

JOANNA NOWAK
Instytut Sadownictwa i Kwiaciarnictwa

UDZIAŁ KOMPLEKSÓW SREBROWYCH W HAMOWANIU STARZENIA SIĘ KWIATÓW

Związki kompleksowe srebra znalazły ostatnio szerokie zastosowanie do przedłużania trwałości kwiatów ciętych. Są one znacznie wygodniejsze w praktyce od dotychczas używanych preparatów, ponieważ wystarczy je stosować przez krótki czas (od kilku minut do 1 doby) przed transportem, przechowywaniem czy sprzedażą kwiatów.

Azotan srebra był stosowany od wielu lat do przedłużania trwałości kwiatów [24, 29, 31, 38, 45, 55]. Jony srebra działają bakterio- i grzybobójczo, więc korzystny wpływ srebra na trwałość kwiatów ciętych był tłumaczony hamowaniem rozwoju mikroorganizmów w wodzie i systemie naczyniowym łądyg. Badania Beyera [8] wykazały, że jony srebra mogą także ograniczać niekorzystny wpływ etylenu na trwałość kwiatów. Opryskiwanie kwiatów roztworem azotanu srebra wpływa korzystnie na trwałość kwiatów. Mniejsza skuteczność zanurzania pędów w roztworze tego związku [24], ale na kwiatach opryskiwanych pojawiają się ciemne plamy, będące wynikiem fotooksydacji srebra. Obniża to wartość dekoracyjną kwiatów. Mniejsza skuteczność zanurzania pędów w roztworze azotanu srebra wynika z faktu, że jony srebra przemieszczają się w tkankach roślinnych bardzo wolno [31, 56]. Badania Veena i van de Geijna [67] wykazały, że przemieszczanie się srebra w tkankach roślinnych można znacznie przyspieszyć podając je w formie ujemnie naładowanego kompleksu tiosiarczanosrebrowego $\text{Ag}(\text{S}_2\text{O}_3)_2^{3-}$. Kompleks ten był transportowany w pędach goździka z szybkością 2 m/h, podczas gdy azotan srebra z szybkością 3 cm/d. Odkrycie to zapoczątkowało badania nad możliwością stosowania kompleksów srebrnych w obrocie kwiatami i rolą tych związków w regulacji procesów starzenia się kwiatów.

Wpływ związków kompleksowych srebra na trwałość kwiatów ciętych

Związki kompleksowe srebra są szczególnie skuteczne w przedłużaniu trwałości goździków. Goździki szklarniowe należą do kwiatów bardzo wrażliwych na działanie etylenu [7, 13, 43]. Nawet okresowe umieszczenie goździków w atmosferze zawierającej etylen indukuje autokatali-

tyczną produkcję etylenu przez kwiaty, co prowadzi do spadku turgoru, wędnięcia i zmian w kolorze płatków [42, 43]. Ma to szczególne znaczenie w czasie przechowywania i transportu kwiatów, kiedy duża ich liczba jest przetrzymywana w małej objętości powietrza i produkowany przez kwiaty etylen powoduje uszkodzenia płatków. Badania Veena i van de Geijna [67] wykazały, że krótkie, 24 h traktowanie goździków kompleksem tiosiarczanosrebrowym przedłuża ich trwałość o 4 dni, w porównaniu do goździków przetrzymywanych przez cały czas w wodzie oraz zmniejsza wrażliwość goździków na działanie etylenu. Kompleks tiosiarczanosrebrowy oddziaływał szczególnie korzystnie na trwałość goździków odmian standardowych, tj. wielkokwiatowych, nieco mniej skutecznie na trwałość goździków miniaturowych (tab. 1) [58, 62]. Związki kompleksowe srebra wpływały także korzystnie na trwałość goździków transportowanych na sucho [33]. Goździki traktowano roztworami związków kompleksowych srebra przed wysyłką. Po 24 h transporcie na su-

Tabela 1

Wpływ kompleksu tiosiarczanosrebrowego (STS) na trwałość ciętych goździków szklarniowych (wg Sytsemy i Reida i in., 59, 62)

