

Bożena Matysiak, Joanna Nowak

Instytut Sadownictwa i Kwiaciarstwa w Skierniewicach

Czynniki wpływające na aklimatyzację roślin ozdobnych rozmnożonych in vitro

Wstęp

Aklimatyzacja jest krytycznym etapem mikrorozmnażania i często decyduje o jego powodzeniu. Trudności w przystosowaniu się roślin do nowych warunków wynikają z małej aktywności fotosyntetycznej mikrosadzonek, nadmiernej transpiracji oraz ograniczonej zdolności do pobierania składników pokarmowych [3, 37, 49]. Warunki, jakie należy zapewnić roślinom po wyjęciu "ze szkła", powinny zmierzać w kierunku zwiększenia aktywności fotosyntetycznej mikrosadzonek, zapobiegać nadmiernej utracie wody oraz umożliwiać optymalne zaopatrzenie roślin w składniki pokarmowe. Praca omawia wpływ czynników środowiskowych na podstawowe procesy fizjologiczne zachodzące w mikrosadzonkach oraz na ich wzrost w warunkach ex vitro.

Wilgotność powietrza

Rośliny rozmnożone in vitro mają trudności z utrzymaniem dodatniego bilansu wodnego po wyjęciu ich "ze szkła". W tej sytuacji trzeba utrzymywać wysoką wilgotność powietrza w pierwszym etapie uprawy ex vitro, co zapobiega nadmiernej transpiracji mikrosadzonek. Nie jest wskazane stosowanie systemów zraszających, ze względu na możliwość zalania podłoża oraz wypłukiwanie składników pokarmowych z podłoża [12, 33, 42]. Dobrą metodą jest zamgławianie typu FOG. Jednakże wysoka cena oraz koszty instalacji ograniczają stosowanie tego systemu na szeroką skalę [12, 32, 42]. Inną metodą utrzymywania wysokiej wilgotności powietrza jest przykrywanie roślin folią, stosowanie nawilżaczy powietrza [34] lub uprawa roślin w zamkniętych kamerach w atmosferze nasyconej parą wodną [12, 33].

Antytranspiranty

Stosowanie antytranspirantów w celu zmniejszenia utraty wody przez rośliny bezpośrednio po wyjęciu "ze szkła" generalnie nie przynosi spodziewanych efektów. Antytranspiranty stosowane w stężeniach niższych od zalecanych na *Chrysanthemum morifolium* i *Dianthus caryophyllus* ex vitro były fitotoksyczne i nieskuteczne [44]. Opryskiwanie *Brassica oleracea* roztworem kwasu abscyzynowego nie obniżyło transpiracji szparkowej roślin bezpośrednio po wyjęciu "ze szkła", chociaż zwiększyło opór szparkowy liści powstałych ex vitro [46]. W tych samych badaniach żywica poliwinylowa zmniejszyła transpirację kutykularną roślin bezpośrednio po wyjęciu "ze szkła", ale nie wpływała na przewodność szparkową. Zastosowanie preparatu Folicote na *Malus domestica* spowodowało, że przeżywalność roślin ex vitro była wyższa niż roślin uprawianych w atmosferze nasyconej parą wodną [14]. Jednakże ten sam preparat w badaniach Sutter i Hutzell [44] był nieskuteczny, co oznaczać może, że różne gatunki niejednakowo reagują na zastosowane antytranspiranty.

