

*Joanna Nowak*

*Instytut Sadownictwa i Kwiaciarstwa w Skierniewicach*

## Uprawy zalewowe roślin ozdobnych

**Słowa kluczowe:** uprawy zalewowe, rośliny ozdobne, nawożenie mineralne, częstotliwość nawadniania, deficyt tlenu

### Wstęp

---

W krajach rozwiniętych naszej strefy klimatycznej rośliny doniczkowe i rabatowe uprawia się najczęściej zalewowo: na stołach, podłogach lub w rynnach. Zalety systemu zalewowego to przede wszystkim mała pracochłonność i możliwość pełnej automatyzacji, oszczędność wody i nawozów, szybki i wyrównany wzrost roślin, czyste i suche liście oraz ograniczenie zanieczyszczenia środowiska [23]. Zalety te spowodowały, że uprawa roślin w pojemnikach stała się w krajach Europy Zachodniej bardzo dochodowa. W ostatnich latach także w USA i Kanadzie obserwuje się znaczny wzrost powierzchni upraw zalewowych, zwłaszcza na podłogach zalewowych, znacznie tańszych niż stoły. Według ocen amerykańskich i brytyjskich, wyższe nakłady początkowe na wyposażenia do uprawy zalewowej, o około 30–40% w porównaniu do stołów ruchomych z instalacją do nawadniania kropłowego, szybko się zwracają [4, 25]. Uprawy zalewowe wypierają więc stopniowo uprawy na matach i uprawy nawadniane kropłowo. W ostatnich latach uprawy zalewowe wprowadza się także do produkcji pojemnikowej ozdobnych drzew, krzewów i bylin [23], kwiatów ciętych [46] oraz do ukorzenia sadzonek [9]. Systemy zalewowe stosuje się też w bioreaktorach, ponieważ zapobiegają one występowaniu stresu tlenowego w kulturach płynnych [11].

W Polsce rośliny doniczkowe nadwadniano ręcznie lub zraszano. W ostatnich latach dużo roślin doniczkowych i rabatowych nawadnia się kropłowo lub uprawia na matach i nawadnia przewodami perforowanymi czy liniami kropłującymi. Jednakże maty trzeba wymieniać co 2–3 lata, a zdejmowanie i zakładanie przewodów nawadniających jest bardzo pracochłonne. Lepsze gospodarstwa zaczynają więc wyposażać szklarnie w stoły lub podłogi zalewowe.

W uprawie roślin doniczkowych i rabatowych nie grozi nam konkurencja krajów o cieplejszym klimacie, ponieważ koszty transportu lotniczego roślin w pojemnikach

są bardzo wysokie. Transport samochodowy jest tańszy, jednakże rośliny kwitnące znacznie gorzej znoszą warunki transportu niż rośliny o ozdobnych liściach [36]. W czasie transportu opadają pąki i kwiaty, żółkną liście, rozwijają się choroby grzybowe. Pogarsza się więc jakość roślin. Z tego względu możemy w produkcji pojemnikowej roślin kwitnących skutecznie konkurować także z wieloma krajami europejskimi, tym bardziej że warunki klimatyczne mamy podobne. Produkcja roślin ozdobnych w pojemnikach jest wciąż u nas za mała w stosunku do zapotrzebowania rynku. Świadczy o tym import z Zachodu. Za mała produkcja wynika przede wszystkim z dużego zapóźnienia technologicznego, jeszcze większego niż w produkcji kwiatów ciętych, oraz braku tradycji i doświadczenia w uprawie roślin w pojemnikach. Systematyczny wzrost powierzchni upraw roślin w pojemnikach, kosztem kwiatów ciętych, oraz unowocześnianie wyposażenia szklarni świadczą o tym, że jest to produkcja opłacalna i wiele gospodarstw wiąże z nią swoją przyszłość.

## Zasady uprawy zalewowej roślin ozdobnych

---

Uprawa zalewowa polega na podsiąkowym nawadnianiu roślin uprawianych w pojemnikach [25]. Pojemniki ustawia się na wypoziomowanych, wodoszczelnych stołach, podłogach betonowych lub w wąskich rynnach. Pożywkę nawozową pompuje się na stół, podłogę lub rynnę do czasu zanurzenia doniczek na głębokość kilku centymetrów, co zwykle trwa 10–20 min. Później pożywka wraca do zbiornika poprzez filtr i zawór zwrotny. Nawozy podaje się z każdym podlewaniem. Cały obieg jest zamknięty, co eliminuje przedostawanie się nawozów do środowiska.