Odmiana	Trwałość kwiatów w dniach	
	H ₂ O	STS
Odmiany standardowe		
Scania	5,8	13,3
White Sim	5,2	13,7
Lena	4,5	12,3
Le Reve	8,0	14,0
Calypso	7,7	17,2
Odmiany gałazkowe		
Exquisite	8,1	8,5
Scarlet Elegance	10,2	10,6
Corona	12,5	12,9
Tony	12,3	16,2
Sam's Pride	10,7	12,1
Red Baron	9,3	11,2
Silvery Pink	12,4	14,4
Super Gold	10,9	11,7
May Time	9,9	12,3
Elegance	8,2	11,9
Barbi	7,2	12,9
Sweetheart	9,6	13,7
Orchid Royalette	7,6	14,5

Tabela 2

Wpływ azotanu srebra, związków kompleksujących srebro i kompleksów srebrowych na trwałość kwiatów goździków szklarniowych odm. Scania transportowanych na sucho przez 24 h. Po transporcie kwiaty umieszczono w wodzie lub roztworze preparatu zawierającego 200 mg/l cytrynianu 8-hydroksychinoliny i 30 g/l sacharozy

[33]

Traktowania (24 h)	Trwałość kwiatów w dniach	
	H ₂ O	Preparat
Kontrola (H ₂ O)	5,5	14,0
AgNO ₃ 100 mg/l	9,0	18,5
EDTA 876 mg/l	7,6	16,5
EDDHA 848 mg/l	5,0	15,0
Na ₂ S ₂ O ₃ ·5H ₂ O 540 mg/l	7,5	17,0
AgNO ₃ +EDTA	11,0	19,0
AgNO ₃ +EDDHA	8,5	17,5
AgNO ₃ +Na ₂ S ₂ O ₃ ·5H ₂ O	13,5	20,5

EDTA — kwas etylenodwuaminoczeroctowy

EDDHA — kwas etylenodwuaminodwu-O-hydroksyfenylooctowy

cho kwiaty zanurzano końcami pędów w wodzie lub roztworze preparatu zawierającego sacharozę i cytrynian 8-hydroksychinoliny (8-HQC). Najtrwalsze i najlepszej jakości kwiaty otrzymano, jeśli przed transportem goździki traktowano kompleksem tiosiarczanosrebrzym, a po transporcie przetrzymywano w roztworze preparatu (tab. 2). Trwałość tak traktowanych kwiatów wynosiła około 20 dni, podczas gdy trwałość nie traktowanych około 5 dni.

Szereg prac wskazuje na możliwość stosowania związków kompleksowych srebra do kondycjonowania goździków przechowywanych w warunkach niskiej temperatury [21, 22; 23, 50]. Przechowywanie kwiatów umożliwia dostosowanie podaży do wymagań rynku. Celowe wydaje się zwłaszcza przechowywanie goździków ścinanych w lecie. W lecie obserwuje się nadprodukcję kwiatów goździków w szklarniach, ale równocześnie popyt na nie jest mały i producenci mają znaczne trudności ze zbytem. Metody przechowywania muszą zapewniać dobrą jakość i trwałość kwiatów po ich wyjęciu z chłodni. Badania amerykańskie wykazały, że goździki nie traktowane przed przechowywaniem można przetrzymać na sucho w workach foliowych w temperaturze około 0°C do 8 tygodni [30]. Dłuższe przechowywanie było nieopłacalne z powodu porażenia kwiatów przez grzyby, spadku trwałości kwiatów, przebarwień płatków oraz zasychania kielicha i górnych liści. Kondycjonowanie goździków

w kompleksie tiosiarczanosrebrowym przed przechowywaniem umożliwiło przedłużenie okresu ich przechowywania do 12 tygodni, wpływając bardzo korzystnie na trwałość i jakość kwiatów po ich wyjęciu z chłodni [11]. Dalsze doświadczenia wykazały, że goździki można przechowywać do 20 tygodni, kondycjonując je w kompleksie tiosiarczanosrebrowym podawanym łącznie z sacharazą [50]. Przedłużenie okresu przechowywania goździków można także osiągnąć traktując kwiaty dodatkowo fungicydami hamującymi rozwój szarej pleśni [23].

