



PIOTR ŻURAWIK

**WPŁYW SUSZU KREWETKOWEGO I CHITOZANU ORAZ
METOD UPRAWY NA WZROST, ROZWÓJ, WARTOŚĆ
DEKORACYJNĄ I PLON BULW POTOMNYCH FREZJI
(*Freesia* Eckl. ex Klatt)**

Szczecin 2013

ZACHODNIOPOMORSKI UNIWERSYTET TECHNOLOGICZNY
W SZCZECINIE

PIOTR ŻURAWIK

WPŁYW SUSZU KREWETKOWEGO I CHITOZANU ORAZ METOD
UPRAWY NA WZROST, ROZWÓJ, WARTOŚĆ DEKORACYJNĄ
I PLON BULW POTOMNYCH FREZJI (*Freesia* Eckl. ex Klatt)

SZCZECIN 2013

Recenzenci

JERZY HETMAN

JOANNA NOWAK

Opracowanie redakcyjne

KRYSTYNA KAŻMIEROWSKA

WYDANO ZA ZGODĄ

REKTORA ZACHODNIOPOMORSKIEGO UNIwersYTETU TECHNOLOGICZNEGO W SZCZECINIE

ISBN 978-83-7663-155-4

Wydawnictwo Uczelniane Zachodniopomorskiego Uniwersytetu Technologicznego w Szczecinie

70-311 Szczecin, al. Piastów 50, tel. 91 449-47-60, e-mail: wydawnictwo@zut.edu.pl

Druk PPH Zapół, Dmochowski, Sobczyk Sp.j., 71-062 Szczecin, al. Piastów 42, tel. 91 434-10-21

e-mail: zarzad@zapol.com.pl

SPIS TREŚCI

WSTĘP	5
1. PRZEGLĄD LITERATURY	7
1.1. Frezja	7
1.2. Susz krewetkowy	11
1.2.1. Występowanie i właściwości chemiczne	11
1.2.2. Wpływ na wzrost roślin	12
1.3. Chitozan	13
1.3.1. Właściwości chemiczne	13
1.3.2. Wpływ na wzrost roślin	15
2. CEL I ZAKRES BADAŃ	21
3. MATERIAŁ I METODY	23
3.1. Materiał roślinny	23
3.2. Ogólna charakterystyka prowadzonych badań	24
3.3. Szczegółowa charakterystyka prowadzonych badań	27
3.3.1. Wpływ suszu krewetkowego jako komponentu podłoża na: wzrost, rozwój, wartość dekoracyjną i plon bulw potomnych frezji, uprawianej w tunelu foliowym	27
3.3.2. Wpływ formy i metody aplikacji chitozanu na: wzrost, rozwój, wartość dekoracyjną oraz plon bulw potomnych frezji, uprawianej w komorze klimatyzowanej	29
3.3.3. Wpływ stężenia i metody aplikacji chitozanu na: wzrost, rozwój, wartość dekoracyjną i plon bulw potomnych frezji, uprawianej w tunelu foliowym	30
3.4. Metody opracowania wyników	31
4. OMÓWIENIE WYNIKÓW	33
4.1. Wpływ suszu krewetkowego jako komponentu podłoża na: wzrost, rozwój, wartość dekoracyjną i plon bulw potomnych frezji, uprawianej w tunelu foliowym	33
4.1.1. Przebieg faz rozwojowych	33
4.1.2. Cechy vegetatywne	36
4.1.3. Cechy generatywne	42
4.1.4. Plon bulw	45
4.1.5. Zawartość makro- i mikroskładników	52
4.2. Wpływ formy i metody aplikacji chitozanu na: wzrost, rozwój, wartość dekoracyjną oraz plon bulw potomnych frezji, uprawianej w komorze klimatyzowanej	56
4.2.1. Przebieg faz rozwojowych	56
4.2.2. Cechy vegetatywne	58
4.2.3. Cechy generatywne	61
4.2.4. Plon bulw	65
4.3. Wpływ stężenia i metody aplikacji chitozanu na: wzrost, rozwój, wartość dekoracyjną i plon bulw potomnych frezji, uprawianej w tunelu foliowym	67
4.3.1. Przebieg faz rozwojowych	67
4.3.2. Cechy vegetatywne	70
4.3.3. Cechy generatywne	84
4.3.4. Plon bulw	89
4.3.5. Zawartość makro- i mikroskładników	94
5. DYSKUSJA WYNIKÓW	99
6. WNIOSKI	107

