by thermotherapy. Mentioned are also such newer phytosanitary methods like soft electron and microwave treatment of acorns.

Data on changes of the chemical composition of oak seeds are presented including informations about the dynamics of the growth substances, but also on the moisture content and respiration of seeds.

Discussed are various methods of storage of acorns over one or more winters in natural or seminatural conditions, differentiated in different regions of Europe in dependence on their climatic conditions. Especially stressed are conditions and results of storage of acorns at controlled moisture content and thermal conditions, especially in cold stores. In the latter storage over one or two, seldom three winters can be carried out, but only in not sealed containers making gaseous exchange with with the surrounding air possible. The optimal temperature of storage (–3°C) protects the acorns from germination and does not cause frost damage.

Mentioned are investigations on frost resistance of acorns and on their hardening, the latter limited only to the first winter after harvest. Discussed is also storage of acorns surrounded by an atmosphere with controlled composition of oxygen, $CO_2$ and nitrogen.

Successful long-term conservation of oak seeds is possible only by cryogenic storage in liquid nitrogen of their isolated embryo-axes. However, afterwards the axes must be activated for growth and formation of seedlings by embryo-culture, here also described.

Discussed are the processes of germination of seeds, their necessary then mosture content, temperature and light conditions, as well as the dependence of germination on the possition of the sown acorns on or in the sowing medium on the speed of germination and on the epicotyl emergence from between the cotyledons. Stressed is also the considerable and positive effect on these phenomena when the ends of cotyledons of the sown seeds, placed in the moist medium, are removed.

Testing of oak seeds is also taken in consideration. The preparation of samples for analysis, the purity analysis, the determination of weight of 1000 seeds and that of the moisture content of acorns are described in detail. Presented are also conditions for the determination of seed viability: the cutting test, the germination test and the seedling emergence test.

Data are given for the production of oak seedlings from acorns sown in open and in container nurseries, in the latter substrates are used, often intentionally colonized by mycelia of selected mycorrhizal fungi.

*TADEUSZ TYLKOWSKI*

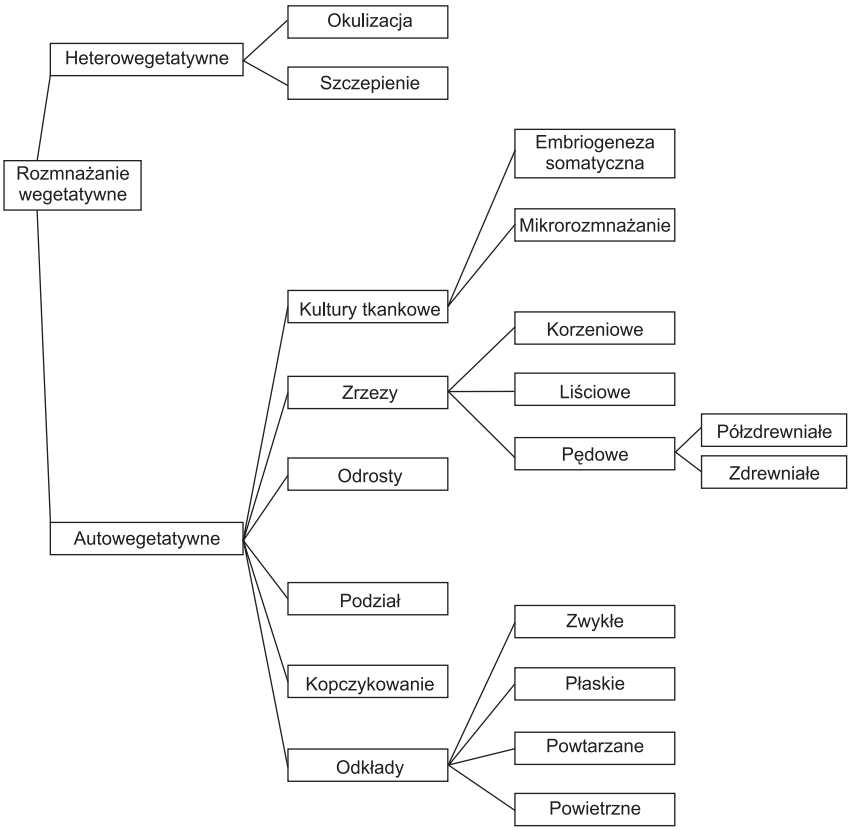
## 5.2. ROZMNAŻANIE WEGETATYWNE

Rozmnażanie wegetatywne roślin jest formą rozmnażania bezpłciowego. Istotą rozmnażania wegetatywnego jest klonowanie, czyli produkcja osobników o jednakowym genotypie całej rośliny (rozmnażanie autowegetatywne) lub tylko części nadziemnej (rozmnażanie heterowegetatywne, na podkładkach). Zasadni-

http://rcin.org.pl

czo wykorzystuje się tutaj wysoką zdolność roślin do regeneracji i odtworzenia nowego organizmu z fragmentów rośliny matecznej (ryc. 1). Czasami jednak, wraz z upływem czasu oraz z powodu mutacji i innych przyczyn (np. zakażenia wirusami lub nicieniami), klony różnicują się i stanowią niejednorodną grupę osobników, z których można uzyskać kolejne rośliny już o innym od wyjściowego genotypie.

W leśnictwie metodę wegetatywnego rozmnażania dębów wykorzystuje się do produkcji klonów, na przykład drzew doborowych, których cechy genetyczne są wyjątkowo pożądane (między innymi szybki przyrost, późne pędzenie, prosta kłoda, wysoka jakość drewna itp.). Warto w tym miejscu nadmienić, że na dzień 1 stycznia 1996roku w Polsce zarejestrowanych było 148 drzew doborowych dębu




Ryc. 1. Sposoby wegetatywnego rozmnażania (wg JANSONA 1999, zmienione)

http://rcin.org.pl

szypułkowego i 58 drzew doborowych dębu bezszypułkowego (MATRAS 1996). W przypadku naszych rodzimych dębów, w obrębie gatunków, wyselekcjonowane zostały między innymi cenne formy i odmiany dekoracyjne, które w praktyce szkółkarskiej można rozmnażać wyłącznie wegetatywnie.

## 5.2.1. ROZMNAŻANIE HETEROWEGETATYWNE

### 5.2.1.1. Szczepienie

Według HRYNKIEWICZA-SUDNIKA i in. (1987) wszystkie odmiany i rzadkie gatunki dębów można rozmnażać przez szczepienie, wyłącznie w szklarni. Z opinią tą, w świetle informacji przedstawionych w dalszej części tego rozdziału, nie można się jednak zgodzić.

Dęby zaleca się szczepić zimą, wykorzystując jako podkładki 3–4-letnie siewki posadzone jesienią do doniczek w gliniastą, przepuszczalną glebę lub mieszaninę piasku i kompostu w proporcji 1 : 1. Z uwagi na bardzo dużą liczbę gatunków w obrębie rodzaju *Quercus* należy dobrać odpowiedni gatunek zrazu do gatunku podkładki. Niewłaściwy dobór może być przyczyną złego zrastania się obu części roślin.