Związki kompleksowe srebra hamowały także starzenie się kwiatostanów wyżlinu. Podobnie jak goździki, kwiatostany wyżlinu produkują dużo etylenu [18, 69] i są bardzo wrażliwe na działanie etylenu [54]. Umieszczenie kwiatostanów wyżlinu w atmosferze zawierającej 0,5 μ l/l etylenu przyspiesza opadanie kwiatów. Starzenie się kwiatostanów wyżlinu można zahamować stosując preparaty zawierające sole 8-hydroksychinoliny [32, 36, 49, 60], jednakże aby uzyskać dobre rezultaty koniecznym jest ciągle przetrzymywanie kwiatostanów w roztworach preparatów. Traktowanie wyżlinu przez 20 h kompleksem tiosiarczanosrebrowym i kompleksami srebra z EDTA i 8HQC, z dodatkiem sacharozy opóźniało starzenie się kwiatostanów, hamowało opadanie kwiatów i pobudzało rozwój górnych pąków [17, 47]. Traktowanie wpływało korzystnie zarówno na kwiatostany świeżo ścięte jak i na kwiatostany transportowane na sucho. Traktowanie wyżlinu azotanem srebra, podawanym bez związków kompleksujących, nie hamowało starzenia się kwiatostanów, co świadczy o tym, że korzystne oddziaływanie związków kompleksowych srebra jest głównie wynikiem hamowania działania etylenu, a nie działaniem bakterio- czy grzybobójczym. Potwierdzeniem tego może być fakt, że u wyżlinu traktowanego kompleksem tiosiarczanosrebrowym poszczególne kwiaty w kwiatostanie nie opadały, lecz więdły i zasychały na pędzie. Udział etylenu w kontroli procesów tworzenia się warstwy odcinającej i opadania organów roślinnych jest szeroko udokumentowany w literaturze [1].

Traktowanie kompleksem tiosiarczanosrebrowym wpływało także korzystnie na trwałość lilii odm. Enchantment, przy czym wykazano, że moczenie cebul przed sadzeniem w roztworze tiosiarczanu srebra wpływa korzystniej na trwałość lilii niż umieszczenie kwiatostanów w roztworze tego związku [61].

Związki kompleksowe srebra nie hamowały starzenia się świeżo ściętych kwiatostanów gerbery [48], natomiast kondycjonowanie gerbery w roztworach tych związków hamowało starzenie się kwiatostanów gerbery przechowywanych w chłodni [46].

Najlepsze wyniki uzyskano stosując azotan srebra podawany łącznie z cytrynianem 8-hydroksychinoliny. Kompleksy srebra z tiosiarczanem

sodu i EDTA obniżały jakość kwiatostanów, powodując wyginanie się szypułek lub przebarwienie kwiatów języczkowatych. Różnice w reakcji kwiatostanów świeżo ściętych i kwiatostanów przechowywanych w warunkach niskiej temperatury mogą wynikać z większej wrażliwości kwiatów przechowywanych na działanie etylenu [42], co może świadczyć o tym, że związki kompleksowe srebra zmniejszają wrażliwość kwiatów na etylen lub hamują jego działanie.

Potwierdzają to doświadczenia przeprowadzone na kwiatach róży, stosunkowo mało wrażliwych na działanie etylenu. Nie obserwowano wpływu kompleksu tiosiarczasrebrowego na trwałość ciętych róż, ale traktowanie róż kompleksem tiosiarczasrebrowym hamowało więdnienie liści i opadanie płatków róż wywołane działaniem wysokich stężeń etefonu [14].

Kompleks tiosiarczasrebrowy nie wpływał także na trwałość ciętych tulipanów [44]. Traktowanie etylenem lub etefonem nie przyspieszało starzenia się ciętych kwiatów tulipanów.

Rozbieżne wyniki uzyskano w badaniach nad storczykami. Storczyki produkują dużo etylenu, znana jest również wrażliwość tych kwiatów na działanie etylenu [4, 19, 35]. Badania Beyera [8] wykazały, że kwiaty storczyków *Cattleya* opryskiwane azotanem srebra i przetrzymywane w atmosferze zawierającej etylen zachowują znacznie dłużej świeży wygląd niż kwiaty nie traktowane tym związkiem. Umieszczenie pędów storczyków *Dendrobium* w roztworze azotanu srebra przyspieszało więdnienie i opadanie kwiatów [51], prawdopodobnie w wyniku zablokowania przez srebro naczyń przewodzących wodę. Traktowanie *Dendrobium* kompleksem tiosiarczasrebrowym wpływało tylko w niewielkim stopniu na trwałość kwiatów, jeśli końce pędów zanurzono w roztworze tego związku. Korzystne wyniki uzyskano odcinając poszczególne kwiaty storczyków z rodzaju *Cymbidium* i zanurzając szypułki w roztworze kompleksu tiosiarczasrebrowego [64]. Dane te mogą świadczyć o tym, że o skuteczności związków kompleksowych srebra w hamowaniu starzenia się kwiatów decyduje w dużej mierze transport i rozmieszczenie srebra w tkankach roślinnych.