Światło

Rośliny in vitro mnożone są przy świetle sztucznym. Do doświetlania najczęściej wykorzystywane są lampy fluorescencyjne. Poziom natężenia napromieniowania w fitotronach na poziomie roślin jest niski i najczęściej nie przekracza $50 \mu\text{mol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ PAR. Liście powstałe in vitro wykazują podobieństwo do liści roślin ceniolubnych: zredukowana jest ich grubość, słabo zaznaczona warstwa komórek palisadowych, typowy dla roślin ceniolubnych układ chloroplastów oraz niska produkcja suchej masy [9, 40]. Zbyt wysoki poziom natężenia napromieniowania in vitro, a także w pierwszym etapie wzrostu ex vitro, może uszkadzać molekuly chlorofilu, co objawia się chlorozą liści [12]. Wysokie natężenie napromieniowania może niekorzystnie oddziaływać na rośliny również ze względu na stymulację transpiracji wrażliwych na stres wodny roślin [40, 48], a także fotooddychania [5] i oddychania [41]. W pierwszym etapie uprawy ex vitro przez okres 4 tygodni zaleca się 90% cieniowanie roślin, szczególnie w okresie letnim [12, 33, 34, 42]. Matysiak [31] proponuje, aby mikrosadzonki w pierwszym okresie uprawy "poza szkłem" chronić przed nadmierną intensywnością światła tak, aby poziom natężenia napromieniowania na wysokości roślin nie przekraczał $50\text{--}100 \mu\text{mol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$. W badaniach tych wykazano również, że rośliny mogą efektywnie wykorzystywać światło o wyższej intensywności już po 2 tygodniowym okresie aklimatyzacji.

Poszczególne gatunki roślin różnią się znacznie pod względem wymagań w stosunku do intensywności światła w kolejnych etapach wzrostu ex vitro. Wysoki poziom natężenia napromieniowania ($150 \mu\text{mol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$) stymuluje wzrost *Diefenbachia* [24, 31], *Ficus benjamina* [27], *Fragaria x ananassa* [4], *Gerbera* [26],

Homalomena [21, 22, 23, 31] i *Rosa* [22, 29], nie wpływa na szybkość wzrostu *Anthurium x cultorum* [24, 31] oraz hamuje wzrost *Spathiphyllum wallisii* [24, 31]. Doświetlanie mikrosadzonek jest szczególnie efektywne przy jednoczesnym dokarmianiu sadzonek dwutlenkiem węgla w stężeniu około $1200 \mu\text{mol} \cdot \text{mol}^{-1}$.

Dwutlenek węgla

Badania prowadzone przez Kozai i in. [16] na dziewięciu gatunkach roślin ozdobnych wykazały, że stężenie CO_2 w pojemnikach, w których mnożone były rośliny w okresie ciemności zwiększało się do $3000\text{--}9000 \mu\text{mol} \cdot \text{mol}^{-1}$ i spadało do $90 \mu\text{mol} \cdot \text{mol}^{-1}$ podczas dnia. Niski poziom CO_2 w ciągu dnia ograniczał fotosyntezę, a wzrost roślin uzależniony był od obecności cukru w pożywce. Zwiększanie stężenia dwutlenku węgla oraz wyższe natężenie napromieniowania przyspieszało wzrost wielu roślin takich jak storczyki, goździki i zatrwan zarówno *in vitro*, jak też podczas aklimatyzacji. Korzystny wpływ podwyższonego stężenia dwutlenku węgla na wzrost roślin *in vitro* wykazali również: Cuello i in. [2], Dube i Vidaver [5], Figueira i Janick [8], Fournioux i Bessis [10], Hew i in. [13], Kozai [15], Kozai i Iwanami [17], Kozai i in. [18], Kubota i Kozai [19], Predieri i in. [36] oraz Woltering [47].

Podwyższone stężenie CO_2 w atmosferze oddziałuje korzystnie również na mikrosadzonki w warunkach *ex vitro*, już od momentu wyjęcia roślin "ze szkła". Dokarmianie dwutlenkiem węgla zwiększa przeżywalność mikrosadzonek *Calathea ornata* [45] i *Rosa hybrida* [29], jak również stymuluje wzrost mikrosadzonek *Anthurium x cultorum* [24, 30, 31], *Dieffenbachia* [24, 28, 31], *Ficus benjamina* [27], *Fragaria x ananassa* [4], *Gerbera* [26], *Homalomena* [21, 22, 23, 31], *Rosa hybrida* [22, 29], *Spathiphyllum wallisii* [24, 28, 21] i *Vitis* [20].