Szczepienie dębów wykonuje się najczęściej jednym z czterech sposobów: za korę, na stosunek, w sarnią nóżkę lub na przystawkę boczną z języczkiem. Na tydzień przed szczepieniem, w styczniu lub w lutym, podpędza się podkładki w ciepłej szklarni. Podpędzone podkładki ścina się na wysokości 10–15 cm nad ziemią, czyli w miejscu szczepienia, gdzie osiąga ona grubość 6–10 mm. Wysokość cięcia podkładki ustala się na podstawie grubości zraza (przy szczepieniu na stosunek). Boczne pędy na podkładce usuwa się, a rany zasmarowuje maścią ogrodniczą. Zrazy do szczepienia pozyskuje się z drzew matecznych bezpośrednio przed szczepieniem, z 2–3-letnich pędów. W wyniku przeprowadzonych doświadczeń stwierdzono, że zrazy powinny mieć długość 10–20 cm i grubość 5–10 mm. Słabsze zrazy łatwo zasychają, natomiast silniejsze gorzej zrastają się ze słabszymi podkładkami. Dolny odcinek zraza ścina się jednym gładkim cięciem tuż pod śladem po ogonku liściowym. Słabsze zrazy można szczepić na przystawkę boczną. Stwierdzono też, że jakość podkładki wywiera silny wpływ na udatność szczepienia, im bujniej rosły podkładki tym lepiej przyjmowały się zrazy (KRAHL-URBAN i POTT 1955). Miejsce szczepienia po dopasowaniu zraza do podkładki należy obwiązać taśmą gumową lub taśmą LacBalsam, a wierzchołek zraza zasmarować maścią ogrodniczą (zabezpieczenie przed wysychaniem). Podobnie należy zabezpieczyć powierzchnię ciętą podkładki przy szczepieniu w sarnią nóżkę. Obecnie

http://rcin.org.pl

stosowane wiązadła do mocowania zrazów to najczęściej gumowe paski i taśma LacBalsam, które prawie całkowicie wyparły z użycia rafię i paski foliowe. Charakteryzują się one tym, że same pękają i rozkładają się po pewnym czasie i nie wymagają rozcinania, jak w przypadku stosowania rafii czy folii.

Podczas szczepienia w ręku (styczeń–marzec), gdy używa się niepodpędzonych podkładek z gołym korzeniem, szczepy można zabezpieczyć przed wysychaniem przez zanurzenie założonego zraza i odcinka podkładki poniżej miejsca szczepienia, na jedną sekundę, najpierw w roztopionej w temperaturze 68–75°C, maści Reb Wachs WF (wzbogaconej fungicydem 8-hydroxycholiną), używanej przy szczepieniu winorośli, a później w zimnej wodzie. Szczepy wysadza się do doniczek lub ustawia w torfie w szklarni (ryc. 2), gdzie przebywają do czasu wysadzenia ich do skrzyń inspektowych lub do namiotu foliowego (BÄRTELS 1982). Młode pędy prowadzi się przy palikach (ryc. 3).

W Nadleśnictwie Syców, w szkółce leśnej przy Arboretum im. prof. STEFANA BIAŁOBOKA w Ślizowie, wyposażonej od roku 1998 w dwie nowoczesne szklarnie (ogrzewanie tunelowe, elektronicznie sterowane zamgławianie, wietrzenie i cieniowanie) szczepi się między innymi *Quercus robur* i *Q. petraea* na potrzeby nowo zakładanych plantacji nasiennych i archiwów klonów drzew doborowych. Jedno-

Ryc. 2. Szczepy dębu bezszypułkowego zabezpieczone maścią Reb Wachs WF, w zamgławionej atmosferze szklarni w Nadleśnictwie Syców (fot. T. TYLKOWSKI)

Ryc. 3. Wyrastające ze zrazów pędy prowadzone są przy palikach (fot. T. TYLKOWSKI)

http://rcin.org.pl

roczne podkładki dębu szczepi się w ręku (w terminie I–III) zrazami pozyskiwanymi bezpośrednio przed szczepieniem z wierzchołkowych i bocznych partii koron 100–200-letnich drzew. Zrazy przechowuje się niekiedy do dwóch dni w śniegu lub w wilgotnym mchu sfagnowym, w temperaturze około 0°C. Udatność szczepień waha się od 30 do 100%, w zależności od klonu, przeciętnie 50%. Zdarza się, że po zaszczepieniu ze śpiących pąków często wyrastają kwiatostany męskie, rzadziej żeńskie. Na początku czerwca zaszczepione dęby hartuje się, przesadza do większych pojemników i umieszcza na zewnątrz, na dobrze drenowanym podłożu, zapewniając roślinom optymalną wilgotność. Chroni się je przed zbyt silnym nasłonecznieniem. Niektóre szczepy osiągają po pierwszym roku wysokość około 1,8 m.

Próby szczepienia dębów (szypułkowego i bezszypułkowego) na podkładkach rosnących w gruncie, bez przesadzania (z palowym systemem korzeniowym) wykazały, że najlepszy termin szczepienia przypadał w pierwszej połowie maja. W końcu sezonu wegetacyjnego przyrosty osiągały wysokość 1,0–1,6m. W gruncie stwierdzono wyższą udatność szczepienia (75%), w porównaniu z udatnością w szklarni (60%) (KRAHL-URBAN i POTT 1955).

Podobne rezultaty uzyskano przy zakładaniu plantacji nasiennej dębu szypułkowego na północnym Kaukazie (REPNIEVSKIJ 1984). Najlepsze wyniki, na poziomie 65% przyjęć, uzyskano po szczepieniu sposobem za korę, zrazami pozyskiwanymi na początku czerwca. Procent przyjęć po szczepieniu przeprowadzonym w tym terminie, lecz zrazami przechowywanymi przez 3 miesiące w chłodni, był o połowę gorszy (wynosił 31%). Opóźnianie terminu szczepienia (kwiecień–czerwiec) zrazami zarówno śpiącymi, jak i letnimi (początek czerwca do początku sierpnia) negatywnie wpływało na procent przyjęć. Przyrost na wysokość zaszczepionych roślin był tym niższy, im dłużej przechowywano zrazy lub im później je zaszczepiono.

Dobre wyniki udatności szczepienia w gruncie, bo na poziomie 40–67%, uzyskuje się też metodą „piatigorską". Szczepienie przeprowadza się wiosną, w okresie pojawiania się liści, gdy kora łatwo oddziela się od drewna. Do szczepienia wykorzystuje się stosunkowo grube podkładki, o grubości 1,5–3 cm w szyjce korzeniowej. Po ukośnym ścięciu podkładki, kilka centymetrów powyżej szyjki korzeniowej, uciska się palcami korę i w powstałą szparę wkłada zaostrzony koniec zraza, przycięty jak do szczepienia na stosunek, z którego obłej części zeskrobuje się lekko nożem korę na długości umieszczanej pod korą podkładki. Po szczepieniu podkładkę wraz ze zrazem obsypuje się wilgotną ziemią tak, aby wystawał tylko jeden pąk zraza (HRYNKIEWICZ-SUDNIK i in. 1987).

http://rcin.org.pl

Szczepienie równej grubości zrazu i podkładki można wykonać przy użyciu specjalnych urządzeń wycinających w podkładce zagłębienie w kształcie odwróconej litery omega (Ω) i nacinających dolny koniec zraza o takim samym kształcie czopu, który umieszcza się w nacięciu podkładki. Średnia udatność szczepienia na poziomie 32% (0–67%) była silnie skorelowana ze zmiennością osobniczą (BORZAN 1993).

Rzadziej spotykanym sposobem rozmnażania dębów jest szczepienie na młodych, kilkutygodniowych siewkach z kilkoma liśćmi. Pęd rosnącej siewki ścina się tuż nad liścieniami i w pionowe nacięcie (rozszczepienie) umieszcza się zaostrzony dwustronnie klin 3–4-pąkowego zraza. Zabieg przeprowadza się w kamerach, w mnożarce, gdzie panują odpowiednie warunki termiczne i wilgotnościowe, sprzyjające szybkiemu zrastaniu się, a jednocześnie zapobiegające wysychaniu obu komponentów.

Wydaje się, że technika szczepienia „four-flap", proponowana przez GUSTAFSONA (1979) do szczepienia orzechów i drzew o twardym drewnie może być skuteczna również w przypadku szczepienia stosunkowo grubych podkładek i zrazów dębów (<2,5 cm grubości). Oba komponenty powinny być tej samej grubości. Zrazy ścina się z drzew w stanie spoczynku i przechowuje w chłodni do czasu, gdy podkładki zaczynają pędzić i kora łatwo odstaje od drewna, czyli w terminie, gdy rozwijające się liście osiągają wymiary 12–18 mm. Podkładkę ścina się sekatorem w miejscu odpowiadającym grubości zraza. Na podkładce, poniżej cięcia, pozostawia się 1–2 gałązki. Na podkładce wykonuje się od góry (od poziomego cięcia), w równych odstępach, 4 pionowe nacięcia kory i łyka o długości około 4 cm. Paski kory odchyla się na boki i wycina sekatorem odsłonięty kawałek drewna. W to miejsce umieszcza się 2–3-pąkowy zraz, z którego ostrym nożem usunięto 4 paski kory, odpowiadające długością paskom kory pozostawionych na podkładce. Korą podkładki otula się zraz i obwiązuje taśmą. Dodatkowo miejsce szczepienia zabezpiecza się folią polietylenową, obwiązując szczelnie miejsca poniżej i powyżej szczepienia. Wierzchołek zraza zabezpiecza się przed wysychaniem. Podczas wegetacji z podkładki wyrastają liczne pędy, które należy trzymać w ryzach i nie dopuszczać do ich nadmiernego wzrostu. Są one niezbędne do utrzymania rośliny w pełnym wigorze, lecz po zrośnięciu się zraza z podkładką powinny być usunięte.