Rola srebra w regulacji procesów starzenia się kwiatów

Związki kompleksowe srebra zwiększają trwałość kwiatów wrażliwych na działanie etylenu. Nasuwa się więc pytanie: czy można uznać jon srebrowy za specyficzny inhibitor działania lub syntezy etylenu, biorąc pod uwagę toksyczne właściwości srebra? Jony metali ciężkich na-

leżą do niekompetycyjnych inhibitorów reakcji enzymatycznych. Jednakże traktowanie tkanek roślinnych związkami srebra nie wpływało na aktywność niektórych enzymów. Purvis [57] nie stwierdził wpływu AgNO_3 na aktywność chlorofilazy, Dimalla i Van Staden [15] nie obserwowali wpływu kompleksu tiosiarczanosrebrowego na aktywność β -fruktofuranazydazy. Kompleks tiosiarczanosrebrowy nie wpływał na aktywność peroksydazy w warunkach *in vivo*, ale hamował aktywność tego enzymu *in vitro* (Veen, dane nie publikowane). O specyficzności działania jonów srebra w stosunku do etylenu świadczą także wyniki doświadczeń, w których wykazano, że jony innych metali (Ni, Co, Cd, Cu, Pt, Rh, Zn, Zu) nie hamują działania etylenu, a efekt palladu i rtęci jest tylko nieznaczny [8].

Prekursorem etylenu, zarówno w owocach jak i w kwiatach, jest metionina [34]. Głównym metabolitem formującym się ze znakowanej metioniny jest S-adenozylometionina, z której powstaje kwas 1-amino-cyklopropano-1-karboksylowy (ACC), przy udziale enzymu-syntetazy ACC [2]. ACC jest bezpośrednim prekursorem syntezy etylenu. Poziom ACC w płatkach goździków wzrasta znacznie w okresie bezpośrednio poprzedzającym wzrost produkcji etylenu w kwiatach [12]. Badania wykazały, że kompleks tiosiarczanosrebrowy hamuje wzrost poziomu ACC w płatkach goździków [12, 68]. Dane te mogą świadczyć o tym, że jony srebra są inhibitorem procesów prowadzących do syntezy ACC. Jednakże dokładna analiza wyników doświadczeń nad wpływem związków kompleksowych srebra na produkcję etylenu w kwiatach nasuwa wątpliwość czy jon srebrowy można uznać za inhibitor syntezy etylenu. U goździków jony srebra nie blokowały syntezy ACC i produkcji etylenu w początkowym okresie starzenia się kwiatów, hamując natomiast wzrost produkcji tych związków w okresie klimakterycznym [66, 68]. Kompleks tiosiarczanosrebrowy nie hamował także wzrostu produkcji etylenu w kwiatostanach gerbery [48]. Można to tłumaczyć niedocieraniem jonów srebra do miejsca syntezy etylenu w komórce lub niezdolnością niektórych tkanek do dysocjacji kompleksów srebrowych, ale najbardziej prawdopodobną wydaje się hipoteza, że srebro nie hamuje syntezy etylenu lecz jest inhibitorem jego działania. Wpływ związków kompleksowych srebra na hamowanie klimakterycznego wzrostu produkcji etylenu przez kwiaty można zrozumieć przyjmując, że klimatyczny wzrost produkcji etylenu jest konsekwencją działania etylenu. Zjawisko to starali się wytłumaczyć Kende i Baumgartner [28]. Według ich hipotezy miejsce syntezy etylenu w komórce jest oddzielone od miejsca gdzie gromadzone są jego prekursorzy. Miejscem syntezy etylenu mogą być błony cytoplazmatyczne lub cytoplazma, natomiast prekursorzy etylenu gromadzą się najprawdopodobniej w wakuoli, w której gromadzone są zapa-

Tabela 3

Wpływ kompleksu tiosiarczanosrebrowego (STS) i sacharozy na jakość kwiatów goździków szklarniowych odm. Scania 3C przechowywanych na sucho przez 14 tygodni w temperaturze +1°C (wg Goszczyńskiej i Rudnickiego, 1982)