Korzystny wpływ dokarmiania mikrosadzonek dwutlenkiem węgla w warunkach *ex vitro* wynika ze zwiększonej aktywności fotosyntetycznej [16, 22, 24, 31, 35, 40, 48]. Podwyższone stężenie CO_2 w atmosferze zmniejsza również fotooddychanie mikrosadzonek [23, 31], korzystnie oddziałuje na mikrosadzonki *ex vitro* w warunkach stresu wodnego [48], stresu wywołanego nadmiernym zasoleniem podłoża [25] oraz przeciwdziała skutkom ujemnego działania etylenu [7]. Dokarmianie dwutlenkiem węgla jest szczególnie korzystne, gdy mikrosadzonki *ex vitro* uprawiane są w podłożach mineralnych, np. w perlicie czy wełnie mineralnej [25, 30, 31].

Temperatura

Temperatura powietrza podczas aklimatyzacji oraz wzrostu roślin *ex vitro* utrzymywana jest najczęściej na poziomie odpowiednim dla uprawy danego gatunku w późniejszym etapie wzrostu. W dobrze wyposażonych szklarniach lub pomieszczeniach do aklimatyzacji roślin, temperaturę reguluje się za pomocą systemów ogrze-

wania i chłodzenia, a także poprzez zastosowanie materiałów cieniujących i systemów zamgławiających. Optymalnym rozwiązaniem jest zastosowanie komputerowego systemu regulacji temperatury. Wyższa temperatura podłoża niż powietrza przyspiesza wzrost korzeni oraz zwiększa wilgotność powietrza w otoczeniu roślin [6].

Podłoże

Ważnym kryterium określającym przydatność podłoży do uprawy mikrosadzonek *ex vitro* są ich właściwości fizyczne [38]. Szczególnie ważnym parametrem jest porowatość podłoża, która zapewnia odpowiednią ilość powietrza dla korzeni. Duża ilość powietrza w podłożu sprzyja aklimatyzacji oraz przyspiesza wzrost *Grevillea* [11], *Rhododendron* spp. [1] i *Rubus idaeus* [43].

Do uprawy mikrosadzonek gerbery *ex vitro* dobrym podłożem jest torf wysoki z perlitem lub piaskiem zmieszanych ze sobą w stosunku objętościowym 1 : 1 [38]. Mieszanka torfu z perlitem (3 : 1) jest również dobrym podłożem do uprawy mikrosadzonek *Anthurium x cultorum*, *Homalomena*, *Dieffenbachia* i *Spathiphyllum wallisii* [28, 30, 31]. Odpowiednim podłożem do uprawy *Homalomena* jest również sam perlit, a dla *Anthurium x cultorum* podłoże Jiffy-7.

Wzrost mikrosadzonek uprawianych w podłożach mineralnych, takich jak perlit czy wełna mineralna, jest znacznie wolniejszy niż w podłożach organicznych, na przekór wzrastającemu zapotrzebowaniu na materiał roślinny wyprodukowany w tego rodzaju podłożach. Matysiak i Nowak [26, 27, 28, 30, 31] wykazały, że jedną z przyczyn słabszego wzrostu mikrosadzonek w podłożach mineralnych jest zbyt niska koncentracja dwutlenku węgla w atmosferze otaczającej rośliny. Dokarmianie CO₂ mikrosadzonek *Anthurium x cultorum*, *Ficus benjamina*, *Gerbera*, *Homalomena*, *Dieffenbachia* i *Spathiphyllum wallisii* uprawianych w podłożach mineralnych znacznie przyspiesza wzrost i pozwala uzyskać bardzo dobrej jakości sadzonki do dalszej produkcji.

Nawożenie

W pierwszym okresie wzrostu *ex vitro* mikrosadzonki nie wymagają intensywnego nawożenia. Zbyt intensywne nawożenie utrudnia aklimatyzację, hamuje wzrost, zwiększa ryzyko wystąpienia uszkodzeń, a w skrajnych przypadkach powoduje zamieranie sadzonek [39, 25, 31]. Niebezpieczeństwo uszkodzeń lub zamierania roślin jest większe, gdy mikrosadzonki uprawiane są w podłożach mineralnych, które nie mają właściwości buforowych.