### 5.2.1.2. Przeżywalność szczepów na plantacji

W połowie lat 50. ubiegłego wieku, w południowych Morawach (VYSKOT 1958) założono plantację nasienną dębu sławońskiego (*Q. robur sarmatica* SVOB.). Zrazy pozyskane były z siedmiu obradzających drzew doborowych, z gór-

http://rcin.org.pl

nych i średnich partii koron. Zaszczepiono je na 2–3-letnich podkładkach, w ręku, na początku kwietnia w roku 1956, sposobem na stosunek i w sarnią nóżkę, na podkładkach *Q. robur*. Zabezpieczone maścią szczepy, zagłębiono ukośnie, aż do miejsca szczepienia, w torfie na parapecie w szklarni. W nocy temperatura w szklarni wahała się od 6–10°C, a w ciągu dnia wzrastała do 30°C (podczas dni słonecznych). W celu utrzymania wysokiej wilgotności podczas zrastania się szczepów w dni pochmurne zamgławiano je 1–2 razy dziennie, a w dni słoneczne 5–6razy, przy jednoczesnym zastosowaniu cieniowania. Po dwóch tygodniach szczepy zaczęły intensywnie rosnąć. Z 1146szczepów przyjęło się zaledwie 83, czyli średnio 7,2 % (od 3–15% w zależności od drzewa matecznego). Szczepy wysadzono w roku 1960, na powierzchni około 1 ha w więźbie 2 m × 2 m, na terenie zalewowym rzeki Dyje, w leśnictwie Břeclav (południowo-wschodnie Morawy). Na skutek długotrwałych powodzi w latach 1960–1965 większość szczepów uległa zniszczeniu. W roku 1966 plantację odnowiono, posadzono 495 szczepów w więźbie 4 m × 4 m. Obradzanie żołędzi na tej plantacji było słabe, ponieważ łącznie w latach 1967–1979, w przeliczeniu na powierzchnię 1 ha, zebrano zaledwie 220 kg nasion (VYSKOT 1981). W okresie 35 lat od założenia plantacji wiele klonów wypadało, prawdopodobnie na skutek niezgodności fizjologicznej zraza z podkładką. Wypady były sukcesywnie uzupełniane. Obecnie plantacja ta praktycznie przestała funkcjonować (TYLKOWSKI i GRUPA 2004).

Na innej plantacji nasiennej dębu *Quercus robur* L. f. *slavonica*, założonej w roku 1985 w leśnictwie Valtice na Morawach, wysadzono 2104 szczepy 87 klonów, w więźbie 4 m × 4 m (BENEDIKOVA 1992). Jednak każdego roku od wysadzenia obserwuje się obumieranie kilkunastu szczepów. Po 15 latach wypadło ich około 70% (ryc. 4). Na plantacji nasiennej dębu bezszypułkowego w nadleśnictwie Smolarz, w drugim roku od założenia plantacji zebrano 30 kg żołędzi. Niestety po 4 latach od

Ryc. 4. Około 70% klonów wypadło w okresie 15 lat od założenia plantacji nasiennej dębu bezszypułkowego w Valticach, w Czechach (fot. R. GRUPA)

http://rcin.org.pl

założenia plantacji wypadło około 16% klonów. Po spóźnionych przymrozkach wiosną w roku 2004 u około 80% klonów obserwowano szkody mrozowe, które zostały zregenerowane w następnym roku.

### 5.2.1.3. Fizjologiczne aspekty zrastania się zrazu z podkladką

W badaniach nad dynamiką lokalizacji i dystrybucji materiałów zapasowych i substancji fizjologicznie aktywnych oraz zmian anatomicznych zachodzących w miejscu zrastania się zraza z podkładką wykazano (ŠIRNIN i in. 1976), że w powstawaniu pośredniej tkanki parenchymatycznej (kalusa) biorą udział komórki kambium i łykowe oraz promienie drzewne zarówno podkładki, jak i zraza, przy czym rola podkładki jest większa. Inny jest obraz zrastania się podkładki ze zrazem wiosną i latem. Wiosną, przy szczepieniu za korę, w podkładce pozostaje znaczna liczba komórek kambium. Oprócz tego aktywny udział w zrastaniu biorą wąskie i szerokie promienie drzewne podkładki. Podczas szczepienia latem na późnym drewnie podkładki nie obserwowano kambium, a merystematyczna aktywność promieni drzewnych była niewielka. W rezultacie połączenie zraza z podkładką poprzez tkankę kalusową, tworzącą się na przedłużeniu promieni, było utrudnione.

Zrastanie się obu komponentów w ciągu pierwszych 10–20 dni związane jest ze zużyciem materiałów zapasowych podkładki i zraza. Podczas wiosennego szczepienia najpierw w podkładce zużywana jest skrobia. Spadek ilości skrobi w komórkach parenchymy zachodzi w podkładce już pierwszego dnia, a w zrazie dopiero na 3–5 dzień. Ze spadkiem zawartości skrobi wiąże się nagromadzenie heteroauksyny i rozpuszczalnych węglowodanów w kambialnej strefie zraza. Skrobia zanika w podkładce całkowicie 10 dnia po szczepieniu, a w zrazie jej zawartość zmniejsza się w tym czasie o połowę.

Przy wiosennym szczepieniu na styku kambium/drewno obserwuje się występowanie szerokiej strefy, z wysoką zawartością heteroauksyny i rozpuszczalnych węglowodanów, zarówno w zrazie, jak i w podkładce.

Na styku kambialnej strefy zraza z aktywnie dzielącymi się komórkami promieni drzewnych podkładki nawiązuje się pierwotny (parenchymatyczny) kontakt sprzyjający zrastaniu się zraza z podkładką. Tkanki zraza rozrastają się w przestrzeni „za korą" i jednoczą z kalusem, łykiem oraz drewnem podkładki, dlatego też przeżywalność szczepów zakładanych wiosną za korę jest wyższa o 10–20% od innych sposobów.

Po 20–25 dniach, gdy obserwuje się silny wzrost zrazu, skrobia w zrazie zanika całkowicie. W tym czasie w tkance kalusowej i w innych komórkach parenchyma-

http://rcin.org.pl

tycznych pojawia się skrobia, której zawartość osiąga maksimum w połowie września. Równocześnie obniża się zawartość heteroauksyny i rozpuszczalnych węglowodanów; pojawiają się tłuszcze.

Przy szczepieniu w terminie letnim kambium/kambium, trwałe połączenie zraza z podkładką zachodzi szybciej, niż w przypadku kambium/drewno. W związku z tym podczas letnich szczepień kambium/kambium skrobia z tkanek zraza zanika o 2–3 dni wcześniej; wcześniej zaczyna się również jej akumulacja. Intensywność dzielenia się komórek we wspólnej strefie kambialnej oraz koncentracja heteroauksyny i rozpuszczalnych węglowodanów jest wyższa, niż w przypadku szczepienia kambium/drewno. W przypadku szczepień dębu przeprowadzanych latem wyższa jest o 10–25% udatność szczepienia kambium/kambium niż kambium/drewno (ŠIRNIN i in. 1976).