Traktowania	Liczba rozwiniętych kwiatów (z 20 pąków)	Liczba dni do rozwinięcia kwiatu	Średnica kwiatu (mm)	Trwałość kwiatu (dni)
Kwiaty nie traktowane nie przechowywane	20	3,7	79,2	12,9
Kwiaty nie traktowane przed przechowywaniem	14	7,0	60,1	7,9
Kwiaty traktowane STS 550 mg/l	20	4,2	77,2	11,7
Kwiaty traktowane STS 550 mg/l i sacharozą 100 g/l	20	4,1	78,9	12,6
NUR (5%)		0,54	3,45	0,72

sowe aminokwasy [53, 70]. W pierwszym, powolnym etapie syntezy etylenu zużywane są prekursorzy zgromadzone w cytoplazmie, a powstający etylen zmienia przepuszczalność tonoplastu i umożliwia w ten sposób dyfuzję prekursorów etylenu z wakuoli do cytoplazmy. Hipotezę potwierdzają badania, w których wykazano, że pierwszą rozpoznawalną zmianą cytologiczną związaną z więdnieniem korony kwiatu jest kurczenie się wakuoli i rozpad tonoplastu, a następnie rozszerzanie się cytoplazmy [37]. Traktowanie kwiatów etylenem wywołuje zwiększony wpływ z tkanek jonów i sacharozy [26] oraz antocyjanów [43], co potwierdza, że etylen wpływa na przepuszczalność tonoplastu. Jony srebra blokując działanie etylenu, syntetyzowanego w początkowym okresie starzenia się kwiatów, mogą utrzymywać integralność tonoplastu, co zapobiega dyfuzji prekursorów do cytoplazmy i hamuje klimakteryczny wzrost produkcji etylenu.

Istnieją także dane, że jony srebra mogą zmieniać wrażliwość tkanek na działanie etylenu. Kwiaty różnią się znacznie wrażliwością na działanie etylenu. Do gatunków szczególnie wrażliwych należą: goździki [13], wyżlin [54] czy storczyki [4, 35]. Etylen nie przyspiesza starzenia się kwiatów złocieni i tulipanów [19]. W miarę starzenia się kwiatów ich

wrażliwość na etylen stopniowo wzrasta [13]. Wrażliwość kwiatów na etylen zmienia się także pod wpływem warunków zewnętrznych, np. podczas przechowywania na sucho [42]. Veen i van de Geijn [67] wykazali, że traktowanie kompleksem tiosiarczanosrebrowym zmniejsza drażliwość goździków na działanie etylenu, także traktowanie gerbery tym związkami zmniejszało jej drażliwość na działanie etylenu [48]. Molekularne podstawy drażliwości roślin na działanie hormonów są mało poznane. Przyjmuje się obecnie, że drażliwość na hormony jest uzależniona od obecności w tkankach specyficznych receptorów [63]. Wydaje się, że pierwszy etap działania etylenu może polegać na połączeniu z receptorem. Beyer [8] sugeruje, że proces przyłączania etylenu zachodzi w systemie enzymatycznym zawierającym jon metalu, którym jest najprawdopodobniej miedź tworząca kompleks z etylenem. Dalsze badania Beyera [9, 10] wykazały, że jony srebra blokują włączanie etylenu do tkanek, nie hamując jego utleniania, które zachodzi po wbudowaniu etylenu. Biorąc pod uwagę podobieństwo jonu miedzi do jonu srebra, wydaje się, że jon srebrowy może zastępować miedź w kompleksie miedź—etylen, co prowadzi do zmniejszenia drażliwości kwiatów na działanie etylenu.