Po okresie aklimatyzacji, kiedy rozpoczyna się wzrost nowych tkanek, mikrosadzonki wymagają systematycznego dostarczania składników pokarmowych. Można

to osiągnąć poprzez zastosowanie nawozów wolnodziałających lub regularne zasilanie roślin. W uprawie mikrosadzonek gerbery *ex vitro* zaleca się wzbogacenie podłoża w nawóz wieloskładnikowy Azofoska (13,6 : 2 : 8 : 15,9 : 2,7 + mikroelementy) w ilości $1 \text{ g} \cdot \text{dm}^{-3}$ oraz cotygodniowe zasilanie roślin płynnym, wieloskładnikowym nawozem Nowokont (1,4 : 2,2 : 0,6) w stężeniach 1 lub 2% [39].

Do uzyskania szybkiego wzrostu oraz dobrej jakości mikrosadzonek *Anthurium x cultorum*, *Dieffenbachia*, *Ficus beniamina*, *Gerbera*, *Homalomena*, *Spathiphyllum* wystarczająca jest pożywka zawierająca makroelementy: 10 N-NO₃; 0,5 N-NH₄; 1,5 P; 5,5 K; 3 Ca; 0,75 Mg (w $\text{mmol} \cdot \text{dm}^{-3}$) oraz mikroelementy, której EC wynosi $1,4 \text{ mS} \cdot \text{cm}^{-1}$ [25, 26, 27, 31]. Mikrosadzonki dokarmiane CO₂ mają większe wymagania pokarmowe i wymagają intensywniejszego nawożenia. Figueira i Janick [8] podają, że podwyższone stężenie dwutlenku węgla w atmosferze zwiększa również pobieranie potasu, wapnia, magnezu i fosforu z zestalonej agarem pożywki w warunkach *in vitro*.

Ochrona przed czynnikami chorobotwórczymi

Zabezpieczanie roślin *ex vitro* przed czynnikami chorobotwórczymi jest ważnym elementem technologii aklimatyzacji, ponieważ wysoka wilgotność powietrza niezbędna w początkowym okresie uprawy sprzyja rozwojowi grzybów. Niektórzy nie zalecają stosowania pestycydów dopóki rośliny nie zaaklimatyzują się [12]. Najczęściej jednak zaleca się stosowanie fungicydów bezpośrednio po wyjęciu roślin "ze szkła" [32, 33, 34, 42]. Ważnym elementem utrzymania czystości fitosanitarnej *ex vitro* jest również dezynfekcja podłoża i stołów w szklarni, a także stosowanie nowych przykryć polietylenowych.

Wnioski

1. Środowisko uprawy mikrosadzonek po wyjęciu "ze szkła" silnie wpływa na szybkość wzrostu i jakość produkowanego materiału roślinnego.
2. Istnieje duże zróżnicowanie pod względem wymagań świetlnych mikrosadzonek *ex vitro*. Niektóre gatunki (*Dieffenbachia*, *Ficus beniamina*, *Fragaria x ananassa*, *Gerbera*, *Homalomena*, *Rosa*) pozytywnie reagują na wyższe natężenie światła ($150 \mu\text{mol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$). Lepszą jakość i szybki wzrost innych gatunków np. *Spathiphyllum wallisii* można uzyskać w warunkach niższego natężenia światła ($50 \mu\text{mol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$).
3. Dokarmianie sadzonek dwutlenkiem węgla ($1200 \mu\text{mol} \cdot \text{mol}^{-1}$) przyspiesza wzrost, porawia jakość oraz pozwala skrócić czas produkcji materiału roślinnego.
4. Rośliny dokarmiane dwutlenkiem węgla mają wyższe potrzeby pokarmowe.

5. Dokarmianie dwutlenkiem węgla jest szczególnie ważne, gdy sadzonki uprawiane są w podłożach mineralnych (perlit, wełna mineralna).
6. Dobrym podłożem do uprawy sadzonek może być mieszanina torfu z perlitem (3 : 1).