Stoły zalewowe robi się najczęściej z aluminium i wykłada wodoszczelną, plastikową wkładką, odporną na działanie nawozów i promieniowanie UV. Istotną rolę odgrywa układ kanałów na powierzchni wkładki. Kanały płytkie biegną poprzecznie, a kanały głębokie wzdłuż wkładki. Kanały głębokie rozprawdają wodę po całym stole, a kiedy już wypełnią się całkowicie, woda wchodzi do kanałów płytkich, a po ich wypełnieniu do otworów w dnie doniczki. Jeżeli stół jest dobrze wypoziomowany, woda dociera dokładnie w tym samym czasie do wszystkich doniczek i równomiernie nawilża podłoże. W czasie odpływu nadmiar pożywki wycieka z doniczki i wpływa najpierw do kanałów płytkich, później do głębszych, a w końcu poprzez filtr i pompę z zaworem zwrotnym wraca do zbiornika. Woda wypływa z doniczki bardzo wolno, gdyż kanał na którym stoi doniczka jest płytki. Zapobiega to wydostawaniu się cząstek podłoża na powierzchnię wkładki oraz przemieszczaniu się wody z jednej doniczki do drugiej, co ogranicza rozprzestrzenianie się niektórych patogenów glebowych [16]. Z tego względu stoły zalewowe z plastikowymi wkładkami są bezpieczniejsze niż podłogi zalewowe.

Podłogi zalewowe nie mają systemu kanałów, woda spływa do otworów umieszczonych wzdłuż nawy szklarni. Zbiornik na pożywkę znajduje się zwykle pod podłoga

i wyposażony jest także w pompę z filtrem i zaworem zwrotnym. Kiedy pompa przestaje pracować, pożywka spływa z podłogi do zbiornika, podobnie jak ze stołów zalewowych. Podłogi zajmują duże powierzchnie zarówno w szklarniach wolno stojących, jak i w zblokowanych. Muszą więc być bardzo dokładnie wypoziomowane. Nawet drobne różnice na tak dużej powierzchni mogą powodować zalanie lub przesuszenie systemu korzeniowego uprawianych roślin.

Podłogi pełnią też funkcje grzewcze. W betonie osadzone są rury, w których krąży woda o temperaturze do 49°C. Temperaturę podłoża można utrzymać w granicach 16–26°C, w zależności od wymagań rośliny. Ogrzewanie podłogi zapewnia jej szybkie osuszenie po kolejnych nawadnianiach, co wpływa korzystnie na wzrost i zdrowotność roślin. Ogrzewanie podłogi jest także energooszczędne.

Do uprawy na podłogach nadają się przede wszystkim rośliny, które nie wymagają dużego nakładu pracy ręcznej, gdyż schylanie się jest bardzo uciążliwe. Rośliny formuje się przy użyciu retardantów wzrostu, ograniczając do minimum takie zabiegi, jak uszczykiwanie. Kilkanaście lat doświadczeń w uprawie roślin na podłogach zalewowych wykazało, że można w ten sposób otrzymać rośliny wysokiej jakości. Jest to produkcja w pełni zautomatyzowana, a więc mało pracochłonna.

Systemem zalewowym uprawia się także rośliny w aluminiowych rynnach [25]. Lekkie rynny umieszczone są na kółkach, można je więc przesuwac, powiększając odstępy pomiędzy roślinami w miarę ich wzrostu. Rynny mają w dnie dwa kanały, do których wypływa woda z doniczki. Powietrze swobodnie krąży pomiędzy roślinami, a woda zwilża znacznie mniejszą powierzchnię, wilgotność powietrza w szklarni nie jest więc tak wysoka jak w szklarniach z podłogami czy stołami zalewowymi. Powierzchnia szklarni jest bardzo dobrze wykorzystana, a ludziom pracuje się bardzo wygodnie, bo rośliny znajdują się na odpowiedniej wysokości. Zmiana odstępów pomiędzy roślinami jest łatwa, ale wymaga odłączenia i ponownego przyłączenia przewodów dostarczających pożywkę, co jest czasochłonne. Ze względu na dużą liczbę połączeń pomiędzy rynnami nawadnianie rynnowe jest bardziej awaryjne. Dużą zaletą nawadniania rynnowego jest możliwość stosowania mniejszych zbiorników na pożywkę, ponieważ do zalania rynien potrzeba znacznie mniej pożywki niż do zalania całej podłogi czy stołu.