PIŚMIENNICTWO	109
SUMMARY	125
ZUSAMMENFASSUNG	127

WSTĘP

Jedną z najbardziej dekoracyjnych i poszukiwanych roślin ozdobnych na świecie (Gao i in. 2010, Younis i in. 2012) i w Polsce jest frezja. Uprawiana jest zarówno w gruncie odkrytym (Salachna i Placek 2007, Ali i in. 2011 a), jak i pod osłonami na kwiat cięty (Reinten i in. 2011, Yuan i in. 2012), a także w ostatnich latach coraz częściej, zwłaszcza w Europie i w USA, w pojemnikach do dekoracji wnętrz (Ehrich i in. 2010). Największym producentem frezji na świecie jest Holandia (Ali i in. 2011 b) – ponad 280 ha upraw (Khan i in. 2012). Gatunek ten na giełdach holenderskich, które są wyznacznikiem podaży i popytu roślin ozdobnych na świecie, od wielu lat znajduje się, pod względem wartości obrotu, w pierwszej dziesiątce kwiatów ciętych (Startek i in. 2005 b, Lisiecka 2006). W 2011 roku sprzedano 315 mln sztuk za kwotę 47 mln euro, co dało frezji ósmą pozycję w grupie roślin przeznaczonych na kwiat cięty ([http. 1](http://1)). Stosunkowo krótki cykl uprawowy, małe wymagania termiczne (Khan i in. 2012), duża gama kolorystyczna kwiatów, tj. od białej przez czerwoną, różową, żółtą, pomarańczową do niebieskiej z licznymi odcieniami (Ali i in. 2011 b), a także możliwość uzyskania kwitnących roślin w ciągu całego roku decyduje o utrzymującym się od wielu lat, na wysokim poziomie, zainteresowaniu producentów uprawą frezji (Startek i in. 2005 b). Jest ceniona również za jej charakterystyczny, niepowtarzalny, słodki zapach (Khan i in. 2012) oraz dużą trwałość wazonie (Katalog 2007).

Czynnikiem decydującym o powodzeniu uprawy frezji jest temperatura. Wpływa ona zarówno na długość, przebieg faz rozwojowych (Yuan i in. 2011), jak i na jakość uzyskanych kwiatostanów (Imamura-Torata i in. 1996, Che i Qin 1998, Berecici i Băla 2011). Podczas formowania organów generatywnych frezja wykazuje dużą wrażliwość na temperatury podłoża przekraczające 15–18°C (Moen 1999). Oddziaływanie temperatury na rośliny w bardzo dużym stopniu uzależnione jest od uprawianej odmiany (Startek i Żurawik 2002, Startek i in. 2005 b), dlatego też firmy hodowlane zarówno w Europie, jak i na świecie, prześcigają się w uzyskiwaniu nowych atrakcyjnych i jednocześnie coraz bardziej tolerancyjnych na warunki termiczne odmian (Lisiecka 2006).

W Polsce i na świecie, od wielu lat, obserwowany jest wzrost zainteresowania związkami wspomagającymi naturalną odporność roślin przed bakteriami, wirusami i grzybami chorobotwórczymi (Lipa i Pruszyński 2010). Poszukuje się również sposobów stymulowania wzrostu i rozwoju, a także polepszenia jakości uzyskiwanych roślin. Jednym z najważniejszych kryteriów przy wyborze tych substancji jest ich mała szkodliwość dla środowiska (Tomalak i in. 2010). Zastosowanie suszu krewetkowego i chitozanu może być właśnie takim rozwiązaniem. Susz krewetkowy jest odpadem poprodukcyjnym powstającym w trakcie obróbki morskich skorupiaków – krewetek, krabów, homarów i kryla (Prameela i in. 2010 b). W swoim składzie, oprócz chityny, zawiera dużą ilość makroskładników: fosfor, potas, sód, wapń, magnez (Dufault i in. 2001) oraz niewielką ilość mikroskładników: cynk, żelazo, mangan, miedź (Adeniyi i in. 2004). Z chityny wchodzącej w skład pancerzy skorupiaków pozyskuje się m.in. chitozan (Lizárraga-Pauli i in. 2011), który wykazuje wobec roślin dużą

aktywność biologiczną, jako stymulator wielu procesów fizjologicznych i biochemicznych w nich zachodzących (Falcon i in. 2008) oraz aktywuje reakcje obronne przeciw różnym patogenom (Algam i in. 2010, Kurzawińska i Mazur 2012).