Literatura

- [1] Anderson W.C. 1978. Rooting of tissue cultured rhododendrons. *Proc. Inter. Plant Prop. Soc.* 28: 135–139.
- [2] Cuello J.L., Walker P.N., Heuser C.W. 1992. Controlled in vitro environment for stage II micropropagation of chrysanthemum. *Transactions of the American Society of Agricultural Engineers* 35: 1079–1083.
- [3] Debergh P.C. 1991. Acclimatization techniques of plants from in vitro. *Acta Hort.* 289: 291–300.
- [4] Desjardins Y., Gosselin A., Yelle S. 1987. Acclimatization of ex vitro strawberry plantlets in CO₂-enriched environments and supplementary lighting. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 112: 846–851.
- [5] Dube S.L., Vidaver W. 1992. Photosynthetic competence of plantlets grown in vitro. An automated system for measurement of photosynthesis in vitro. *Physiol. Plant.* 84: 409–416.
- [6] Dustan D.I. 1981. Transplantation and post-transplantation of micropropagated tree-fruit rootstocks. *Comb. Proc. Int. Plant Prop. Soc.* 31: 39–45.
- [7] De Proft M.P., Van den Broek G., De Greef J.A. 1987. Involvement of ethylene on senescence and vitrification of in vitro cultured miniroses. *Acta Hort.* 212: 217–222.
- [8] Figueira A., Janick J. 1994. Optimizing carbon dioxide and light levels during in vitro culture of *Theobroma cacao*. *J. Amer. Hort. Sci.* 119: 865–871.
- [9] Forschner W., Reuther G. 1984. Photosynthese und Wasserhaushalt von Pelargonium-Stecklingen während der Bewurzelung unter dem Einfluß verschiedener Licht- und CO₂-Bedingungen. *Gartenbauwissenschaft* 49: 182–190.
- [10] Fournioux J.C., Bessis R. 1993. Use of carbon dioxide enrichment to obtain adult morphology of grapevine in vitro. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture* 33: 51–57.
- [11] Gorst J.R., Bourne R.A., Hardaker S.E., Richards A.E., Dircks S., de Fossard R.A. 1978. Tissue culture propagation of two *Grevillea* hybrids. *Comb. Proc. Int. Plant Prop. Soc.* 28: 435–446.
- [12] Griffis J.L., Hennen G., Oglesby R.P. 1983. Establishing tissue cultured plants in soil. *Comb. Proc. Int. Plant Prop. Soc.* 33: 618–622.
- [13] Hew C.S., Hin S.E., Yong J.W.H., Gouk S.S., Tanaka M. 1995. In vitro CO₂ enrichment of CAM orchid plantlets. *Journal of Hort. Science* 70: 721–736.
- [14] Hutchinson J.F. 1984. Micropropagation of 'Northern Spy' apple rootstocks. *Comb. Proc. Int. Plant Prop. Soc.* 34: 38–48.
- [15] Kozai T. 1991. Micropropagation under photoautotrophic conditions. W: Micropropagation, red.: Debergh P.C. i Zimmerman R.H., Kluwer Academic Publishers: 447–469.
- [16] Kozai T., Hayashii M., Hirosawa Y., Kodama T., Watanabe I. 1987. Environmental control for acclimatization of in vitro cultured plantlets. I. Development of the acclimatization unit for accelerating plantlet growth and test cultivation. *J. Agric. Meteorol. Jpn.* 42: 349–358.
- [17] Kozai T., Iwanami Y. 1988. Effects of CO₂ enrichment and sucrose concentration under high photon fluxes on plantlet growth of carnation (*Dianthus caryophyllus* L.) in tissue culture during the preparation stage. *J. Jpn. Soc. Hort. Sci.* 57: 279–288.
- [18] Kozai T., Koyama Y., Watanabe I. 1988. Multiplication of potato plantlets in vitro with sugar free medium under high photosynthetic photon flux. *Acta Hort.* 230: 121–127.
- [19] Kubota C., Kozai T. 1992. Growth and net photosynthetic rate of *Solanum tuberosum* in vitro under forced and natural ventilation. *HortScience* 27: 1312–1314.