## **Sterylizacja pożywek**

---

Podstawowa wada upraw zalewowych, szczególnie na podłogach, to możliwość porażenia roślin przez patogeny glebowe [4]. Bardzo ważna jest czystość materiału wyjściowego oraz mycie i sterylizacja nie tylko powierzchni stołów, podłóg czy rynien, ale także całej instalacji i zbiornika na pożywkę. Po zakończeniu uprawy urządzenia te dezynfekuje się przy użyciu roztworów chloru lub bromu [25]. Po dezynfekcji całą instalację trzeba dobrze przepłukać wodą. W czasie uprawy pożywki

najczęściej sterylizuje się przy użyciu światła UV, pasteryzacji cieplnej lub ozonu [42]. Można także podlewać podłoże roztworami fungicydów, jak w innych uprawach. W ostatnich latach dużo uwagi poświęca się dezynfekcji pożywek metodą filtracyjną.

## Nawożenie

---

Zaletą systemów zalewowych jest możliwość stosowania zarówno nawozów stałych, jak i pożywek płynnych [25]. Nawozy stałe daje się do podłoża przed sadzeniem roślin. Mogą to być nawozy słabo rozpuszczalne, np. wapno dolomitowe, superfosfat, a także mieszanki mikroelementów. Nawożenie podstawowe zwykle nie wystarcza i uzupełnia się je pożywkami płynnymi, w których podaje się przede wszystkim N i K. Można również stosować nawozy wolno działające, np. Osmocote, a w czasie uprawy rośliny tylko nawadniać.

Jednakże uprawy zalewowe są najczęściej nawożone pożywkami płynnymi, które umożliwiają lepsze dostosowanie nawożenia do wymagań rośliny. Proporcje pomiędzy poszczególnymi składnikami mineralnymi pożywki ustala się na podstawie analizy chemicznej roślin w różnych fazach rozwoju [34]. Do analiz używane są rośliny bardzo dobrej jakości. Procedura ta oparta jest na selektywnym pobieraniu składników mineralnych przez rośliny [35], co odzwierciedla się w składzie chemicznym suchego materiału roślinnego. Natomiast optymalne stężenie pożywki ustala się eksperymentalnie, uwzględniając fazę rozwojową rośliny oraz warunki klimatyczne. Generalnie, pożywki używane do upraw zalewowych powinny być mało stężone, o EC od 0,8 do 2,0  $\text{mS} \cdot \text{cm}^{-1}$  i zawartości azotu od 25 do 250  $\text{mg} \cdot \text{dm}^{-3}$  [13, 25, 28].

Przygotowanie pożywki powinna poprzedzać analiza wody na zawartość składników mineralnych. Analizy wody trzeba co pewien czas powtarzać, gdyż skład wody zmienia się, szczególnie w okresach suszy i dużych opadów. Zawartość składników mineralnych w wodzie uwzględnia się, przygotowując pożywkę. Przygotowując pożywki do upraw zalewowych, trzeba przestrzegać ogólnych zasad przygotowywania pożywek do fertygacji.

Pożywka krąży w obiegu zamkniętym, jednakże nagromadzenie się niektórych składników mineralnych w pożywce nie stanowi większego problemu w uprawach zalewowych. Wynika to ze stosunkowo krótkiego, zwykle kilkumiesięcznego, okresu wzrostu roślin. Niektórzy autorzy donoszą o nagromadzeniu się w pożywkach jonów  $\text{Na}^+$  i  $\text{Cl}^-$ , jeżeli woda używana do nawadniania zawiera  $\text{NaCl}$  [44]. Zaleca się wówczas obniżenie stężenia pożywki, zmniejszenie częstotliwości nawadniania lub najlepiej korzystania z wody pochodzącej z opadów.

W miarę wydłużania się czasu uprawy obserwuje się zawsze wzrost zasolenia podłoża w doniczce, a szczególnie jego górnej warstwy [4, 21, 39]. Wzrost zasolenia

górną warstwę podłoża występuje także przy nawadnianiu od góry [23], jednakże przy nawadnianiu podsiąkowym wzrost zasolenia górnej warstwy podłoża może być szczególnie wysoki [13, 24]. Korzenie rozmieszczone są przede wszystkim w środkowej i dolnej warstwie podłoża [15, 37], których zasolenie zwykle nie przekracza dopuszczalnych wartości. Jeżeli zasolenie jest za wysokie, poleca się przepłukanie podłoża wodą. Roztwór soli wyciekający z doniczek nie powinien być odprowadzany do zbiornika z pożywką [25].