### 5.2.1.4. Okulizacja

W Polsce od kilku lat praktykowana jest, z dobrymi wynikami, metoda okulizacji w okresie styczeń–marzec, w szklarni, na przystawkę jednopąkową (ang. chip-budding), na jednorocznych podkładkach wyhodowanych w pojemnikach zespolonych (kontenerach). Rozmnaża się w ten sposób między innymi drzewa doborowe na potrzeby plantacji nasiennych (pierwsza plantacja dębu bezszypułkowego w Polsce założona została w roku 2000 w Nadleśnictwie Leżajsk, a druga w roku 2001 w Nadleśnictwie Smolarz (ryc. 5). Pędy do okulizacji na przystawkę jednopąkową należy ścinać zimą i do czasu okulizacji przechować w chłodni lub pozyskiwać bezpośrednio przed okulizacją. Z jednorocznych pędów roślin matecznych, pozyskiwanych ze starych, nawet kilkusetletnich drzew, wycina się około 2–3-centymetrowe fragmenty z pąkiem śpiącym (tarczki) z kawałkiem drewna, i umieszcza się w podobne wycięcie na podkładce. Technika wycinania oczka polega na wykonaniu najpierw ukośnego nacięcia pędu nożem w kierunku jego podstawy (pod kątem 45°), na głębokość 2–3 mm, w odległości 1–1,5 cm poniżej pąka. Następnie w mniej więcej takiej samej odległości, lecz powyżej pąka, nacina się jednym cięciem korę wraz z cienką warstwą drewna (grubości około 1 mm) i, pociągając nożem równolegle do osi pędu w kierunku wykonanego wcześniej nacięcia, zdejmuje się tarczkę. Wykonanie ukośnego nacięcia, zarówno na podkładce, jak i przy zdejmowaniu tarczki, ułatwia później jej umieszczenie na podkładce, zwiększając jednocześnie powierzchnię styku obu komponentów z warstwą kambium (ryc. 6). Oczko zabezpiecza się przed wypadnięciem i wysychaniem przez obwiązanie gumowym paskiem i zasmarowuje roztopioną parafiną Reb Wachs.

http://rcin.org.pl

Ryc. 5. Plantacja nasienna dębu bezszypułkowego w Nadleśnictwie Smolarz, założona wiosną 2001 r. (fot. T. TYLKOWSKI)

Ryc. 6. Przyjęte oczko po okulizacji „chip-budding" (fot. R. GRUPA)

Do okulizacji w terminie letnim, w lipcu, zrazy pozyskuje się na krótko przed oczkowaniem. Można je też przez kilka dni przechować zanurzone płytko w wodzie, w chłodni lub piwnicy, po uprzednim usunięciu liści. Dobre wyniki rozmnażania tym sposobem dębu bezszypułkowego uzyskuje się w szkółce mgr. inż. WŁ. CZULAKA w Drezdenku. Jako wiązadła stosuje się tam paski foliowe. Szczególną uwagę zwraca się na dobór podkładek (niezbyt silnie wyrośnięte) i sposób wiązania oczek, uniemożliwiający dostawanie się wody opadowej pod oczka. Po miesiącu od założenia oczek wiązadła

http://rcin.org.pl

się rozcina. Na wiosnę w roku następnym ścina się podkładki nad oczkiem. Zwykle procent przyjętych tarczek jest wyższy od przyjętych pąków. Przeciętnie 25% pączków zasycha i odpada. Udatność okulizacji znacznie różni się między klonami. W roku 2001 na wiosnę, na ogólną liczbę 51 klonów, odsetek przyjętych oczek i rosnących pędów obserwowano na poziomie od 18 do 70%, średnio około 50%.

## 5.2.2. ROZMNAŻANIE AUTOWEGETATYWNE

### 5.2.2.1. Kopczykowanie

Rozmnażanie dębów przez kopczykowanie bywa rzadko praktykowane w szkółkarstwie ozdobnym. Polega ono na ścięciu rośliny matecznej na bezpieńkę, a część wyrastających wiosną młodych pędów obwiązuje się u nasady drutem i obsypuje ziemią. Wydajność tej metody w przypadku dębu czerwonego (*Q. rubra*) jest nie za wysoka. W miejscu ściśnięcia drutem do jesieni ukorzenia się zaledwie 10–12% pędów (VECHOV 1954).

### 5.2.2.2. Ukorzenianie sadzonek

#### SADZONKI PÓŁZDREWNIAŁE

Rozmnażanie dębów w praktyce leśnej przez ukorzenianie sadzonek nabiera coraz większego znaczenia, zwłaszcza w świetle niezbyt częstego obradzania żołędzi. Do niedawna stosowane było wyłącznie w celach doświadczalnych, na przykład przy rozmnażaniu mieszańców. Opracowane i stale udoskonalane metody pozwalają obecnie produkować sadzonki, niekiedy po kosztach niższych od sadzonek produkowanych z żołędzi (SPETHMANN i HARMS 1993).

Uważa się, że o powodzeniu produkcji dębu szypułkowego i bezszypułkowego przez ukorzenianie sadzonek decydują cztery, najbardziej krytyczne, czynniki (SPETHMANN i HARMS 1993):

- sadzonki powinny charakteryzować się cechami juwenilnymi;
- optymalny termin pozyskiwania sadzonek przypada na pierwszą połowę czerwca;
- ukorzenianie należy przeprowadzać w warunkach wysokiej wilgotności powietrza (zamgławianie);
- ukorzenione sadzonki należy przezimowywać w nieogrzewanych szklarniach.

http://rcin.org.pl

Pędy do ukorzeniania najkorzystniej jest pozyskiwać z młodych roślin (nie starszych niż 5 lat), pochodzących z rozmnażania generatywnego (tabela 1). Sadzonki o długości 4–5 cm, z dwoma liśćmi, tnie się z półzdrewniałych pędów, które ukończyły wzrost, są jeszcze zielone i elastyczne, z wykształconym pąkiem wierzchołkowym. Dolny liść usuwa się całkowicie, natomiast blaszkę liścia górnego redukuje się o dwie trzecie. Przed umieszczeniem sadzonek w mnożarce ich końce zanurza się w roztworze stymulatorów ukorzeniania. Według PJATNICKIEGO (VYSKOT 1958) najlepsze wyniki ukorzeniania na poziomie 80–100% można uzyskać po moczeniu sadzonek przez 12 godzin w 0,01% roztworze kwasu NAA lub gdy świeżo ścięte końce sadzonek zanurzano w preparacie talkowym, zawierającym 30 mg NAA w 10 g talku.

W późniejszych badaniach nad ukorzenianiem sadzonek *Quercus robur* i *Q. petraea* stwierdzono również (CHALUPA 1993; SPETHMANN i HARMS 1993), że najlepiej ukorzeniały się sadzonki pozyskane między 20 maja a 20 czerwca, z młodych (1–3-letnich) roślin matecznych.

Tabela 1.

Wyniki ukorzenienia sadzonek dębu po traktowaniu ich stymulatorami ukorzeniania (VYSKOT 1958, za TURECKAJA 1949)

| Gatunek | Rodzaj zrzezu i termin pozyskania | Rodzaj stymulatora | Koncentracja stymulatora mg/l | Czas moczenia zrzezów (godz.) | Czas ukorzeniania (dni) | Ukorzenione sadzonki (%) | | Autor | Uwagi |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | | | | | | moczone | kontrolne | | |
| *Q. robur* | półzdrewniałe, koniec czerwca początek lipca | IAA | 100–200 | 12–24 | 51 | 65–80 | 10 | KOMISSAROV 1946 | 3-letni dąb |
| | | NAA | 50–100 | 12–24 | 51 | 50 | 10 | | |
| | | IAA | 100–200 | 12–24 | 51 | 55 | 5 | | |
| | | NAA | 50–100 | 12–24 | 51 | 35 | 5 | | |
| | | IAA | 100–200 | 18–3651 | 25–40 | 0 | | | 10-letni dąb |
| | | NAA | 50–100 | 18–24 | 51 | 15–25 | 5 | | 20-letni dąb |
| *Q. rubra* | rośliny 4-letnie | IAA | 400 | 24 | – | 82 | 22 | THIMANN i DELISLE 1939 | |

http://rcin.org.pl

W celu rejuwenalizacji sadzonek pochodzących ze starszych kilkudziesięcioletnich drzew skuteczne okazało się dwukrotne przeszczepianie na dwuletnie podkładki. W przypadku sadzonek *Quercus acutissima,* pozyskanych ze szczepów pochodzących z roślin po pierwszym szczepieniu, ich zdolność do ukorzeniania była stosunkowo niska (11%), ale po dwukrotnym przeszczepieniu (do drugiego szczepienia użyto zrazy pozyskane z roślin z pierwszego szczepienia) wzrosła do 60% (MOON i YI 1993).

