb tulajdonsággal bíró klónokat) értékelünk (H 325, H 337, H 384, H 425-4).

1. ábra: A 2004-ben létesített fehér nyár klónkísérlet vázlata (Kecskemét-Csalános)

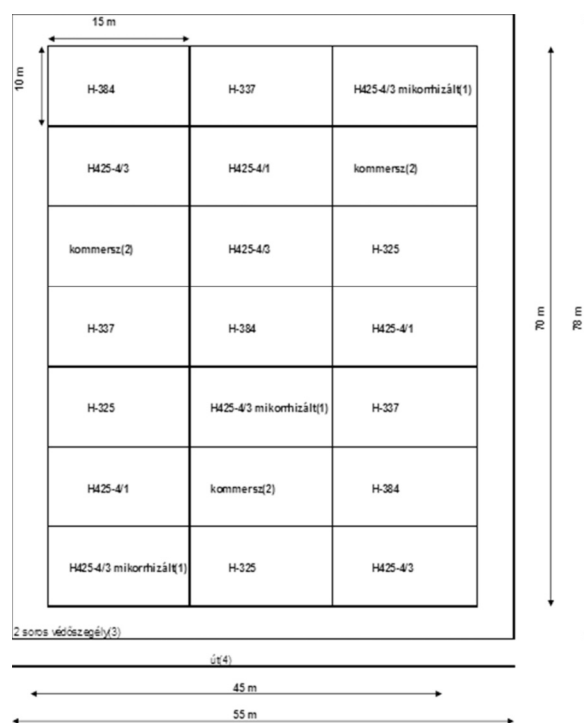


Figure 1: Scheme of the white poplar clone trial that established in 2004 (Kecskemét-Csalános)
 Mycorrhized(1), Control(2), 2 rows edge(3), Road(4)

A kísérleti terület nagysága 0,429 ha, az ültetési hálózat $2,5 \times 2$ m volt. Az ültetés módja gödrös, kézzel történt, teljes talaj-előkészítés után. A vizsgált erdő-részlet az erdőssztyepp klímába tartozik, többletvíz-hatástól független, sekély termőrétegű homoktalaj jellemzi.

A törzsalak minősítése egy négyfokozatú skála szerint történt:

- 1 – egyenes, hengeres, a törzs teljes hosszában a koronában is végig követhető,
- 2 – enyhén elhajló, többé-kevésbé szabályos, nem hiányos koronával,
- 3 – síkgörbe, féoldalal koronával,
- 4 – térgörbe, szabálytalan koronával.

Az 1. táblázat a klónok legfontosabb vizsgált paramétereit tartalmazza 8 éves korban. A mérések alapján a H-337 és a H-384 klónoknak volt a legnagyobb a ma-

gasságbeli növekedésük, 51 és 22%-kal múlták felül a kontroll fehér nyarat. Az átlagos mellmagassági átmérő tekintetében szintén ez a két klón bizonyult a legjobbnak, 30 és 25%-kal voltak magasabbak az értékeik a kontrollénál. Az átlagfa-térfogat és a törzsminőség esetében is a H-337 és a H-384 klónok értékei voltak a legjobbak. Átlagfa-térfogat esetében igen jelentős a különbség, 102 és 49%-kal múlták felül a kontrollt.

Mindegyik klón jobbnak bizonyult a kontrollnál, minden említett paraméter tekintetében. Szignifikáns különbség ($P=5\%$) volt az átlagos magasság ($SzD_{5\%}=2,07$ m), az átlagos mellmagassági átmérő ($SzD_{5\%}=2,11$ cm) és az átlagfa-térfogat ($SzD_{5\%}=21,2$ dm³) esetében a H-337 klón és a kontroll között (1–2. táblázat). A törzsminőség esetében ($SzD_{5\%}=0,52$) a H-337 és H-384 klónok és a kontroll fehér nyár között volt kimutatható szignifikáns különbség.