Wysokie zasolenie górnej warstwy podłoża w doniczce jest wynikiem parowania wody z powierzchni podłoża oraz akumulacji N, K, Ca i Mg [38]. Zgromadzony w podłożu N-NO<sub>3</sub> stanowi stały procent zawartości soli [21].

Rozbieżne wyniki uzyskiwano, oznaczając pH w różnych warstwach podłoża w doniczce w uprawach zalewowych. Niższe pH dolnej warstwy podłoża niż górnej odnotował Molitor (1990). Autor sugeruje, że niższe pH dolnej warstwy jest wynikiem wyższej zawartości amonowej formy azotu, stymulującej działalność bakterii nityfikacyjnych. Wyższa wilgotność dolnej warstwy podłoża może być przyczyną szybszej mineralizacji podłoża i uwalniania kwasów organicznych, które obniżają pH [18]. Zróżnicowania warstwowego pH nie obserwowano w uprawie zalewowej pelargonii [24]. Natomiast w uprawie figowców wyższe wartości pH mierzono w dolnej warstwie podłoża [39, 40]. Na pH mają wpływ właściwości podłoża, a zwłaszcza zdolność do wymiany kationów, sole wchodzące w skład pożywki i znajdujące się w wodzie oraz właściwości uprawianych roślin [25].

## Częstotliwość nawadniania

---

Zahamowanie wzrostu i obniżenie jakości roślin obserwuje się zarówno przy za małej, jak i za dużej częstotliwości nawadniania, jednakże w systemie zalewowym niedobór wody jest bardziej szkodliwy niż jej nadmiar. Lepiej więc nawadniać rośliny częściej [22], ponieważ nadmiar wody wypłynie z doniczki. Przesuszenie roślin wywołuje zawsze zahamowanie wzrostu. Jednakże za częste nawadnianie powoduje spadek zawartości powietrza w podłożu w wyniku szybszego jego osiadania oraz intensywniejszego wzrostu korzeni. Osiadanie podłoża można ograniczyć, dodając do torfu bardziej stabilne komponenty, jak: perlit, piasek, drobny keramzyt czy granulowaną wełnę mineralną. Zawartość tego rodzaju komponentów nie powinna przekraczać 1/3 objętości podłoża, gdyż przynajmniej 2/3 powinien stanowić dobry torf wysoki, który zapewnia dobre podsiąkanie pożywki [25].

Za częste nawadnianie i towarzyszący mu stres tlenowy powodują zahamowanie pobierania składników mineralnych i spadek masy roślin [14]. Zbyt częsta fertygacja powoduje także wzrost zasolenia podłoża [22, 44]. Zwiększenie częstotliwości nawadniania wymaga więc obniżenia stężenia pożywki nawozowej. Za częste nawadnianie nie zawsze wynika z nieznamomości potrzeb wodnych rośliny, ale też z faktu,

że z jednego zbiornika pożywki nawadnia się różne rośliny ustawione na tych samych stołach lub podłogach, ponieważ dodatkowe zbiorniki pożywki, pompy itp. są bardzo kosztowne. Częstotliwość nawadniania dopasowuje się wówczas do wymagań roślin o dużych potrzebach wodnych, gdyż przesuszenie jest bardziej szkodliwe niż zalanie.

Potrzeby wodne roślin doniczkowych i rabatowych są mało poznane. Przebadano szczegółowo tylko kilka gatunków [2, 3], a uprawia się znacznie więcej. Częstotliwość nawadniania opiera się więc najczęściej na obserwacji roślin i powierzchni podłoża w doniczkach. W niektórych szklarniach decyzję o nawadnianiu podejmuje się na podstawie tensjometrycznego pomiaru potencjału wodnego podłoża. Komputer wprowadza wskazania umieszczonych w podłożu tensjometrów do mikroprocesorów, gdy potencjał wodny podłoża osiągnie ustaloną wartość. Dla torfu wysokiego, który jest podstawowym składnikiem podłoża w uprawie zalewowej, jest to wartość około 6 kPa.