W ochronie środowiska odpowiednie zagospodarowanie odpadów różnego pochodzenia, w tym suszu krewetkowego, staje się coraz bardziej istotne. Zmienia się także nastawienie producentów roślin ozdobnych, odnośnie ich przerabiania i ponownego wykorzystania. W Polsce i na świecie nie są prowadzone kompleksowe badania, które pozwoliłyby jednoznacznie stwierdzić, że zastosowanie suszu krewetkowego oraz pozyskiwanego z niego chitozanu, w uprawie frezji oraz innych gatunków roślin ozdobnych, jest uzasadnione i tym samym wskazałyby jedną z metod zagospodarowania tego uciążliwego dla środowiska naturalnego odpadu. Wykazanie pozytywnego lub braku negatywnego wpływu suszu krewetkowego oraz chitozanu na jakość uprawianych roślin pozwoliłoby w przyszłości m.in. na ograniczenie stosowania, w produkcji roślin ozdobnych, sztucznych nawozów i chemicznych środków ochrony roślin. Aktualnie zagadnienie to jest niezwykle istotne, ponieważ zgodnie z Rozporządzeniem 1107/2009 oraz Dyrektywą 2000/29/WG o bezpiecznym stosowaniu pestycydów, od 1 stycznia 2014 roku w krajach członkowskich Unii Europejskiej, ochrona roślin powinna opierać się na zasadach integrowanej ochrony, z wykorzystaniem metody biologicznej i innych metod niechemicznych.

1. PRZEGLĄD LITERATURY

1.1. Frezja

Frezja (*Freesia* Eckl. ex Klatt) jest byliną należącą do rodziny *Iridaceae* – kosaćcowate (Erhardt i in. 2008), wytwarzającą podziemne organy spichrzowe w postaci bulw (Imanishi 1993, Mynett i Startek 2000). W warunkach naturalnych większość z dotychczas poznanych gatunków występuje na wyżynnej części Przylądka Dobrej Nadziei w Afryce Południowej (Manning i Goldblatt 2008). Rośliny rosną i kwitną w porze chłodnej, najczęściej zimą i wczesną wiosną (Ehrich i in. 2010), natomiast latem, w porze gorącej, przechodzą okres spoczynku (Manning i in. 2002). Pierwsze frezje przywieziono z Afryki do Europy w XIX wieku (Coetzee 2002, Gao i in. 2010). Od ich odkrycia do chwili obecnej uzyskano ponad 800 odmian (Berecici i Bāla 2011). Do uprawy oferuje się ponad 300 odmian (Ali i in. 2011 b) różniących się: długością okresu wegetacji, przebiegiem faz rozwojowych (Salachna i Placek 2007), walorami ozdobnymi (Startek i Żurawik 2002, Berecici i Bāla 2011), a także plonem bulw (Mynett i Startek 2002, Startek i in. 2002, Żurawik i Zawadzińska 2011). Tak duża różnorodność odmian i ich wymagań sprawia, że bardzo istotny jest ich właściwy dobór, w zależności od możliwości organizacyjno-technologicznych gospodarstwa (Startek i in. 2005 b). Wśród firm zajmujących się hodowlą nowych odmian frezji i ich reprodukcją w Europie najbardziej znane są: Van den Bos *Freesia* B.V., oferująca do sprzedaży w 2012 roku 51 odmian ([http. 2](#)) oraz Penning *Freesia* posiadająca w swoim asortymencie w 2012 roku również 51 odmian ([http. 3](#)). Corocznie do uprawy są wprowadzane nowe odmiany. Starsze, po kilku latach, w wyniku rozmnażania wegetatywnego tracą żywotność i wyradzają się (Berecici i Bāla 2011), a także są w dużym stopniu porażone wirusami (Kamińska 1990) i fitoplazmami (Kamińska i in. 2001, Chung i in. 2012). W celu uzyskania zdrowego materiału reprodukcyjnego frezje rozmnaża się z wykorzystaniem kultur tkankowych (Bach 1992).

Najważniejszym czynnikiem decydującym o powodzeniu uprawy frezji jest temperatura (Startek i in. 2005 b). Frezja należy do roślin o niskich wymaganiach cieplnych (Ehrich i in. 2010), jednak bardzo wrażliwych na wysoką temperaturę podłoża (Berghoef i Zevenbergen 1990), pod wpływem której następuje wydłużenie cyklu wzrostu wegetatywnego i opóźnienie lub całkowity brak kwitnienia (Imanishi 1993, Kim i in. 1998, Mynett i Startek 2000, Startek i Wojcieszczuk 2000, Ehrich i in. 2010, Khan i in. 2012). Mimo zaburzeń we wzroście i rozwoju, rośliny wykształcają prawidłowo uformowane bulwy, nadające się do sadzenia w kolejnym cyklu uprawowym (Mynett i Startek 2000, Startek i in. 2002). Wymagania termiczne frezji w bardzo dużym stopniu zależą od fazy rozwojowej roślin i wielkości bulw (Lisiecka 2006). Po posadzeniu bulw do wykształcenia się pąków kwiatostanowych najważniejsza jest temperatura podłoża (Startek i in. 2005 b). Przy uprawie z bulw następczych temperatura podłoża powinna być utrzymywana na poziomie 15–16°C, natomiast w przypadku bulw przybyszowych zalecana jest temperatura o 1–2°C wyższa (Moen 1999). W temperaturach podłoża przekraczających 18°C następuje silny wzrost wegetatywny i opóźnienie kwitnienia (Motozu i in. 2000, Startek i Żurawik 2002). W trakcie uprawy temperaturę podłoża można