Traktowanie kwiatów związkami kompleksowymi srebra wpływa także na poziom cytokinin i kwasu abscyzynowego, odgrywających obok etylenu, istotną rolę w regulacji procesów starzenia się kwiatów [52, 65]. Egzogenne cytokininy hamują starzenie się kwiatów ciętych [16, 25, 27]. W starzejących się kwiatach goździków najwyższy poziom cytokinin stwierdzono w czasie intensywnego wzrostu słupka [15, 65]. Wzrost słupka był także związany ze wzrostem suchej masy i akumulacją węglowodanów. Traktowanie goździków kompleksem tiosiarczanosrebrowym powodowało stopniowy spadek zawartości cytokinin we wszystkich organach kwiatu, a także hamowało nagromadzenie się węglowodanów i w konsekwencji rozwój słupka. Pomimo spadku poziomu cytokinin w kwiatach traktowanych kompleksem tiosiarczanosrebrowym, trwałość tych kwiatów była znacznie lepsza niż trwałość kwiatów nie traktowanych. Dane te nie potwierdzają hipotezy Eisingera [16], wg której spadek poziomu cytokinin w kwiatach uruchamia procesy prowadzące do wzrostu produkcji etylenu i starzenia się kwiatów. Na podstawie dotychczas uzyskanych wyników nie można jednoznacznie stwierdzić czy istnieje zależność pomiędzy produkcją etylenu a produkcją cytokinin w kwiatach goździka. Nie można wykluczyć, że kompleks tiosiarczanosrebrowy wpływa na poziom cytokinin w kwiatach niezależnie od wpływu na produkcję etylenu.

Kwas abscyzynowy stymuluje procesy starzenia się tkanek roślinnych [3], przyspiesza starzenie się storczyków [6], róż [11], goździków [39]. Współdziałanie ABA i etylenu w kontroli procesów starzenia się

kwiatów nie jest całkowicie wyjaśnione. U róż wzrost produkcji etylenu wyprzedza wzrost poziomu ABA w płatkach, a traktowanie kwiatów etylenem stymuluje produkcję ABA [41]. Dane te mogą świadczyć o tym, że wzrost produkcji etylenu jest sygnałem zapoczątkowującym syntezę ABA. Odmienne wyniki uzyskano w badaniach przeprowadzonych na goździkach. U goździków wzrost poziomu ABA wyprzedzał klimakteryczny wzrost etylenu [52]. Wykazano także, że u tego gatunku egzogeny ABA przyspiesza wzrost produkcji etylenu [40]. Różnice w wynikach uzyskanych w badaniach nad różą i goździkiem mogą wynikać z dużej wrażliwości goździków na działanie etylenu. Jeśli etylen zapoczątkowuje procesy prowadzące do syntezy ABA, to wydaje się prawdopodobnym, że w kwiatach wrażliwych na działanie etylenu wzrost produkcji ABA może następować wcześniej, jeszcze przed klimakterycznym wzrostem produkcji etylenu. Można przypuszczać, że pomiędzy produkcją etylenu a produkcją ABA istnieje dodatnie sprzężenie zwrotne. Potwierdzają to wyniki doświadczeń nad wpływem kompleksu tiosiarczanosrebrowego na poziom ABA w kwiatach goździków [52]. Traktowanie goździków kompleksem tiosiarczanosrebrowym, w stężeniach hamujących wzrost produkcji etylenu, hamowało także wzrost poziomu ABA we wszystkich organach kwiatu. Jony srebra mogą wpływać na poziom ABA w tkankach poprzez hamowanie działania etylenu, choć na podstawie uzyskanych wyników nie można całkowicie wykluczyć bardziej bezpośredniego oddziaływania jonów srebra na syntezę ABA.

Uwagi końcowe

Kompleks tiosiarczanosrebrowy powinien znaleźć zastosowanie do przedłużania trwałości kwiatów wrażliwych na działanie etylenu, a zwłaszcza goździków. Goździki szklarniowe stanowią około 65% produkcji kwiatów ciętych w Polsce i decydują o zaopatrzeniu krajowego rynku w kwiaty. Goździki są także wysyłane na eksport. W czasie transportu, zwłaszcza w samochodach bez agregatów chłodniczych, goździki narażone są na działanie etylenu. Traktowanie goździków kompleksem tiosiarczanosrebrowym przed transportem, przechowywaniem czy bezpośrednią sprzedażą może znacznie zmniejszyć straty powodowane działaniem etylenu. Traktowanie goździków kompleksem tiosiarczanosrebrowym jest już powszechnie stosowane w Holandii. Opracowano tam, na zlecenie Stowarzyszenia Holenderskich Aukcji Kwiatów, test na obecność srebra w kwiatach goździków [20]. Z partii goździków pobiera się próbkę 10 kwiatów i izoluje dna kwiatowe, ponieważ srebro podawane kwiatom w formie kompleksu tiosiarczanosrebrowego lokuje się w du-

zych ilościach w dniu kwiatowym [33, 67]. Zawartość srebra w dnach kwiatowych oznaczana jest spektrofotometrycznie, przy zastosowaniu ditizonu (dwufenylotiokarbazon). Roztwór ditizonu w czterochlorku węgla pod wpływem srebra zmienia kolor z zielonego na żółty i krzywa absorpcji ma jedno maksimum pochłaniania przy długości fali 462,5 nm, podczas gdy roztwory nie zawierające srebra pozostają zielone i ich krzywa absorpcji ma dwa maksima pochłaniania przy 447,5 nm i 617,5 nm, charakterystyczne dla ditizonu. Kwiaty nie traktowane srebrem przed sprzedażą są dyskwalifikowane na aukcjach.