Potrzeby wodne rośliny dobrze charakteryzuje ewapotranspiracja. Rośliny transpirują, woda paruje także z podłoża i gdy masa roślin i podłoża osiągnie pewną krytyczną wartość, rośliny nawadnia się. Zwykle jest to spadek równy 1/2 zawartości wody w podłożu po podlaniu. Rośliny waży się przed podlaniem i po podlaniu i na tej podstawie określa ilość wody zaabsorbowanej przez podłoże. Masa krytyczna równa jest połowie tej ilości. Jednakże ewapotranspiracja podlega w szklarni ciągłym wahaniom, na które mają wpływ zmiany pogody oraz zabiegi, które zmieniają natężenie napromieniowania i deficyt prężności pary wodnej (ogrzewanie, wentylacja, cieniowanie, doświetlanie, zamgławianie, opryskiwanie). Ciągłe zmiany podstawowych czynników decydujących o ewapotranspiracji wymuszają zmiany w częstotliwości nawadniania.

Automatyczne nawadnianie przez cały czas uprawy wymaga opracowania modelu przewidującego ewapotranspirację roślin w zależności od fazy wzrostu i warunków klimatycznych. Badania prowadzone przez Baille i in. (1994) wykazały, że ewapotranspiracja różnych gatunków roślin doniczkowych różni się znacznie. Rośliny reagują też różnie na zmiany w natężeniu napromieniowania i deficytu pary wodnej, a co za tym idzie na takie zabiegi, jak doświetlanie czy zamgławianie. Modele trzeba więc opracowywać indywidualnie dla poszczególnych gatunków i odmian. Opracowanie modelu wymaga systematycznych pomiarów (co 30 min) w dzień i w nocy ewapotranspiracji, natężenia napromieniowania, temperatury i deficytu prężności pary wodnej oraz co 2–3 tygodnie powierzchni liści. Tak opracowany model można użyć do opracowania algorytmów do regulacji częstotliwości nawadniania i klimatu w szklarni, ponieważ natężenie napromieniowania i deficyt prężności pary wodnej to dwa parametry łatwe do zmierzenia. Większą trudność sprawia pomiar powierzchni liści. Proponuje się w zamian pomiar wysokości i średnicy roślin lub wprowadzenie czynnika czasu od posadzenia roślin, ponieważ powierzchnia liści rośnie z czasem i można na podstawie wcześniejszych doświadczeń określić ten przyrost dość dokładnie. Tak opracowany model trzeba następnie sprawdzić w praktyce przez porównanie wartości przewidywanych i mierzonych.

## Reakcje roślin na deficyt tlenu w strefie korzeniowej

---

Podstawowe przyczyny niedoboru tlenu w uprawie zalewowej to zbyt częste nawadnianie, kurczenie się podłoża w pojemniku, systematyczna mineralizacja i osiadanie podłoża, rozwój systemu korzeniowego, stopniowo wypełniającego pory w podłożu, oraz niska zawartość tlenu w pożywkach zamkniętych w zbiornikach [17, 22, 31]. Objętościowa zawartość powietrza w podłożu na poziomie 10–15% była uważana za wystarczającą do zapewnienia dobrego wzrostu wielu roślin uprawianych w szklarniach [8]. Jednakże badania Baasa i Warmenhovena (1995) wykazały, że w zalewowej uprawie chryzantem stres tlenowy może wystąpić nawet przy zawartości tlenu w podłożu przekraczającej 15%. Problemy wynikające z niedoborów tlenu występują także w uprawach w wełnie mineralnej, cienkowarstwowych kulturach przepływowych i wielu innych systemach nawadniania.

W odpowiedzi na zalanie wiele roślin więdnie, ponieważ w zalanych korzeniach wzrasta opór dla przepływu wody [7]. U roślin zalanych zamykają się szparki, co spowalnia więdnienie, ale wywołuje spadek natężenia fotosyntezy [27] oraz spadek suchej masy roślin [33]. Spadek natężenia fotosyntezy w liściach roślin zalanych nie wynika wyłącznie z ograniczonej wymiany gazowej, lecz także z powodu degradacji chlorofilu i spadku aktywności enzymów fotosyntetycznych [5, 43]. Stres tlenowy może być również przyczyną zaburzeń w transporcie produktów fotosyntezy z liści do korzeni [26, 32], zahamowania pobierania składników mineralnych i ich przemieszczania się do części nadziemnej i spadku zawartości składników mineralnych w liściach [14]. Spadek zawartości składników mineralnych w liściach następuje bardzo szybko po zalaniu korzeni, już po 48 godzinach stwierdza się występowanie dużych różnic, chociaż nie obserwuje się w tym czasie zmian w zawartości składników mineralnych w podłożu [41]. Natomiast w liściach roślin zalanych akumulują się w nadmiernej ilości jony  $\text{Na}^+$  i  $\text{Cl}^-$  [45]. Z tego względu nawet krótkie okresy zalania korzeni wpływają niekorzystnie na wzrost roślin. U roślin okresowo zalewanych szybciej starzeją się liście dolne [6], co obniża wartość dekoracyjną roślin. Przyspieszone starzenie się organów roślinnych jest wynikiem wzmożonej produkcji etylenu w zalanych roślinach.