Dolne końce świeżo przygotowanych sadzonek o długości 10–20 cm można przed umieszczeniem w podłożu potraktować stymulatorami ukorzeniania, przez 20–24-godzinne moczenie w roztworze kwasu indolilo-3-masłowego (IBA) 200 $mg \cdot l^{-1}$. Dobre wyniki zapewnia też traktowanie sadzonek preparatem talkowym, zawierającym 1% IBA + 10% benomylu lub 0,5% IBA + 0,1% kwasu NAA + 10% benomylu (CHALUPA 1993). Hormonizowane sadzonki wysadza się do podłoża o pH >5,5 (mieszanina torfu z perlitem, 1 : 1 lub 1 : 1,5 objętościowo) w mnożarkach wyposażonych w system zamgławiania. Po ukorzenieniu relatywną wilgotność powietrza i temperaturę stopniowo się obniża, co sprzyja hartowaniu się roślin.

Wraz z wiekiem roślin matecznych maleje nie tylko zdolność do ukorzeniania się sadzonek, ale także liczba wyrastających korzeni. Również sadzonki *Quercus robur* pobrane z tegorocznych pędów, wyrosłych po ścięciu części nadziemnej 6-letnich roślin, ukorzeniały się w istotnie wyższym procencie (81%) niż sadzonki kontrolne (56%), z nieścinanych 6-letnich roślin. Sadzonki te charakteryzowały się ponadto większą liczbą wyrastających korzeni oraz 9-krotnie wyższą zdolnością formowania nowych pędów (62%). Silnie ukorzenione sadzonki wykazywały wysoką przeżywalność.

Wzrost pędów ukorzenionych sadzonek stymulowany jest także mineralnym odżywianiem i doświetlaniem zimnym światłem fluorescencyjnym. Regularne podlewanie (co drugi dzień) ukorzenianych sadzonek rozcieńczoną pożywką WPM (1/10 makroelementów) lub wprowadzenie do podłoża powoli uwalnianych składników odżywczych (np. 1,5–2,5 g Osmocote na litr podłoża) poprawia jakość korzeni i pędów. Dodatkowe odżywianie sadzonek rozcieńczoną pożywką WPM korzystnie wpływało na wydłużanie się pędów.

Do jesieni sadzonki osiągały całkowitą długość 30–50 cm. Po przezimowaniu w tym samym podłożu, w nieogrzewanej szklarni, sadzonki przesadzone (w czerwcu) do szkółki kontynuowały swój wzrost. Przeżywalność ich była wysoka, na poziomie 78–94%: niższa, gdy sadzonki ukorzeniano w podłożu ze żwiru i wyższa po ukorzenieniu w podłożu torfowo-piaskowym.

http://rcin.org.pl

Jednoroczne sadzonki dębu bezszypułkowego, ukorzenione w podłożu torfowo-piaskowym, po wysadzeniu na miejsce stałe przyjmują się w wyższym procencie niż sadzonki dwuletnie lub sadzonki mnożone generatywnie i wytwarzają normalnie rosnące drzewka (MÜLLER 1991).

Podczas ukorzeniania sadzonek *Quercus petraea* istotny wpływ na wzrost procentu ukorzenionych sadzonek (92%) wywiera ciągłe oświetlenie, w porównaniu z sadzonkami ukorzenianymi w warunkach naturalnego fotoperiodu i oświetlenia (76%; CHALUPA 1993).

## SADZONKI ZDREWNIAŁE

Próby ukorzeniania sadzonek zdrewniałych prowadził PJATNICKIJ i BORISENKO (1951). Zrzezy długości 15–16cm pozyskano z dębu pochodzącego z krzyżowego zapylenia, z gałęzi ściętych w listopadzie, po opadnięciu liści. Przez 15 do 40 godzin były one moczone w wodnym roztworze kwasu α NAA o stężeniu 50, 100 i 200 mg/l, a następnie umieszczone na głębokości 1–2 cm w beczekach z piaskiem. Na perforowanym dnie beczek ułożony był drenaż z 5-centymetrowej warstwy tłuczonych cegieł. Beczki nakryte szkłem wstawiono do laboratorium, gdzie temperatura wahała się w zakresie 18–20°C. Zrzezy moczone w roztworze 50 mg/l ukorzeniły się w 8%, natomiast moczone w roztworze 100 mg/l w 12%, a kontrolne (niemoczone) i moczone w roztworze o najwyższej koncentracji nie ukorzeniły się wcale.

Bardziej wydajne, bo na poziomie około 30% ukorzenionych sadzonek, okazało się ukorzenianie 10-centymetrowych segmentów pędów, uzyskanych z 1–2-letnich pędów odroślowych, wyrastających z przyciętego pnia 100-letniego dębu szypułkowego (ZAKRZEWSKI i BURACZYK 1991). Optymalny termin ukorzeniania zrzezów (z pozostawionymi 2–3 liśćmi) przypadał na przełomie lipca i sierpnia. Inicjacja korzeni w granicznej warstwie kalusa następowała po 50–90 dniach ukorzeniania w mieszance torfu z piaskiem (2 : 1), na parapetach w szklarni, w temperaturze 22°C. Stwierdzono wystąpienie odwrotnej korelacji między procesem rizogenezy a wielkością tworzącego się kalusa przy końcu bazalnym. Nanoszenie na podstawę sadzonek hormonów roślinnych (0,5-procentowego IAA lub IBA w paście lanolinowej lub ukorzeniacza A) nie wpływało na liczbę ukorzenionych zrzezów. Na jednej sadzonce pojawiały się przeciętnie 3 korzonki o długości 4 cm.

## SADZONKI KORZENIOWE

Ośmiocentymetrowej długości sadzonki korzeniowe, uzyskane z części podszyjkowej korzeni głównych 1–2-letnich siewek rosnących w szkółce, w około

http://rcin.org.pl

60% tworzyły pędy. Z pąków śpiących na odcinku szyjki korzeniowej po około 100 dniach wyrastały pędy. Sadzonki korzeniowe pochodzące z dalszych partii korzenia głównego zamierały całkowicie po 180 dniach (ZAKRZEWSKI i BURACZYK 1991).

### 5.2.2.3. Kultury tkankowe *in vitro*

Do mikrorozmnażania *in vitro* pobiera się zwykle bardzo zróżnicowany materiał roślinny. Najczęściej są to niedojrzałe żołędzie, juwenilne fragmenty pędów (wierzchołki pędów i fragmenty węzłowe z pąkami).

W kulturach *in vitro* dla dębu stosowane są (OLSZEWSKA i WESOŁY 1998) różne pożywki stałe lub płynne, między innymi:

- GD (GRESSHOFF i DOY 1972);
- MS (MURASHIGE i SKOOG (1962);
- WPM (Woody Plant Medium; LLOYD i MCCOWN 1980);
- BTM (broad-leaved tree medium; CHALUPA 1981);
- BTM 1, zmodyfikowana BTM (CHALUPA 1984);
- SH (SCHENK i HILDEBRANDT 1972);
- VSV (VIEITEZ i in. 1985);
- wzbogacane dodatkowo cukrami, witaminami i hormonami roślinnymi.

Technika zamgławiania, czyli aeroponika, wypiera coraz częściej hodowlę na wyżej wymienionych pożywkach.

### 5.2.2.4. Mikrorozmnażanie

Rozwój metod rozmnażania dębów przez namnażanie pędów *in vitro* nastąpił na początku lat 80. w minionym stuleciu (CHALUPA 1981; BELLAROSA 1981; PARDOS 1981; VIEITEZ i in. 1985).