1. táblázat

A Kecskemét 40A erdő-részletben létesített fajtakiválasztó klónkísérlet fatermési és törzsminőség adatai 8 éves korban

| Klón neve(1) | Átlagos magasság (m)(2) | % | Átlagos mellmagassági átmérő (cm)(3) | % | Átlagfa-térfogat (dm ³)(4) | % | Törzsminőség (1–4)(5) |
|------------------|-------------------------|-----|--------------------------------------|-----|--|-----|-----------------------|
| H-325 | 8,05 | 111 | 7,40 | 102 | 25,8 | 102 | 2,14 |
| H-337 | 10,95* | 151 | 9,44 | 130 | 51,3 | 202 | 1,33* |
| H-384 | 8,84 | 122 | 9,08 | 125 | 37,9 | 149 | 1,61* |
| H 425-4 | 7,66 | 106 | 7,82 | 108 | 26,6 | 105 | 1,91 |
| Kontroll FRNY(6) | 7,24 | 100 | 7,26 | 100 | 25,3 | 100 | 2,28 |
| $SzD_{5\%}(7)$ | 2,07 | | | | | | 0,52 |

Megjegyzés: *szignifikáns különbség $P=5\%$ szinten

Table 1: Growth and stem quality data of clone trial at the age of 8 in subcompartment Kecskemét 40A

Clone name(1), Mean height(2), Mean diameter at breast height(3), Mean tree volume(4), Stem quality index(5), Control white poplar(6), $LSD_{5\%}(7)$, Note: *significant different at $P=5\%$ level

2. táblázat

Variancia-táblázat a vizsgált paraméterekre vonatkozóan

| Tényező(14) | Négyzetes összeg (SQ)(2) | Szabadság-fok (FG)(3) | Variancia (MQ)(4) | F-érték(5) |
|---|--------------------------|-----------------------|-------------------|------------|
| Magasság(1) | | | | |
| Összes(6) | 50,93 | 20 | | |
| Ismétlés(7) | 3,43 | 2 | | |
| Kezelés(8) | 30,82 | 6 | 5,1366 | |
| Hiba(9) | 16,68 | 12 | 1,39 | 3,69 |
| SzD _{5%} (10) = 2,07 (p* < 5%) | | | | |
| Átlagos mellmagassági átmérő(11) | | | | |
| Összes(6) | 32,21 | 20 | | |
| Ismétlés(7) | 2,32 | 2 | | |
| Kezelés(8) | 12,48 | 6 | 2,08 | |
| Hiba(9) | 17,41 | 12 | 1,4308 | 1,43 |
| (p* > 10%) | | | | |
| Átlagfa-térfogat(12) | | | | |
| Összes(6) | 0,003774 | 20 | | |
| Ismétlés(7) | 0,000307 | 2 | | |
| Kezelés(8) | 0,001761 | 6 | 0,00029 | |
| Hiba(9) | 0,001706 | 12 | 0,000142167 | 2,06 |
| (p* > 10%) | | | | |
| Törzsminőség(13) | | | | |
| Összes(6) | 3,270000 | 20 | | |
| Ismétlés(7) | 0,200000 | 2 | | |
| Kezelés(8) | 1,890000 | 6 | 0,3150 | |
| Hiba(9) | 1,180000 | 12 | 0,0983 | 3,20 |
| SzD _{5%} (10) = 0,52 (p* < 5%) | | | | |

Table 2: ANOVA values according to the investigated parameters Height(1), Sum of Squares (SQ)(2), Degrees of freedom (FG)(3), Mean Squares (MQ)(4), F-value(5), Total(6), Replication(7), Treatment(8), Error(9), LSD5%(10), Mean diameter at breast height(11), Mean tree volume(12), Stem quality(13), Factor(14)

KÖVETKEZTETÉSEK

Mindannak ellenére, hogy a nemzetközi törekvések a különböző nyár fajok mind egyszerűbb és olcsóbb mikroszaporítási eljárásának kidolgozására törekszenek, a gazdaságosság szempontjait figyelembe véve a mikroszaporított csemeték erdősítés céljára törekvő alkalmazása drágának bizonyul. A nemzetközi gyakorlatban (Haapala et al. 2004) a mikroszaporított csemetékkel létesített anyatelepről történik a további vegetatív szaporítás, erdei fák esetében általában dugvány-nyal (Lubrano 1992, Confalonieri et al. 2003). Nem elhanyagolható szempont azonban a mikroszaporítási technológia értékelésénél, hogy a nyárfélék az erdészeti fajok között biotechnológiai módszertanilag a legfeldolgozottabbak, ezért más fajokkal végzendő kísérletekhez tesztnövényként is szolgálnak (Taylor 2002). Biotechnológiai módszerek alkalmazásával – melynek alapja a mikroszaporítás – rövidebb vágásforduló alatt nagyobb fahozamot elérő klónok előállítására már folyamatban van (Giri et al. 2004). Az említett szaporítási eljárással energetikai faültetvények létesítésére alkalmas nyárfajtákat is szaporítanak (Polle és Douglas 2010, Sanningrahi et al. 2010).