Nasilenie stresu tlenowego zależy nie tylko od dostępności tlenu, lecz także od zapotrzebowania roślin na tlen, tj. od intensywności oddychania. Różne rośliny charakteryzują się różną intensywnością oddychania i wykorzystania energii wytworzonej w czasie tego procesu [29]. Oddychanie korzeni, w przeliczeniu na objętość podłoża w doniczce, zależy także od szybkości wzrostu oraz temperatury i masy korzeni [19]. Jeżeli zapotrzebowanie na tlen przewyższa jego podaż, stres tlenowy indukuje szereg specyficznych reakcji prowadzących do poważnych zmian fizjologicznych i zahamowania wzrostu.

W warunkach beztlenowych na szlaku glikolitycznym z glukozy tworzy się kwas pirogronowy, z którego następnie powstaje  $\text{CO}_2$ , i alkohol etylowy. Ta ostatnia

reakcja jest katalizowana przez dehydrogenazę alkoholową [27]. Stres tlenowy wywołuje gwałtowny spadek stężenia ATP w korzeniach, już po kilkunastu minutach od ich zalania (20), co powoduje zahamowanie wszystkich procesów życiowych zależnych od dopływu energii. Niektórzy autorzy sugerują, że tolerancja roślin na zalanie korzeni zależy od aktywności dehydrogenazy alkoholowej [10]. Niska aktywność tego enzymu i zdolność do wykorzystania alternatywnych produktów końcowych, jak mleczan, jabłczan i in., zapobiegają toksyczności etanolu. Inną hipotezę postawił Davies (1980). Według tego autora, o syntezie etanolu decyduje pH cytoplazmy. W warunkach stresu tlenowego obniża się pH i wzrasta aktywność dehydrogenazy alkoholowej i innego enzymu fermentacyjnego — dekarboksylazy pirogronianowej, co także prowadzi do wzrostu stężenia etanolu w tkankach zalanych [30]. Obie ww. hipotezy wiążą reakcję roślin na zalanie korzeni z aktywnością dehydrogenazy alkoholowej. W korzeniach chryzantem, charakteryzujących się wysokim natężeniem oddychania, objawy stresu tlenowego występowały, gdy objętościowa zawartość powietrza w podłożu spadała poniżej 35%, objawom tym towarzyszył wzrost aktywności dehydrogenazy alkoholowej [1]. Aktywność tego enzymu w korzeniach może być wskaźnikiem stresu tlenowego.

## Podsumowanie

---

1. Najważniejsze zalety uprawy zalewowej roślin doniczkowych i rabatowych to: mała pracochłonność, oszczędność wody i nawozów, szybki i wyrównany wzrost roślin, ograniczenie zanieczyszczenia środowiska.
2. Podstawowe problemy wynikające z uprawy zalewowej to możliwość porażenia roślin przez patogeny glebowe, nadmierne zasolenie górnej warstwy podłoża w doniczce, deficyt tlenu w strefie korzeniowej.

## Literatura

---

- [1] Baas R., Warmenhoven M.G. 1995. Alkohol dehydrogenase indicating oxygen deficiency in chrysanthemum grown in mineral media. *Acta Hort.* 401: 273–28.
- [2] Baille M., Baille A., Laury J.C. 1993. Canopy surface resistance to water vapour transfer for nine greenhouse ornamental (pot plants) crops. *Sci. Hort.* 57: 143–155.
- [3] Baille M., Baille A., Laury J.C. 1994. A simplified model for predicting evapotranspiration rate of nine ornamental species vs. climate factors and leaf area. *Sci. Hort.* 59: 217–232.
- [4] Barletta A. 1995. Irrigation. *Flora Culture International*. April: 20–22.
- [5] Berry J., Bjorkman O. 1980. Photosynthetic response and adaptation to temperature in higher plants. *Ann. Rev. Plant Physiol.* 31:491–544.