Rozmnażanie roślin metodą kultur tkankowych *in vitro* jest bardzo wydajne, lecz wymaga wyspecjalizowanego personelu, odpowiedniego i kosztownego sprzętu oraz odczynników. Proces rozmnażania tym sposobem przebiega w kilku etapach. Pierwszy z nich polega na namnażaniu mikropędów, drugi na ich ukorzenianiu, trzeci na przesadzaniu ukorzenionych mikrosadzonek z pożywki do podłoża stałego oraz dalszej pielęgnacji i hartowaniu młodych roślin.

Materiałem pobieranym do hodowli *in vitro* są najczęściej pędy młodych, 3–6-miesięcznych siewek, lub tegoroczne pędy wyrastające na przełomie maja i czerwca z przyciętych na wysokości 4–10 cm nad ziemią 6-letnich drzew lub z odrostów starszych (40-letnich) drzew (CHALUPA 1993). Termin otrzymywania pę-

http://rcin.org.pl

dów do kultur *in vitro* pokrywał się z charakterystycznym przebarwianiem się (zarumienianiem) pąków. Z pobranych pędów usuwa się wszystkie liście, następnie pęd tnie się na odcinki o długości 10–20 mm (węzłowe i część wierzchołkową) i powierzchownie sterylizuje przez 20–40 minut w 0,1-procentowym roztworze chlorku rtęci. Po trzykrotnym opłukaniu w sterylnej, destylowanej wodzie eksplanty umieszcza się na aseptycznej pożywce (GD, BTM lub WPM) stabilizowanej agarem, z dodatkiem glutaminy (100 mg · $l^{-1}$), sacharozy (20 g · $l^{-1}$) i różnych hormonów w koncentracji 0,2–2,0 mg·$l^{-1}$: cytokininy – 6-benzyloaminopuryny (BAP) lub (N-benzyl-9-(2-tetrahydro-pyranyl)adeniny (BPA) oraz (0,2–1,0 mg·$l^{-1}$) NAA i IBA. Przed autoklawowaniem (sterylizacją) przez 20 minut w temperaturze 120°C kwasowość pożywki doprowadza się do pH 5,7.

Kultury umieszcza się w temperaturze 25°C z 16-godzinnym oświetleniem w ciągu doby, pod zimnym światłem fluorescencyjnych lamp (60 $\mu$ E·$m^{-2}$·$s^{-1}$). Bardziej równomierne wysycenie spektrum światła na poziomie kultur, w zakresie fali 600 do 660 nm, istotnie wpływa na wzrost liczby pędów licznych gatunków dębów (MAC ANTSAOIR i KABRIANIS 1993).

Szybkość namnażania pędów z pąków kątowych eksplantów w znacznym stopniu zależy od rodzaju pożywki i zastosowanych dodatków. Liczba rosnących pędów w fazie namnażania jest silnie modyfikowana przez cytokininy. W najwyższym procencie, po 4–5 tygodniach, rosły pędy na pożywkach BTM i WPM z niską koncentracją cytokininy BAP (0,2–0,6mg·$l^{-1}$). Zastosowanie pożywkek MS i SH z dużą zawartością soli lub zwiększenie koncentracji BAP powodowało wyrastanie krótkich pędów.

W optymalnych warunkach (pożywka WPM z dodatkiem BAP) liczba cykli namnażania była wysoka, (3–8) i zależała od klonu.

Hodowla kultur tkankowych z eksplantów pochodzących z drzew starszych (odrosty z kilkudziesięcioletnich roślin) jest trudniejsza niż z siewek lub pędów zachowujących charakter juwenilny (MEIER-DINKEL 1987; SAN-JOSE i in. 1990). Szybkość namnażania kultur z dorosłych drzew dębu szypułkowego i bezszypułkowego była około 30% niższa niż z eksplantów juwenilnych, hodowanych na takich samych pożywkach. Należy jednak zaznaczyć, że niektóre genotypy charakteryzują się podobną proliferacją mikropędów, jak podczas hodowli z siewek (SAN-JOSE i in. 1988).

Oryginalny sposób pozyskiwania materiału z 200-letnich dębów *Quercus petraea,* do namnażania mikropędów *in vitro* opracowali MAC ANTSAOIR i KABRIANIS (1993). Polega on na odkażeniu pąków w marcu, jeszcze na drzewach matecznych, przez zanurzenie ich na 3 minuty w czystym etanolu i następnie założeniu na gałązki przezroczystych worków foliowych, które zawiązuje się w dolnej części

http://rcin.org.pl

pędu. Worki zabezpieczają pąki przed zanieczyszczeniami. Jeden narożnik worka odcina się, aby zapewnić wentylację. Miesiąc później, w kwietniu, wyrastające z pąków pędy są ponad dwukrotnie dłuższe od kontrolnych (bez worków) i doskonale nadają się do zakładania kultur, po uprzedniej sterylizacji przez 20 minut w 30-procentowym Domestosie, płynie do dezynfekcji powszechnie stosowanym w gospodarstwie domowym.

Ukorzenianie mikropędów nie wymaga już takich sterylnych warunków, jak ich namnażanie. Do pożywki agarowej stosowanej do ukorzeniania mikropędów nie dodaje się cytokinin, które są silnym inhibitorem ukorzeniania, podobnie jak wysokie stężenia soli w pożywkach. Korzystne warunki do ukorzeniania stwarzają pożywki GD i WPM, o połowie lub pełnym składzie, z niską koncentracją auksyn (IBA lub NAA, 0,2–1,0 $mg \cdot l^{-1}$). Po 2–3 tygodniach z juwenilnych eksplantów ukorzenia się 68–92% mikropędów, w zależności od klonu. Procent ukorzenionych mikropędów z eksplantów pochodzących z dojrzałych drzew był niższy (24–78%).

Wysoki procent ukorzenionych mikropędów można też uzyskać przez bezpośrednie ich ukorzenianie w substracie (mieszanka torfu z perlitem, 1 : 1 objętościowo lub w stosunku 4 : 1), po hormonizacji w auksynie, przez zanurzenie podstawy mikropędów na jedną minutę w roztworze IBA (1,0 $g \cdot l^{-1}$). Ukorzenianie przebiega w wilgotnej atmosferze pod przykryciem folią, przez 5–8 tygodni. Później wilgotność stopniowo obniża się aż do normalnego poziomu. Stopień ukorzenienia sadzonek osiąga 54–80% w przypadku materiału z juwenilnych eksplantów. Sposób ten wymaga zdecydowanie mniejszego nakładu robocizny niż ukorzenianie na pożywkach (CHALUPA 1993; MEIER-DINKEL i in. 1993).

Jakość mikropędów ma decydujący wpływ na ich przeżywalność podczas ukorzeniania w warunkach *ex vitro*. Małe pędy (10–15 mm) wykazywały większą śmiertelność. W pełni wykształcone liście korzystnie wpływały na ukorzenianie się mikropędów oraz na wzrost i formowanie nowych pędów.

Ciągłe oświetlenie stymuluje wzrost pędów po ukorzenieniu się mikropędów, a młode rośliny wykazują wyższą przeżywalność. Doniczki z sadzonkami, które w warunkach *ex vitro* osiągnęły wysokość 10–20 cm, można przenieść poza szklarnię i ustawić w miejscach ocienionych, gdzie pozostają przez 2–3 miesiące. Większość ukorzenionych roślin przeżywa tę zmianę warunków i kontynuuje wzrost. Po zahartowaniu, zwykle wczesnym latem, rośliny można wysadzić do gruntu.

### 5.2.3. EMBRIOGENEZA SOMATYCZNA

Somatyczna embriogeneza jest procesem powstawania i rozwoju zarodków somatycznych (tak zwanych sztucznych nasion lub nasion syntetycznych), które

http://rcin.org.pl

morfologicznie, fizjologicznie i biochemicznie podobne są do zarodków zygotycznych. W zależności od pobranej z rośliny matecznej tkanki embriogennej do hodowli, zarodki somatyczne mogą być haploidalne lub diploidalne. Najczęściej do hodowli pobiera się takie części roślin, jak blaszka liściowa, końcówka korzenia, pylniki, ogonki liściowe, słupki, płatki kwiatowe i inne (GRAJEK i LASSOCIŃSKI 1993). Produkcja sztucznych nasion zapewnia bardzo wysoki współczynnik rozmnażania wegetatywnego. W ostatnich latach poświęcono temu zagadnieniu bardzo wiele uwagi. W przypadku dębu upatruje się w tej metodzie stosunkowo łatwej możliwości klonowania poszczególnych drzew, zwłaszcza starych, które trudno rozmnożyć w inny sposób.