obniżyć, stosując system chłodzenia (Startek i in. 2005 b) lub przykrywając zagony ściółką (Startek i in. 2002, Younis i in. 2012), najlepiej z drobno pociętej słomy, trocin, styropianu lub perlitu (Moen 1999). W produkcji frezji na kwiat cięty niekorzystny wpływ wysokiej temperatury podłoża można regulować również przez przyspieszenie terminu sadzenia bulw i dobór tolerancyjnych odmian (Salachna i Placek 2007). W wyniku licznych prac hodowlanych, obok najczęściej uprawianych odmian standardowych wykazujących się najmniejszą tolerancją na wysoką temperaturę podłoża (Mynett i Startek 2000, Startek i Żurawik 2002, Salachna i Placek 2007), w uprawie których wiosną i latem konieczne jest jego chłodzenie (Katalog 2004), w holenderskiej firmie Royal van Zanten w 1989 roku (Anonim 2000) uzyskano odmiany o mniejszej wrażliwości na wysoką temperaturę podłoża, które zaliczono do grupy Rapid (Startek i Żurawik 2002). Odmiany z tej grupy dobrze znoszą temperaturę podłoża na poziomie 20–22°C. Spośród odmian frezji, obecnie polecanych do uprawy na kwiat cięty przez holenderską firmę Van den Bos Freesia B.V, jeszcze bardziej tolerancyjne na wysoką temperaturę podłoża niż frezje z grupy Rapid są wprowadzone do uprawy w 2004 roku odmiany należące do grupy Beach (Lisiecka 2006), niewymagające chłodzenia podłoża w okresie letnim. Bardziej wrażliwe natomiast na wysoką temperaturę są odmiany z grupy New Generation, wymagające umiarkowanego chłodzenia w okresie wiosennym i letnim (Katalog 2007). Oprócz mniejszej wrażliwości na wysoką temperaturę podłoża, odmiany frezji z grupy Rapid i Beach, w stosunku do odmian tradycyjnych, charakteryzują się krótszym o 2–3 tygodnie okresem produkcji – od posadzenia do zbioru kwiatów (Lisiecka 2006), a także zwiększoną odpornością na choroby wirusowe (Anonim 2000). Od momentu wykształcenia pąków kwiatostanowych do rozpoczęcia kwitnienia większe znaczenie od temperatury podłoża ma temperatura powietrza. W nocy powinna być utrzymywana na poziomie 7–9°C, natomiast w dzień, w zależności od pory roku i pogody, 8–10°C – pochmurno, 16–18°C – słonecznie (Moen 1999). Wahania temperatury w tej fazie ograniczają rozwój kwiatostanów i decydują o ich zniekształceniu w postaci staśmienia pędów i mieczykowatości kwiatostanów (Motozu i in. 2000, Startek i Wojcieszczuk 2000). Deformacje spowodowane wysoką temperaturą są mniejsze wówczas, gdy rośliny znajdują się w bardziej zaawansowanej fazie rozwoju pąków (Motozu i in. 2000). Temperatura w trakcie kwitnienia decyduje również o późniejszej trwałości kwiatostanów w wazonie. Najbardziej korzystna, w celu uzyskania trwałych kwiatostanów, jest temperatura 8–12°C (Slootweg 2005). Po przekwitnięciu roślin, w celu prawidłowego uformowania się bulw, zalecana jest temperatura 15°C. Wyższa temperatura nie ma negatywnego wpływu na formowanie się bulw, jednak często jest powodem zwiększenia występowania chorób grzybowych, głównie fuzariozy (Moen 1999). Bulwy po wykopaniu przechodzą okres spoczynku, którego długość i głębokość zależy od temperatury ich przechowywania (Imanishi 1993, Startek i in. 2000). Frezja jest wrażliwa na obniżenie temperatury poniżej 0°C (Inamoto i in. 2011), natomiast bulwy, bez wpływu na ich jakość, można przechowywać przez kilka miesięcy w temperaturze 1–5°C. Według Ehrich i in. (2010), optymalna temperatura to 2°C. Przechowywanie bulw w temperaturze wyższej niż 5°C, a zwłaszcza 9–13°C, powoduje, że na bulwach matecznych, bez kiełkowania, formują się nowe bulwy potomne (Lee i in. 2003 a). Zjawisko to jest określane jako „przebulwianie” lub „przepoczwarzanie” (Doi i in. 2001, Lee i in. 2003 b). Wykształcone w ten sposób bulwy są