- [6] Bradford K.J. 1982. Plant growth substances. Wyd. P.F. Wareing, Academic Press, New York, USA.
- [7] Bradford K.J., Hsiao T.C. 1982. Stomatal behaviour and water relations of waterlogged tomato plants. *Plant Physiol.* 70:1508–1513.
- [8] Bunt A.C. 1991. The relationship of oxygen diffusion rate to the air-filled porosity of potting substrates. *Acta Hort.* 294: 215–221.
- [9] Buwalda F., Frenck R., Kim K.S. 1995. Ebb and flow cultivation of Chrysanthemum cuttings in different growing media. *Acta Hort.* 401: 193–200.
- [10] Crawford R.M.M., McMamon R.M. 1968. Inductive responses of alcohol and malic dehydrogenases in relation to flooding tolerance in roots. *J. Exp. Bot.* 19: 435–441.
- [11] Cuello J.L., Yue L.Ch. 1996. Application of Richards' equation in the scale up of the ebb-and-flow bioreactor (EFBR) for „hairy root” cultures. International Symp. on Plant Production in Closed Ecosystems, August 26 -29, 1996, Narita, Japan, Book of Abstracts: 59 s.
- [12] Davies D.D. 1980. The Biochemistry of Plants: A Comprehensive Treatise, Tom 2, Red. P.K. Stumpf i E.E. Conn), Academic Press, New York, USA.
- [13] Dole J.M. Cole J.C. 1994. Growth of poinsettias, nutrient leaching, and water-use efficiency respond to irrigation methods. *Hort.Science* 29(8): 858–864.
- [14] Drew M.C., Sisworo E.J. 1979. The development of waterlogging damage in young barley plants in relation to plant nutrient status and changes in soil properties. *New Phytol.* 82: 301–314.
- [15] Fonteno W.C., Cassel D.K., Larson R.A. 1981. Physical properties of three container media and their effect on poinsettia growth. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 106(6):736–741.
- [16] Fynn R.P. 1994. Water and nutrient delivery — ebb and flood. Mat. Konf. Międzyn. Greenhouse systems. Automation, Culture and Environment. July 20–22.1994, New Brunswick, Ithaca, USA: 102–112.
- [17] Gabriels R., Verdonck O., Mekers O. 1986. Substrate requirements for pot plants in recirculating water culture. *Acta Hort.* 178: 93–99.
- [18] Heiskanen J. 1995. Water status of sphagnum peat and peat-perlite mixture in containers subjected to irrigation regimes. *Hort.Science* 30: 281–284.
- [19] Jackson M.B. 1980. Aeration in the nutrient film technique of glasshouse crop production and the importance of oxygen, ethylene and carbon dioxide. *Acta Hort.* 98: 61–78.
- [20] Jacoby B., Rudich B. 1980. Proton-chloride symport in barley roots. *Ann. Bot.* 46(5): 493–498.
- [21] Kent M.W., Reed D.Wm. 1996. Nitrogen nutrition of New Guinea impatiens 'Barbados' and *Spathiphyllum* 'Petite' in a subirrigation system. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 121(5): 816–819.
- [22] Kreij de C., Straver N. 1988. Flooded-bench irrigation: effect of irrigation frequency and type of potting soil on growth of *Codiaeum* and on nutrient accumulation in the soil. *Acta Hort.* 221: 245–252.
- [23] Molitor H.D., 1990. The European perspective with emphasis on subirrigation and recirculation of water and nutrients. *Acta Hort.* 272: 165–173.
- [24] Morvant J.K., Dole J.M., Allen E. 1997. Irrigation systems alter distribution of roots, soluble salts, nitrogen, and pH in the root medium. *Hort. Technology* 7(2): 156–160.