Preparat zawierający kompleks tiosiarczanosrebrowy — Proflovit-81-P jest dostępny na naszym rynku. Sposób stosowania Proflovitu-81-P został szczegółowo opisany w instrukcji wdrożeniowej [22]. Został on opracowany przede wszystkim do traktowania goździków przed ich przechowywaniem w chłodniach, ale może być również z powodzeniem stosowany do traktowania goździków i wyzlinu przed transportem czy bezpośrednią sprzedażą. Badania przeprowadzone w Hiszpanii wykazały, że preparaty zawierające srebro w formie kompleksu tiosiarczanosrebrowego mogą być rozpuszczane w wodzie wodociągowej, a nie destylowanej, która jest konieczna przy stosowaniu AgNO_3 [5], są więc bardzo wygodne w praktyce.

LITERATURA

1. Abeles F.B.: Ethylene in plant biology. Academic Press, New York and London, s. 1—302, 1973.
2. Adams D.O., S.F. Yang: Proc. Nat. Acad. Sci. (USA) 76: 170—174, 1979.
3. Addicott F.T., Lyon J.L.: Ann. Rev. Plant Physiol. 20: 139—164, 1969.
4. Akamine E.K.: Science 14: 1217—1218, 1963.
5. Aldrufeu A., Folch I., Camprubi P.: Hort Science 16: 224, 1981.
6. Arditti J., Flick B., Jefferey D.C.: New Phytol. 70: 333—341, 1971.
7. Barden L.E., Hanan J.J.: J. Amer. Soc. Hort. Sci. 97: 785—788, 1972.
8. Beyer E.M., Jr.: Plant Physiol. 58: 268—271, 1976.
9. Beyer E.M., Jr.: Plant Physiol. 60: 203—206, 1977.
10. Beyer E.M., Jr.: Plant Physiol. 63: 169—173, 1979.
11. Borohov A., Tirosh T., Halevy A.H.: Physiol. Plant. 36: 221—224, 1976.
12. Bufler G. i in.: Planta 150: 439—442, 1980.
13. Camprubi P., Nichols R.: J. Hort. Sci. 53: 17—22, 1978.
14. De Stigter H.C.M.: Acta Hort. 113: 27—31, 1980.
15. Dimalla G.G., Van Staden J.: Z. Pflanzenphysiol. 99: 9—17, 1980.
16. Eisinger W.: Plant Physiol. 59: 707—709, 1977.
17. Farnham D.S., Reid M.S., Fujino D.W.: Acta Hort. 113: 39—43, 1980.
18. Fisher W.C.: Proc. Amer. Soc. Hort. Sci. 55: 447—453, 1950.
19. Fisher W.C.: N.Y. State Flower Growers Inc. Bul. 61, 1950 (cyt. za Burgiem Hort Science 8: 202—203, 1973).