właściwie uformowane, zdrowe, o jasnej, błyszczącej łusce, jednak o 40% mniejszej masie od bulwy matecznej (Moen 1999). Zjawisko to wykorzystuje się w produkcji ogrodniczej do długotrwałego, od 10 do 12 miesięcy, okresu przechowywania bulw (Startek i in. 2005b). Bulwy uzyskują 100% zdolności kiełkowania w tym samym terminie, w wyniku ich przechowywania przed posadzeniem przez 12–18 tygodni, w pomieszczeniu o temperaturze 28–30°C, przy wilgotności względnej powietrza 80–85% (Moen 1999, Startek 2002). Taki sposób przechowywania bulw, w określonej temperaturze i wilgotności, określa się preparowaniem. Zabieg ten należy zakończyć z chwilą wystąpienia nabrzmienia wokół piętki lub pojawienia się zaczątków korzeni (Żurawik i Startek 2007). Długość okresu preparowania bulw zależy od odmiany, wielkości, a także od warunków panujących podczas ich dojrzewania w glebie. W przypadku odmian o krótkim okresie wegetacji i przy uprawie z bulw następczych, preparowanie trwa krócej niż u odmian o długim okresie wegetacji lub przy uprawie z bulw przybyszowych (Startek i in. 2005 b). Po zakończeniu preparowania bulwy należy jak najszybciej posadzić (Moen 1999). W celu uzyskania wcześniejszego (Berghoef i Zevenbergen 1990) i obfitszego kwitnienia (Ehrich i in. 2010) oraz lepszego jakościowo plonu kwiatostanów, pod koniec preparowania lub po jego zakończeniu, bulwy należy chłodzić (Imamura-Torata i in. 2000). Wynik tego zabiegu w znacznym stopniu uzależniony jest od temperatury (Startek i Żurawik 2002, Motozu i Imanishi 2003, Doi i in. 2004). Bulwy chłodzi się przez 10–15 dni, w pomieszczeniu o temperaturze 14°C (Startek i in. 2005 b). Obniżenie temperatury w trakcie trwania tego zabiegu do 6°C może spowodować późniejsze deformacje kwiatostanów (Imamura-Torata i in. 2000), natomiast obniżenie do 5°C decyduje o braku kwitnienia (Motozu i in. 1999).

Frezja charakteryzuje się małymi wymaganiami wodnymi (Ali i in. 2011 a). Bezpośrednio po posadzeniu bulw podłoże powinno być podlewane umiarkowanie. Jeżeli natomiast bulwy posadzone są do wilgotnego podłoża, to przez pierwsze 5–10 dni nie ma potrzeby jego nawadniania. Zapotrzebowanie na wodę zwiększa się w miarę formowania się systemu korzeniowego i wyrastania pędów. Rośliny pobierają więcej wody w czasie formowania korzeni kurczliwych, zwanych niekiedy korzeniami wodnymi (Moen 1999). Podczas uprawy trzeba unikać nadmiaru wody w podłożu, a dawki wody należy uzależnić od pogody i pory roku. W czasie słonecznych i ciepłych dni wiosną powinny być one większe, natomiast jesienią i zimą – mniejsze (Startek i in. 2005 b). Po kwitnieniu podlewanie należy stopniowo ograniczać do momentu żółknięcia i zasychania liści (Khan i in. 2012).

Frezja kwitnie niezależnie od długości dnia (Moen 1999), jednak należy do roślin wrażliwych na zbyt małe natężenie światła (Ehrich i in. 2010), szczególnie w fazie kłoszenia (Imanishi 1993, Kim i in. 1998). Podczas uprawy wzrostowi temperatury powinno towarzyszyć zwiększenie natężenia światła. Czynnikiem ten w dużym stopniu wpływa na pokrój i kwitnienie roślin. Przy większym natężeniu światła frezje są bardziej sztywne, a ich liście ustawione pionowo i pokryte dużą ilością nalotu woskowego (Startek i in. 2005 b). Przy niedoborze światła natomiast kwitnienie jest opóźnione, a uzyskane rośliny wykształcają mniejszą liczbę pędów kwiatostanowych i liczbę pąków w kwiatostanach (Moen 1999).