- [25] Nelson P.V. 1991. Greenhouse operation and management. Prentice Hall, Eaglewood Cliffs, New Jersey, USA: 333–340.
- [26] Quereshi F.A., Spanner D.C. 1973. The effect of nitrogen on the movement of tracers down the stolon of *Saxifraga sarmentosa*, with some observations on the influence of light. *Planta* 110: 131–144.
- [27] Pezeshki S.R. 1994. Plant response to flooding. Red. R.E. Wilkinson, Plant — environment interactions. Marcel Dekker Inc., New York, USA.
- [28] Poole R.T., Conover C.A. 1992. Fertilizer levels and medium affect foliage plant growth in an ebb and flow irrigation system. *J. Environ. Hort.* 10(2): 81–86.
- [29] Poorter H., Remkes C., Lambers H. 1990. Carbon and nitrogen economy of 24 wild species differing in relative growth rate. *Plant Physiol.* 94: 621–627.
- [30] Robers J.K.M. 1989. The ecology and management of wetlands. Tom 1, (red. D.D. Hook), Croom-Helm Press, London, Wielka Brytania.
- [31] Scharpf H. C., Grantzau E. 1985. Sauerstoff-Mangel bei Ebbe und Flut setzt Schaden. *Gb+Gw*, 10: 410–411.
- [32] Sij J. W., Swanson C. A. 1973. Effect of petiole anoxia on phloem transport in squash. *Plant Physiol.* 51: 368–371.
- [33] Singh B.P., Tucker K.A., Sulton J.D., Bhardwaj H.L. 1991. Flooding reduces gas exchange and growth in snap bean. *Hort.Science* 26(4): 372–373.
- [34] Sorensen I.U., Larsen A.K. 1997. Fertilizing pot plants in recirculating systems. Dansk Erhvervsgartnerforening: 1–6.
- [35] Steiner A.A. 1980. The selective capacity of plants for ions and its importance for the composition and treatment of the nutrient solution. *Acta Hort.* 98: 87–97.
- [36] Sterling E.P., Molenaar W.H. 1986. The influence of time and temperature during simulated shipment on the quality of pot plants. *Acta Hort.* 181: 429–434.
- [37] Tood N.M., Reed D.Wm. 1998. Characterizing salinity limits of New Guinea Impatiens in recirculating subirrigation. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 123(1): 156–160.
- [38] Treder J., Matysiak B., Nowak J. 1996. Wpływ podłoża na wzrost ozdobnych roślin doniczkowych *Dieffenbachia* i *Hedera* uprawianych na stołach zalewowych. *Zesz. Probl. Post. Nauk Roln.* 429: 299–303.
- [39] Treder J., Matysiak B., Sroka S., Nowak J. 1998. Właściwości chemiczne różnych podłoży i wzrost trzech odmian *Ficus benjamina* uprawianych na stołach zalewowych. *Zesz. Probl. Post. Nauk Roln.* 461: 493–502.
- [40] Treder J., Matysiak B., Nowak J.S., Nowak J. 1998. Potting media and nutrient effects on growth and nutrient concentrations of different *Ficus* species cultivated on ebb-and-flow benches. *Acta Hort.* (w druku).
- [41] Trought M.C.T., Drew M.C. 1980. The development of waterlogging damage in wheat seedlings (*Triticum aestivum* L.): 2. Accumulation and distribution of nutrients by the shoot. *Plant Soil* 56: 187–199.
- [42] Vestergard B. 1988. Sterilization of water and nutrient solutions. *Acta Hort.* 221: 303–313.
- [43] Vu J.C.V., Yelenosky G. 1991. Photosynthetic responses of citrus trees to soil flooding. *Physiol. Plantarum* 81: 7–14.

- [44] Warmenhoven M.G., Baas R. 1995. Chrysanthemum cultivation in a soilless ebb/flow system: interaction of NaCl, mineral nutrition and irrigation. *Acta Hort.* 401: 393–400.
- [45] West D.W., Taylor J.A. 1984. Response of six grape cultivars to the combined effects of high salinity and rootzone waterlogging. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 109: 844–851.
- [46] Weel van P.A. 1996. Rose factory design. *Acta Hort.* 440: 298–303.

## **Ebb-and-flow cultivation of ornamental plants**

---

**Key words:** ebb-and-flow, ornamental plants, mineral nutrition, watering frequency, oxygen deficiency

### Summary

Ebb-and-flow irrigation systems create good possibilities of work mechanization and are already used in ornamental plant production in many countries. Nutrient solution is pumped on the bench, floor or trough and raises to the top of root medium by capillary soaking. Solution not used returns to a storage tank where it is held until the next watering. Fertilizers are applied at each watering. The advantages of this system include: reduced labour inputs, water and fertilizer consumption, uniformity and high quality of plants, elimination of fertilizer effluent to the environment. The problems concerning fertilization, watering frequency, plant disease control and oxygen stress are discussed.

*Adres do korespondencji:  
prof. dr hab. Joanna Nowak  
Zakład Uprawy Roślin Ozdobnych  
Instytut Sadownictwa i Kwiaciarnictwa  
ul. Waryńskiego 14  
96-100 Skierniewice*