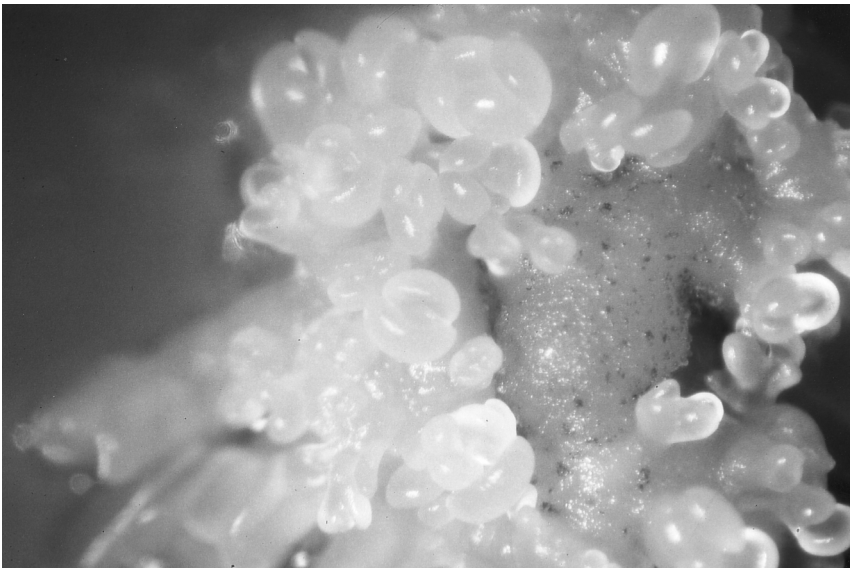
Uznanym w świecie propagatorem wegetatywnego rozmnażania drzew jest czeski naukowiec CHALUPA, który poświęcił wiele badań nad opracowaniem metod mikrorozmnażania, w tym dębów (CHALUPA 1984, 1985, 1987, 1988, 1990a, 1990b, 1992). Z embriogennych kultur, pochodzących z niedojrzałego zarodka zygotycznego żołędzi rosnących na drzewach (pozyskiwanych w końcu lipca i na początku sierpnia) lub z pręcików czy segmentów siewek, hodowlę *in vitro* prowadzi się podobnie jak przy rozmnażaniu z mikrosadzonek. Stosuje się w tym celu zmodyfikowane pożywki SH lub MS, albo pożywkę WPM z dodatkiem glutaminy (200 $mg \cdot l^{-1}$) lub hydrolizatu kazeiny (500 $mg \cdot l^{-1}$) oraz cytokininy (BAP, 0,2–2,0 $mg \cdot l^{-1}$) i auksyny (IBA, 0,0–1,0 $mg \cdot l^{-1}$), albo kwas 2,4-dwuchlorofenoksyoctowego (2,4 D 0,0–2,0 $mg \cdot l^{-1}$). Pożywki zestala się agarem na przykład Difco Bacto (6 $g \cdot l^{-1}$). Jako źródło węgla do pożywki dodaje się sacharozę w ilości 20–30 $g \cdot l^{-1}$, w zależności od pożywki.

Tkanki embriogenne pozyskane z żołędzi *Quercus petraea* w drugiej i trzeciej dekadzie lipca produkowały zygotyczne zarodki (56–76%) podczas hodowli przez 7–9 tygodni, na zmodyfikowanej pożywce SH lub MS, które zawierały BAP (1 $mg \cdot l^{-1}$) i hydrolizat kazeiny (500 $mg \cdot l^{-1}$) z dodatkiem IBA (1 $mg \cdot l^{-1}$). Kultury embriogennych tkanek zachowują swój potencjał nawet dłużej niż 3 lata. Rosnące zarodki somatyczne są często tylko luźno przytwierdzone do tkanki, z której wyrastają (ryc. 7). Często pojawiają się wtórne zarodki somatyczne.

Tylko bardzo małe zarodki (embrioidy, ok. 1 mm długości) mogą być poddane kriokonserwacji w ciekłym azocie po uprzednim podsuszeniu do wilgotności 30% i traktowaniu najpierw roztworem sacharozy o stężeniu 0,75 $mol/dm^3$ lub 1 $mol/dm^3$ i następnie roztworem glicerolu o stężeniu 2 $mol/dm^3$ lub 5 $mol/dm^3$. Zarodki które przeżyły mrożenie były zdolne do produkowania kolejnych zarodków somatycznych (CHMIELARZ 1999).

Kolejny etap rozmnażania dębów tym sposobem polega na konwersji zarodków w rośliny. Na etapie tym wymagane jest obniżenie temperatury kultur z 25°C

http://rcin.org.pl



Ryc. 7. Szkliste zarodki somatyczne o długości 1–5 mm, tworzą się na embriogennym kalusie z niedojrzałego zarodka zygotycznego *Q, robur* (fot. P. CHMIELARZ)

do 2–3°C na okres 3–4 tygodni i odwodnienie somatycznych zarodków w sterylnych warunkach w ciągu 2–3 tygodni. Po odwodnieniu zarodki przenosi się na pożywkę WPM zawierającą niską zawartość cytokininy (BAP 0,1 $mg \cdot l^{-1}$) i hoduje w warunkach ciągłego oświetlenia, w celu zaindukowania przekształcenia zarodków w rośliny. Zmiana warunków powoduje kiełkowanie zarodków na poziomie 12–18%. Część zarodków produkuje tylko korzenie, część wyłącznie pędy, a inne zarówno korzenie i pędy. Z tych ostatnich, na ogólną liczbę 90 sztuk, po dalszej hodowli na pożywce WPM bez cytokininy i posadzeniu do doniczek, po aklimatyzacji, pozostały 62 rośliny, które nadawały się do szkółkowania (CHALUPA 1993).

Polska Akademia Nauk,
Instytut Dendrologii
ul. Parkowa 5
62-035 Kórnik

LITERATURA

BÄRTELS A. 1982. Rozmnażanie drzew i krzewów ozdobnych. PWRiL Warszawa.

http://rcin.org.pl

BELLAROSA R. 1981. Oak (*Quercus* ssp). W: BAJAJ Y. P. S. (red.). Biotechnology in Agriculture and Forestry, 5. Trees II. Springer-Verlag, Berlin, 387–401.

BENEDIKOVA M. 1992. Zkušenosti z dosavadního pestovaní dubu v semenném sadu. Sbornik z celostatniho seminaře „Zakládání a obhospodařovani semennych sadù. 2–3.9.1992. Chlum u Třebaní.

BORZAN Ž. 1993. Grafting of oaks with variegated leaves. Ann. Sci. For. 50. Suppl. 1: 351–355.

CHALUPA V. 1981. Clonal propagation of broadleaved forest trees *in vitro*. Commun. Inst. For. Českoslov. 12: 255–271.

CHALUPA V. 1984. *In vitro* propagation of oak (*Quercus robur* L.) and linden (*Tilia cordata* MILL.). Biol. Plant. 26: 374–377.

CHALUPA V. 1985. *In vitro* propagation of *Larix, Picea, Pinus, Quercus, Fagus* and other species using adenine type cytokinins and thidiazuron. Commun. Inst. For. Českoslov. 14: 65–90.

CHALUPA V. 1987. Somatic embryogenesis and plant regeneration in *Picea, Quercus, Betula, Tilia, Robinia, Fagus* and *Aesculus.* Commun. Inst. For. Českoslov. 15: 133–148.

CHALUPA V. 1988. Large scale micropropagation of *Quercus robur* L. using adenine – type cytokinins and thidiazuron to stimulate shoot proliferation. Biol. Plant. 30: 414–421.