Wymagania frezji odnośnie podłoża nie są zbyt wysokie (Ali i in. 2011 a, El-Sayed i in. 2012). Rośliny dobrze rosną i plonują w podłożach dostatecznie przepuszczalnych, prze-

wiewnych, o dużym kompleksie sorbcyjnym i dobrej strukturze. Jeżeli podłoże jest zbyt ubogie w próchnicę, należy poprawić jego strukturę, dodając materiał organiczny. Do tego celu poleca się torf, dobrze rozłożony obornik lub podkład spod pieczarek, w ilości od 1,0 do 1,5 m³ na 100 m² powierzchni (Startek i in. 2005 b). W podłożach ciężkich, łatwo zaskorupiających się ukorzenianie się bulw i wyrastanie pędów jest utrudnione, a korzenie łamią się i mogą być łatwo porażane przez pasożyty glebowe (Moen 1999). Frezja może być uprawiana w podłożu o szerokim zakresie pH. W podłożach mineralnych zaleca się utrzymać pH w granicach 6,0–7,5 (Ali i in. 2011 a). W podłożach organicznych natomiast pH może być niższe, na poziomie 5,5–5,9 (Startek i in. 2005 b). Przy zbyt wysokim odczynie podłoża na liściach mogą wystąpić objawy niedoboru niektórych składników pokarmowych (Moen 1999), natomiast przy zbyt niskim pH w podłożu mogą uaktywnić się niektóre związki lub metale szkodliwe dla roślin, np. molibden (Startek i in. 2005 b).

Frezja zaliczana jest do roślin wrażliwych na zasolenie. Stężenie soli w 1 dm³ podłoża, według Lisieckiej (2006), nie powinno przekraczać 1,0–1,5 g NaCl, a EC w pożywkach 1,5–2,0 mS·cm⁻¹. Próg szkodliwości uzależniony jest od uprawianej odmiany (Aydinsakir i in. 2010). Zbyt wysoka zawartość chlorku sodu w podłożu decyduje o opóźnieniu kiełkowania bulw, co w konsekwencji wpływa na znaczne opóźnienie kwitnienia (Moen 1999). Pod wpływem nadmiernego zasolenia następuje również ograniczenie rozwoju systemu korzeniowego, pobierania wody i przebiegu procesów fizjologicznych w roślinach (Aydinsakir i in. 2010).

W uprawie na kwiat cięty frezja ma duże wymagania pokarmowe. Zależą one w znacznym stopniu od odmiany i fazy rozwojowej (Wojcieszczuk i in. 2000). Według Ruanrungsri i in. (2011), w trakcie uprawy minimalny poziom N : P : K w podłożu powinien wynosić 100 : 50 : 200 mg·dm⁻³. Zdaniem Strojnego (1993), dla dobrego plonowania frezji zawartość podstawowych składników mineralnych w 1 dm³ podłoża powinna zawierać się w granicach: 60–120 mg N-NO₃; 50–150 mg P; 200–300 mg K oraz 70–150 mg Mg. Lisiecka (2006) zaleca w 1 dm³ 120–200 mg N, 80–130 P, 140–200 K. W czasie wzrostu i rozwoju frezji zalecane jest pogłównie dokarmianie roślin nawozami mineralnymi, w których stosunek N : P : K powinien wynosić 1,0 : 0,3 : 1,8 (Ruprecht 1988). Niedobór lub nadmiar niektórych makroskładników zaznaczają się silniej w pierwszej fazie wzrostu niż w pełni i pod koniec wegetacji. Niejednoznaczne są doniesienia dotyczące wielkości dawek stosowanych w celu zapewnienia właściwego wzrostu, kwitnienia i formowania się bulw potomnych w uprawie frezji. Według Startek i in. (2005 b), na początku wzrostu rośliny wymagają stosunkowo dużo azotu – 190 mg·dm⁻³ N-NO₃, a mało fosforu i potasu. W fazie kłoszenia natomiast większe znaczenie ma potas, który wpływa na zwiększenie plonu i poprawę jakości kwiatostanów. W czasie kwitnienia roślin można ograniczyć dostarczanie potasu, natomiast ważna jest odpowiednia ilość azotu. Thomas i in. (1998) dla prawidłowego wzrostu, kwitnienia i formowania się bulw w trakcie uprawy zalecają nawożenie 600–800 mg·dm⁻³ N i 200 mg·dm⁻³ P. Zdaniem Khan i in. (2012), najbardziej optymalną dawką azotu jest 60 kg·ha⁻¹, fosforu zaś 30 kg·ha⁻¹. Natomiast według Hussain i in. (2011), najkorzystniejszą dawką fosforu dla zwiększenia masy bulw jest 60 kg·ha⁻¹. Frezja wykazuje dużą wrażliwość na fluor. Źródłem fluoru w podłożu są niektóre nawozy mineralne (Żurawik 2009, Żurawik i Placek 2011),

środki do czyszczenia szkła (Startek i in. 2005 b) oraz perlit, stosowany jako komponent podłoża ogrodniczych (Saisuttichai i Manning 2007).