A globális klímaváltozás kedvezőtlen hatásai a nyár-termesztés számára egyre romló ökológiai feltételeiben jelentkeznek. Ebből kiindulva a relatíve szárazságtűrő nyárfajták szelekciójánál a gyakorlatorientált mikroszaporítási eljárásoknak egyre növekvő jelentősége lehet.

IRODALOM

- Ahuja, M. R. (1983a): Somatic cell differentiation and rapid clonal propagation of aspen. *Silvae Genetica*. 32: 131–135.
- Ahuja, M. R. (1983b): Isolation and culture of mega and normal protoplast in aspen. *Silvae Genetica*. 32: 225–227.
- Ahuja, M. R. (1984): A commercially feasible micropropagation method for aspen. *Silvae Genetica*. 33: 174–176.
- Barocka, K. H.–Baus, M.–Lontke, E.–Sievert, F. (1985): Tissue culture as a tool for in vitro mass-propagation of aspen. *Zeitschrift für Pflanzenzüchtung*. 94: 340–343.
- Chalupa, V. (1974): Control of root and shoot formation and production of trees from poplar callus. *Biologia Plantarum*. 16. 4: 316–320.
- Christie, C. B. (1978): Rapid propagation of aspen and silver poplar using tissue culture techniques. *Proceedings, International Plant Propagators Society*. 28: 255–260.
- Chun, Y. W.–Hall, R. B.–Stephens, L. C. (1986): Influences of medium consistency and shoot density on in vitro shoot proliferation of *Populus alba* x *P. grandidentata*. *Plant Cell Tissue Organ Culture*. 5: 179–185.
- Coleman, G. D.–Ernst, S. G. (1990): Axillary shoot proliferation and growth of *Populus deltoides* shoot cultures. *Plant Cell Reports*. 9: 165–167.
- Confalonieri, M.–Balestrazzi, A.–Bisoffi, S.–Carbonera, D. (2003): In vitro culture and genetic engineering of *Populus spp.*: synergy for forest tree improvement. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*. 72: 109–138.
- Douglas, G. (1982): Protoplast isolation from totipotent cell-cultures of *Populus hybrid* TT32. [In: Fujiwara, A. *Plant Tissue Culture*.] *Proceedings 5th International Congress of Plant Tissue and Cell Culture*. Tokio. 605–606.
- Gautheret, R. J. (1934): Culture du tissu cambial. *Comptes Rendus de l'Académie des sciences (Paris)*. 198: 2195–2196.
- Giri, C. C.–Shyamkumar, B.–Anjaneyulu, C. (2004): Progress in tissue culture, genetic transformation and application of biotechnology to trees: an overview. *Trees*. 18: 115–135.
- Haapala, T.–Pakkanen, A.–Pulkkinen, P. (2004): Variation in survival and growth of cuttings in two clonal propagation methods for hybrid aspen (*Populus tremula* x *P. tremuloides*). *Forest Ecology and Management*. 193: 345–354.
- Jordan-Costache, M.–Lowe, K. C.–Davey, M. R.–Power, J. B. (1995): Improved micropropagation of *Populus spp.* by pluronic F-68. *Plant Growth Regulation*. 17. 3: 233–239.
- Keserü Zs. (2013): A nemesítés szerepe a homoki Leuce-nyárasok termesztés-fejlesztésében. Doktori (PhD) értekezés. Debreceni Egyetem Hankóczy Jenő Doktori Iskola. Debrecen. 142.
- Lloyd, G.–McCown, B. (1980): Commercially feasible micropropagation of mountain laurel, *Kalmia latifolia*, by use of shoot tip culture. *Proceedings, International Plant Propagators' Society*. 30: 421–427.