- [20] Lakso A.N., Reisch B.I., Mortensen J., Roberts M.H. 1986. Carbon dioxide enrichment for stimulation of growth of in vitro-propagated grapevines after transfer from culture. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 111: 634–638.
- [21] Matysiak B., Nowak J. 1993. Wpływ dokarmiania CO₂ i doświetlania mikrosadzonek Homalomena 'Emerald Gem' na ich wzrost i zawartość składników pokarmowych. Materiały z Ogólnopolskiego Sympozjum nt. Nowe rośliny i technologie w ogrodnictwie. Poznań, 23–24 września: 62–64.
- [22] Matysiak B., Taczanowski K., Nowak J. 1993. Wpływ dwutlenku węgla i światła na fotosyntezę, transpirację, i jakość mikrosadzonek Homalomena 'Emerald Gem' oraz Rosa hybrida 'White Gem' ex vitro. Materiały z konferencji nt. O lepszą jakość produktów ogrodniczych. Kraków, 2 grudnia: 328–321.
- [23] Matysiak B., Nowak J. 1994. Carbon dioxide and light effects on photosynthesis, transpiration and ex vitro growth of Homalomena 'Emerald Gem' plantlets. *Scientia Hort.* 57: 353–358.
- [24] Matysiak B., Nowak J. 1995. Wpływ światła i dwutlenku węgla na fotosyntezę, przeżywalność i wzrost "ex vitro" roślin z rodziny Araceae. Materiały z konferencji naukowej nt. Zastosowanie kultur in vitro w fizjologii roślin. Kraków, 15–17 grudnia 1994: 261–268.
- [25] Matysiak B., Nowak J. 1995. Acclimatization of ex vitro Homalomena 'Emerald Gem' as affected by nutrient solution concentration and CO₂ enrichment. *Acta Hort.* 390: 157–160.
- [26] Matysiak B., Nowak J. 1995. Dokarmianie gerbery dwutlenkiem węgla. Materiały z konferencji naukowej nt. Intensyfikacja produkcji gerbery. Skierniewice, 28 listopada: 11–13.
- [27] Matysiak B., Nowak J. 1996. Wpływ dwutlenku węgla na wzrost mikrosadzonek figowców beniamińskich ex vitro. Materiały z Konferencji Naukowej nt. Rośliny doniczkowe i rabatowe. Skierniewice, 28 lutego: 9–15.
- [28] Matysiak B., Nowak J. 1996. Wpływ podłoża na wzrost Anthurium x cultorum, Dieffenbachia i Spathiphyllum wallisii "ex vitro" w zależności od stężenia CO₂ w atmosferze. *Zeszyty Problemowe Postępów Nauk Rolniczych* 429: 241–244.
- [29] Matysiak B., Kubik M., Podwyszyńska M., Nowak J. 1996. Effect of photon flux density on CO₂ fixation and growth of Rosa hybrida 'White Gem' microcuttings. International Symposium on Artificial Lighting in Horticulture. Holandia 24–27 stycznia 1994. *Acta Hort.* (w druku).
- [30] Matysiak B., Nowak J. 1996. The effects of root media and CO₂ on acclimatization and growth of microcuttings of Anthurium, Dieffenbachia, Homalomena and Spathiphyllum. International Symposium on Plant Protection in Closed Ecosystems: Automation, Culture and Environment. *Acta Hort.* (w druku).
- [31] Matysiak B. 1996. Wpływ czynników środowiskowych na aklimatyzację i wzrost roślin z rodziny obrazkowatych mnożonych metodą in vitro. Praca doktorska wykonana w Instytucie Sadownictwa i Kwiaciarstwa w Skierniewicach.
- [32] Metcalfe E. 1983. Deflasking and cultivation of tissue-cultured plants. *Comb. Proc. Int. Plant Prop. Soc.* 33: 206–207.
- [33] Miller D. 1983. Weaning and growing-on of micropropagated plants. *Comb. Proc. Int. Plant Prop. Soc.* 33: 253–256.
- [34] Pocock S. 1983. Procedures and problems associated with the transfer of tissue-cultured plants. *Comb. Proc. Int. Plant Prop. Soc.* 33: 316–320.
- [35] Pospisilova J., Solarova J., Catsky J., Ondrej M., Opatrny Z. 1988. The photosynthetic characteristics during the micropropagation of tobacco and potato plants. *Photosynthetica* 22: 205–213.
- [36] Predieri S., Infante R., Fasolo F., Righetti B. 1992. CO₂ enrichment effect on in vitro grown apple and kiwi fruit. *Acta Hort.* 300: 107–110.
- [37] Preece J.E., Sutter E.G. 1991. Acclimatization of micropropagated plants to the greenhouse and field. W: Micropropagation. Red.: Debergh P.C. i Zimmerman R.H., Kluwer Academic Publishers: 71–93.
- [38] Pytlewski Cz.A., Martyn W. 1986. Badania nad opracowaniem sposobu uprawy i nawożenia młodych roślin gerbery otrzymanych metodą in vitro. I. Wpływ podłoża na wzrost roślin. *Pr. Inst. Sad. i Kw. iac.* Seria B 11: 149–158.