CHALUPA V. 1990a. Plant regeneration by somatic embryogenesis from cultured immature embryos of oak (*Quercus robur* L.) and linden (*Tilia cordata* MILL.). Plant Cell Rep. 9: 398–401.

CHALUPA V. 1990b. Somatic embryogenesis and plant regeneration in *Quercus petraea* (MATT.) LIEBL., *Tilia platyphyllos* Scop., and *Aesculus hippocastanum* L. Lesnictvi 36: 590–604.

CHALUPA V. 1992. Regenerace rostlin u dubu letniho (*Quercus robur* L.) a duby červeného (*Quercus rubra* L.) ze somatických embryí. Lesnictví – Forestry 38(6): 475–481.

CHALUPA V. 1993. Vegetative propagation of oak (*Quercus robur* and *Q. petraea*) by cutting and tissue culture. Ann. Sci. For. 50. Suppl. 1: 295–307.

CHMIELARZ P. 1999. Somatic embryogenesis of *Quercus robur* L. and cryopreservation of somatic embryos in liquid nitrogen. Mitt. Biol. Bundesanst. Land-Forstwirtsch. Berlin-Dahlem 365. Fortschritte bei der Lagerungstechnologie von Eichensaatgut. Braunschweig. Parey Buchverlag Berlin, 49–59.

HRYNKIEWICZ-SUDNIK J., SĘKOWSKI B., WILCZKIEWICZ M. 1987. Rozmnażanie drzew i krzewów liściastych. Część druga. PWN, Warszawa.

GRAJEK W., LASSOCIŃSKI W. 1993. Perspektywy wykorzystania sztucznych nasion w leśnictwie. Biotechnologia 1(20): 77–83.

GRESSHOFF P. M., DOY C. H. 1972. Development and differentiation of haploid *Lycopersicon esculentum* (tomato). Planta 107: 161–170.

GUSTAFSON W. A. 1979. The Four-Flap Graft: An Easy Grafting Technique for Nut or Hardwood Trees. www.ianr.unl.edu/pubs/forestry/G431.htm.

JANSON L. 1999. Wegetatywne rozmnażanie drzew i krzewów. W: SOBCZAK R. (red.) Szkółkarstwo leśne, ozdobne i zadrzewieniowe. Oficyna Edytorska Wydawnictwo Świat, Warszawa.

KRAHL-URBAN J., POTT H. 1955. Erfahrungen bei Eicheln- und Buchenpfropfungen. Zeitschr. Forstgen. Forstpflanzenzücht. 2. Frankfurt a. M.

http://rcin.org.pl

LLOYD G. i MCCOWN B. 1980. Commercially-feasible micropropagation of mountain laurel, *Kalmia latifolia*, by use of shoot-tip culture. Proc. Int. Plant. Prop. Soc. 30: 421–430.

MAC ANTSAOIR S., KABRIANIS M. 1993. Establishment of explants from 200-year-old *Quercus petraea* in culture. Ann. Sci. For. 50 Suppl. 1: 336–339.

MATRAS J. 1996. Rejestr bazy nasiennej w Polsce. IBL, Warszawa.

MEIER-DINKEL A. 1987. *In vitro* Vermehrung und Weiterkultur von Stieleiche (*Quercus robur* L.) und Traubeneiche [*Q. petraea* (MATT.) LIEBL.]. Allg. Forst- u. J. Ztg. 158: 199–204.

MEIER-DINKEL A., BECKER B., DUCKSTEIN D. 1993. Micropropagation and *ex vitro* rooting of several clones of late-flushing *Quercus robur* L. Ann. Sci. For. 50 Suppl. 1: 319–322.

MOON H. K., YI J. S. 1993. Cutting propagation of *Quercus acutissima* clones after rejuvenation through serial grafting. Ann. Sci. For. 50, Suppl. 1: 314–318.

MURASHIGE T., SKOOG F. 1962. A revised medium for rapid growth and bioassay with tobacco tissue cultures. Physiol. Plant. 15: 473–497.

MÜLLER D. 1991. Wachstumsuntersuchungen an Eichenjungpflanzen aus Sämlingen und Stecklingen. Dipl. Arb. Fachhochsch. Forstw. Göttingen, 73 ss.

OLSZEWSKA A., WESOŁY W. 1998. Nowe trendy w hodowli lasu – dąb w kulturach *in vitro*. Sylwan 142(11): 87–92.

PARDOS J. A. 1981. *In vitro* plant formation from stem pieces of *Quercus suber* L. W: Colloque Intern. sur la Culture in vitro des Essences Forestières. AFOCEL, Nangis, 186–190.

PJATNICKIJ S. S., BORISENKO T. T. 1951. O možnosti množeni dubu zímnimi řízky. Sovìtská vìda – Lesnictví 1. Praha.

REPNIEVSKIJ V. V. 1984. Novaja agrotechnika sozdanija semennych plantacij duba na Severnom Kavkaze. Les. Zhurn. (5): 113–115.

SAN-JOSÉ M. C., BALLESTER A., VIEITEZ A. M. 1988. Factors affecting *in vitro* propagation of *Quercus robur* L. Tree Physiol. 4: 281–290.

SAN-JOSÉ M. C., VIEITEZ A. M., BALLESTER A. 1990. Clonal propagation of juvenile and adult trees of sessile oak by tissue culture techniques. Silvae Genet. 39: 50–55.

SCHENK R. H., HILDEBRANDT A. C. 1972. Medium and techniques for induction and growth of monocotyledonous and dicotyledonous plant cell cultures. Can. J. Bot. 50: 199–204.

SPETHMANN W., HARMS P. 1993. Influence of fertilized substrate on rooting and growth of oak cuttings. Ann. Sci. For. 50. Suppl. 1: 308–313.

ŠIRNIN V. K., KOSIČENKO N. E., EFIMOV JU. P. 1976. Gistochimičeskoe izučenie mest srastanija privivok duba. Les. Zhurn. 5: 159–160.

TYLKOWSKI T., GRUPA R. 2004. Smutny los dębowych plantacji nasiennych w Czechach. Przegląd Leśniczy (154/XIV) 4: 26.

VECHOV V. K. 1954. Otvodkovoe rozmnoženie drevesnych i kustarnikovych porod. Moskwa.

VIEITEZ A. M., SAN-JOSE M. C., VIEITEZ E. 1985. *In vitro* plantlet regenerationfrom juvenile and mature *Quercus robur* L. J. Hort. Sci. 60: 99–106.

VYSKOT M. 1958. Pestení dubu. Československá Akad. Zemedelských Ved ve Státním Zemedelském Nakladatelství. Praha.

http://rcin.org.pl

VYSKOT M. 1981. Fruktifikace dubu *Quercus robur* L. v semenném sadu. Lesnictvi 27 (LIV) 2: 99–118.
ZAKRZEWSKI J., BURACZYK W. 1991. The methodical study upon induced rhizogenesis of *Quercus robur* L. Annals of Warsaw Agricultural Univ. – SGGW. Forestry and Wood Technology 42: 77–82.

# VEGETATIVE PROPAGATION

Summary

Vegetative propagation of native oaks is applied in forestry in order to obtain clones of plus trees designed for seed orchards. This way are propagated plants with desirable genetic features, like fast growth and volume increment, late spring growth, high frost resistance and low susceptibility to diseases. In ornamental horticulture some varieties with decorative features are cloned also.

In this chapter heterovegetative (by grafting) and autovegetative (by mound layers, rooting and tissue culture) propagation methods are characterized in detail.

It is necessary to pay attention to take scions from plants which were earlier rejuvenalised because this exerts significant influence on grafting success. Probably for physiologic or genetic reasons (incompatibility of components) grafted plants frequently die even after some years of good growing – this process can occur very fast without earlier symptoms.

Vegetative propagation by tissue culture, despite of expenses, makes possible to produce uniform plants. This propagation method assures lack of genetic diversity between stock and scion – this means that plants grown on own roots can be characterized by higher survival of older plants in contrast to grafted-plants. However, cloning metods favour genetic erosion by narrowing plants number down to genetic variability.

http://rcin.org.pl