- Lubrano, L. (1992): Micropropagation of poplars (*Populus spp.*) in Agriculture and Forestry. [In: Bajaj Y. P. S. (ed.) High-Tech and Micropropagation II.] Springer. Berlin. 18: 151–178.
- Mathes, M. C. (1964): The in vitro formation of plantlets from isolated aspen tissues. *Phyton*. 21: 137–141.
- McCown, B. H.–McCabe, D. E.–Russel, D. R.–Robinson, D. J.–Barton, K. A.–Raffa, K. F. (1991): Stable transformation of *Populus* and incorporation of pest resistance by electric discharge particle acceleration. *Plant Cell Report*. 9: 590–594.
- Murashige, T.–Skoog, F. (1962): A revised medium for rapid growth and bioassay with tobacco tissue cultures. *Physiologia Plantarum*. 15: 473–497.
- Nishiguchi, M.–Yoshida, K.–Mohri, T.–Igasaka, T.–Shinora, K. (2006): An improved transformation system for Lombardy poplar (*Populus nigra* var. *italica*). *Journal of Forest Research*. 11: 175–180.
- Noël, N.–Leplé, J. C.–Pilate, G. (2002): Optimization of in vitro micropropagation and regeneration for *Populus x interamericana* and *Populus x euramericana* hybrids (*P. deltoides*, *P. trichocarpa*, and *P. nigra*) *Plant Cell Reports*. 20: 1150–1155.
- Noh, E. U.–Minocha, S. C. (1986): High efficiency shoot regeneration from callus of quaking aspen (*Populus tremuloides* Michx.). *Plant Cell Report*. 5: 464–467.
- Polle, A.–Douglas, C. (2010): The molecular physiology of poplars: paving the way for knowledge based biomass production. *Plant Biology*. 12: 239–241.
- Rahman, M. H.–Rajora, O. P. (2001): Microsatellite DNA somaclonal variation in micropropagated trembling aspen (*Populus tremuloides*) *Plant Cell Reports*. 20: 531–536.
- Rédei K.–Balla I. (2007): Vegetatív szaporítás. [In: Rédei K. (szerk.) Homoki fehérnyárasok termesztés-fejlesztése.] Agroinform Kiadó. Budapest. 18–23.
- Sanningrahi, P.–Ragauskas, A. J.–Tuskan, G. A. (2010): Poplar as a feedstock for biofuels: a review of compositional characteristics. *Biofuels, Bioproducts and Biorefining*. 4: 209–226.
- Savka, M. S.–Skirvin, R. M.–Jokela, J. J.–Dawson, J. O. (1985): Culture of ovules containing immature embryos of eastern cottonwood in vitro at 5th Central Hardwood Forest Conference. 15–17 April 1985. University of Illinois. Urbana. USA. 234–238.
- Son, S. H.–Hall, R. B. (1990): Plant regeneration capacity of callus derived from leaf, stem, and root segments of *Populus alba* x *P. grandidentata* Michx. *Plant Cell Reports*. 9: 344–347.
- Song, J.–Lu, S.–Chen, Z. Z.–Lourenco, R.–Chiang, V. L. (2006): Genetic transformation of *Populus trichocarpa* genotype Nisqually – 1: A functional genomic tool for woody plants. *Plant and Cell Physiology*. 47. 11: 1582–1589.
- Taylor, G. (2002): *Populus*: Arabidopsis for forestry. Do we need a model tree? *Annals of Botany*. 90: 681–689.
- Wann, S. R.–Wyckoff, G. W.–Wyckoff, J. L. (1988): A tissue culture solution to a forestry Problem – Rhe propagation of a tetraploid European aspen. *Tree Planters' Notes*. 39. 3: 28–30.
- Winton, L. L. (1968): Plantlet formation from aspen tissue culture. *Science*. 160: 1234–1235.
- Winton, L. L. (1970): Shoot and tree production from aspen tissue cultures. *American Journal of Botany*. 57: 904–909.
- Winton, L. L. (1971): Tissue culture propagation of European aspen. *Forest Science*. 17: 348–350.
- Whitehead, H. C. M.–Giles, K. L. (1977): Rapid propagation of poplars by tissue culture methods. *New Zealand Journal of Forestry Science*. 7: 40–43.
- Wolter, K. E. (1968): Root and shoot initiation in aspen callus cultures. *Science*. 219: 509–510.
- Zhang, T.–Wang, C.–Hu, X. (2000): Tissue culture studies on triploids of Chinese white poplar. 21st Session: International Poplar Commission – IPC 2000. 177.