1.2. Susz krewetkowy

1.2.1. Występowanie i właściwości chemiczne

Ważną grupę produktów pochodzenia morskiego, przetwarzanego w ponad 50 krajach na świecie, stanowią skorupiaki, w tym krewetki. Jest to jedna z najbardziej dochodowych i szybko rozwijających się gałęzi przetwórstwa (Subasinghe 1999). Od 30 do 40% skorupiaków jest wykorzystywanych bezpośrednio po połowach, natomiast 60–70% podlega obróbce (Islam i in. 2004). Samych krewetek na świecie odławia się kilka milionów ton (Ibrahim i in. 1999, Rao i Stevens 2006). W trakcie obróbki krewetek mięso jest oddzielane od wewnętrznej części odwłoka. Pozostała część ich całkowitej masy, tj. chitynowy pancerz (karapaks), egzoszkielet, ogon i głowa, w zależności od gatunku (Sachindra i in. 2005), stanowi od 40–50% (Zhai i Hawkins 2002, Gimeno i in. 2007, Kjartansson i in. 2006) do 56% odpad produkcyjny (Ibrahim i in. 1999, Heu i in. 2003, Rao i Stevens 2005 a, 2006). Przemysł przetwórczy generuje dużą ilość odpadów stałych (Mathew i Nair 2006), będących poważnym problemem dla środowiska naturalnego (van Ornum 1992, Martin i in. 1998, Subramanyam i Karthikeyan 1998, Burford i Williams 2001), co jest spowodowane powolną ich degradacją (Kjartansson i in. 2006). W Polsce przerabia się rocznie od 5000 do 7000 ton tajlandzkich owoców morza, w wyniku czego miesięcznie wytwarza się kilkadziesiąt ton odpadu pochodzącego z przerobu tych skorupiaków (Kuzebski i Janusz 2012). Powstały odpad bogaty jest w makroskładniki, takie jak: fosfor, potas, sód, wapń, magnez (Mandeville i in. 1992, Seymour i in. 1996, Ibrahim i in. 1999, Heu i in. 2003) – jest także źródłem niewielkiej ilości mikroskładników: cynku, żelaza, manganu, miedzi oraz metali ciężkich – ołowiu, kadmu (Chui i in. 1996), czasami również srebra (Sennefelder i in. 1996, Ibrahim i in. 1999, Heu i in. 2003). Ponadto w jego składzie wykazano obecność aminokwasów (Mandeville i in. 1992, Synowiecki i Al-Khateeb 2000) i białek (van Ornum 1992, Heu i in. 2003, Sachindra i in. 2007, Handayani i in. 2008, Suresh 2012), których najwięcej jest w głowach (Coward-Kelly i in. 2006, Babu i in. 2008, Limam i in. 2008) oraz bioaktywnych peptydów (Ruttanapornvareesakul i in. 2005, 2006, He i in. 2006). Z powstałego odpadu można wyizolować cukry (Ibrahim i in. 1999, Wang i in. 2010), kwasy tłuszczowe (Mandeville i in. 1991, Li i in. 1998), witaminy (Lopez-Cervantes i in. 2006), barwniki karotenoidowe (Cira i in. 2002, Healy i in. 2003, De Souza Bezerra i in. 2005, Bhaskar i in. 2007, Babu i in. 2008, Raghu i in. 2008, Prameela i in. 2010 a), a także naturalne antyoksydanty (Shahidi i Botta 1994, Ravindra Pradhan i Bedekar 2002). Zawartość poszczególnych składników w pancerzach uzależniona jest od gatunku skorupiaków, sezonu połowów (Cho i in. 1998) oraz zastosowanej metody ich odzysku (Mucha 2010). Powstały w wyniku przerobu krewetek odpad ma odczyn alkaliczny. Według Evers i Carroll (1996), Anonim (2006) oraz Rao i Stevens (2006), jego pH waha się od 7,4 do 8,0. Pod względem bakteriologicznym jest bezpieczny dla środowiska (Evers i Carroll 1996, Rao i Stevens 2005 b).

Pancerze krewetek stanowią ważne źródło chityny (Selmer-Olsen i in. 1996, Chang i Tsai 1997, Ramones i in. 1997, Shirai i in. 1998, Boukhelifi i Bencheikh 2000, Beaney i in.

2005, Diaz-Rojas i in. 2006, Bhaskar i in. 2007, Mojarrad i in. 2007, Wang i Xing 2007, Xu i in. 2008, Sagheer i in. 2009, Prameela i in. 2010a), którą można otrzymać przez prostą ekstrakcję (Kjartansson i in. 2006) lub fermentację (Rao i Stevens 2005a, Sachindra i Bhaskar 2008, Naryan i in. 2010, Prameela i in. 2010 b). Fermentacja jest metodą ekologiczną, bezpieczną i technologicznie ekonomiczną w stosunku do suszenia i ekstrakcji chemicznej (Mathew i Nair 2006). Z chityny można pozyskać chitozan (Pinelli Saavedra i in. 1998, Rao i in. 2000, Gildberg i Stenberg 2001, Jung i in. 2006, van Toan i in. 2006, Rodde i in. 2008), a także ekstrahować barwniki karotenoidowe, glicerole, sterole i fosfolipidy (Mandeville i in. 1991, De Souza Bezerra i in. 2005, Sachindra i Mahendrakar 2005).