20. Gorin N., Zonneveld H., Spekking W.T.: HortScience 16: 95, 1981.
21. Goszczyńska D., Nowak J.: Pr. Inst. Sad. i Kwiac. Ser. B, 5: 69—76, 1980.
22. Goszczyńska D.: Pr. Inst. Sad. i Kwiac. Ser. F, 19: 7—10, 1981.
23. Goszczyńska D., Rudnicki R.M.: Sci. Hort. 17: 289—297, 1982.
24. Halevy A.H., Kofranek A.M.: J. Amer. Soc. Hort. Sci., 102: 76—77, 1977.
25. Halevy A.H., Mayak S.: Acta Hort. 43: 103—116, 1975.
26. Hanson A.D., Kende H.: Plant Physiol. 55: 663—669, 1975.
27. Heide O.M., Oydivin J.: Hort. Res. 9: 26—36, 1969.
28. Kende H., Baumgartner B.: Planta 116: 279—289, 1974.
29. Kofranek A.M.: Acta Hort. 64: 231—237, 1976.
30. Kofranek A.M. i in.: Florist Rev. 151: 29—30, 1972.
31. Kofranek A.M., Paul J.L.: Florist Rev. 151: 24—25, 1972.
32. Larsen F.E., Scholes J.F.: Proc. Amer. Soc. Hort. Sci. 89: 694—701, 1066.
33. Le Masson B., Nowak J.: Sci. Hort. 15: 383—390, 1981.
34. Lieberman M.: Ann. Rev. Plant. Physiol. 30: 533—591, 1979.
35. Lindner R.C.: Hawaii Agr. Expl. Sta., Univ. of Hawaii Progress Notes 49, 1946 (cyt. za Burgiem HortScience 8: 202—203, 1973).
36. Marousky F.J., Raulston J.C.: Proc. Florida St. Hort. Soc. 27—29: 445—448, 1970.
37. Matile P., Winkenbach F.: J. Exp. Bot. 22: 759—771, 1971.
38. Mayak S., Accati Garibaldi E., Kofranek A.M.: J. Amer. Soc. Hort. Sci. 102: 637—639, 1977.
39. Mayak S., Dilley D.R.: J. Amer. Soc. Hort. Sci. 101: 583—585, 1976.
40. Mayak S., Dilley D.R.: Plant Physiol. 58: 663—665, 1976.
41. Mayak S., Halevy A.H.: Plant Physiol. 50: 341—346, 1972.
42. Mayak S., Kofranek A.M.: J. Amer. Soc. Hort. Sci. 101: 503—506, 1976.
43. Nichols R.: J. Hort. Sci. 43: 335—349, 1968.
44. Nichols R., Kofranek A.M.: Sci. Hort. 17: 71—79, 1982.
45. Nowak J.: Co nowego w kwiaciarstwie 1: 39—41, 1978.
46. Nowak J.: Pr. Inst. Sad. i Kwiac. Ser. B, 6: 81—86, 1981.
47. Nowak J.: Sci. Hort. 15: 255—262, 1981.
48. Nowak J., Plich H.: Pr. Inst. Sad. i Kwiac. Ser. B, 6: 87—94, 1981.
49. Nowak J., Rudnicki R.M.: Pr. Inst. Sad. i Kwiac. Ser. B, 1: 173—179, 1975.
50. Nowak J., Rudnicki R.M.: Acta Hort. 91: 123—133, 1979.
51. Nowak J., Vacharotayan S.: Pr. Inst. Sad. i Kwiac. Ser. B, 5: 77—87, 1980.
52. Nowak J., Veen H.: J. Plant Growth Reg. 1: 153—159, 1982.
53. Oaks A., Bidwell R.G.S.: Ann. Rev. Plant. Physiol. 21: 43—66, 1970.
54. Parups E.V.: Acta Hort. 41: 143—157, 1975.
55. Penningsfeld F., Forchthammer L.: Gartenwelt 66: 226—228, 1966.
56. Petersson O.: Plant and Soil 45: 445—459, 1976.
57. Purvis A.C.: Plant Physiol. 66: 624—627, 1980.
58. Reid M.S. i in.: J. Amer. Soc. Hort. Sci. 105: 25—27, 1980.
59. Reid M.S., Farnhan D.S., McEnroe E.P.: Hort Science 15: 807, 1980.
60. Reist A.: Revue Suisse Vitic. Arboric. Hortic. 9: 91—95, 1977.
61. Swart A.: Acta Hort. 113: 45—49, 1980.
62. Sytsema W.: Acta Hort. 113: 33—37, 1980.
63. Trewavas A.: Plant Cell and Environment 4: 203—228, 1981.

64. Van Staden J., Davey J.E.: *South Afr. J. Sci.* 76: 314—315, 1980.
65. Van Staden J., Dimalla G.G.: *Z. Pflanzenphysiol.* 99: 19—26, 1980.
66. Veen H.: *Planta* 145: 467—470, 1979.
67. Veen H., van de Geijn: *Planta* 140: 93—96, 1978.
68. Veen H., Kwakkenbos A.A.M.: *Sci. Hort.* 18: 277—286, 1983.
69. Wang C.Y. in: *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 102: 517—520, 1977.
70. Wiemken A., Nurse P.: *Planta* 109: 293—306, 1973.