- [39] Pytlewski Cz.A. 1988. Badania nad opracowaniem sposobu uprawy i nawożenia młodych roślin gerbery otrzymanych metodą in vitro. II. Wpływ nawożenia na wzrost roślin. *Pr. Inst. Sad. i Kwiac. Seria B* 12: 51–62.
- [40] Reuther G. 1988. Comparative anatomical and physiological studies with ornamental plants under in vitro and greenhouse conditions. *Acta Hortic.* 226: 91–98.
- [41] Schoch P.G., Lefevre B., Teisson C., Ganry J. 1989. Photosynthese et respiration de bananier in vitro. *Photosynthetica* 23: 113–118.
- [42] Shillabeer G. 1983. Weaning plants from tissue culture. *Comb. Proc. Int. Plant Prop. Soc.* 33: 256–259.
- [43] Smir I. 1981. Micropropagation of red raspberry. *Scientia Hortic.* 14: 139–143.
- [44] Sutter E., Hutzell M. 1984. Use of humidity tents and antitranspirants in the acclimatization of tissue-cultured plants to the greenhouse. *Scientia Hortic.* 23: 303–312.
- [45] Van Telgen H.J., Van Mil A., Kunneman B. 1992. Effect of propagation and rooting conditions on acclimatization of micropropagated plants. *Acta Botanica Neerlandica* 41: 453–459.
- [46] Wardle K., Quinlan A., Simpkins I. 1979. Abscisic acid and the regulation of water loss in plantlets of *Brassica oleracea* L. var. botrytis regenerated through apical meristem culture. *Ann. Bot.* 43: 745–752.
- [47] Woltering E.J. 1990. Beneficial effects of carbon dioxide on development of gerbera and rose plantlets grown in vitro. *Scientia Hortic.* 44: 341–345.
- [48] Yue D., Desjardins Y., Lamarre M., Gosselin A. 1992. Photosynthesis and transpiration of in vitro cultured asparagus plantlets. *Scientia Hortic.* 49: 9–16.
- [49] Zimmerman, R.H., 1988. Micropropagation of woody plants: post tissue culture aspects. *Acta Hortic.* 227: 489–499.

Factors affecting acclimatization of micropropagated ornamental plants

Summary

Acclimatization of plantlets is still one of the main current problems in micropropagation. Specific environmental conditions in vitro contribute to the origination of diverse plant phenotypes that cannot survive when transplanted directly in a greenhouse or field. Thus, it is necessary to acclimatize the plantlets gradually to ensure survival until they develop new leaves, more adapted to ambient conditions under which the plants are normally grown. The environmental factors affecting acclimatization and further growth of micropropagated plants, such as air humidity, light conditions, carbon dioxide concentration, temperature, growing medium and fertilization were discussed in the paper.