Przetwórstwo i konsumpcja owoców morza generuje tysiące ton odpadów na całym świecie (Naznin 2005, Begum i in. 2006 b, Mathew i Nair 2006, Handayani i in. 2008, Xu i in. 2008, Randriamahatody i in. 2011). Bez dalszego przetwarzania przemysłowe ilości tych odpadów stanowią poważne obciążenie dla środowiska naturalnego. W wysokiej temperaturze i wilgotności powietrza, w rejonie tropikalnym, ich rozkład rozpoczyna się już w ciągu godziny (Stevens i in. 1998). W wielu krajach odpady te są wyrzucane do morza i są głównym źródłem zanieczyszczenia obszarów przybrzeżnych (Zhai i Hawkins 2002, Naznin 2005, Begum i in. 2006 b, Gimeno i in. 2007). Łatwo rozpuszczają się w wodzie, mogą być w krótkim czasie wchłonięte przez żywe systemy (Mathew i Nair 2006), szybko ulegają zepsuciu (Tan i Lee 2002) i wspomagają rozwój niepożądaną mikroflory (Mejía-Saulés i in. 2006, Rao i Stevens 2005 b). Stąd też bardzo istotne staje się ich zagospodarowanie. Jednym z kierunków może być suszenie (Begum i in. 2006 b), które jednak prowadzi do degradacji niektórych białek i karotenoidów (Healy i in. 2003). Suszenie na plażach może także powodować zanieczyszczenie środowiska (Prameela i in. 2010 c). Rozwiązaniem tego problemu może być suszenie odpadów na nieprzepuszczalnym podłożu i pod przezroczystym dachem (Begum i in. 2006 a). Na obszarach o niskiej infrastrukturze technicznej odpady te wykorzystywane są jako pasza, bez żadnej obróbki. Częściej natomiast miesza się je z innymi surowcami rolnymi (Stevens i in. 1998) i wykorzystuje jako składnik paszy dla drobiu (Xu i in. 2008), zwierząt (Evers i Carroll 1996 Adeniyi i in. 2004, Oliveira i in. 2007, Randriamahatody i in. 2011), ryb (Stevens i in. 1998, Sachindra i Bhaskar 2008), krewetek (Stevens i in. 1998). Stosowanie odpadu jako paszy dla krewetek może jednak prowadzić do rozprzestrzeniania się chorób wirusowych (Stevens i in. 1998). Powstały odpad można z powodzeniem poddać kompostowaniu (Evers i Carroll 1996, 1998, Randriamahatody i in. 2011, Jugnia i in. 2012). Innym sposobem utylizacji odpadów, powstających przy przerobie krewetek, może być ich konwersja i degradacja za pomocą bakterii (Stevens i in. 1998, Prameela i in. 2010 c) do produkcji enzymów (Mejía-Saulés i in. 2006, Sinha i in. 2012), przeciwutleniaczy, peptydów i cukru redukującego (Wang i in. 2010). Odpady te mogą być również wykorzystane do celów rolniczych jako nawóz (Chandrkrachang i in. 1991).

1.2.2. Wpływ na wzrost roślin

W dostępnej literaturze zarówno krajowej, jak i zagranicznej, brakuje informacji dotyczących możliwości zastosowania odpadów powstałych podczas przerobu krewetek w upra-

wie roślin ozdobnych, a jedyne badania jakie prowadzono dotyczyły wykorzystania wody (Zheljazkov i in. 2011) i osadu z dna morskiego, powstającego przy produkcji tych skorupiaków, tj. resztek pokarmowych, pancerzy i odchodów, jako nawozu organicznego w uprawie warzyw (Dufault i Korkmaz 2000, Dufault i in. 2001). Jest to jednocześnie najtańszy sposób zagospodarowania tego osadu (Anonim 2006), który uważany jest za odpad i zwykle składowany na wysypiskach. Jest on jednak cennym źródłem N, P, K i wielu innych ważnych dla roślin składników pokarmowych. Zawiera wysoki poziom Na. W uprawie *Brassica oleracea* var. *italica* wzbogacenie podłoża o odpad krewetkowy i nawóz mineralny o spowolnionym działaniu – Osmocote 14-6-12 – przy niższych dawkach wpływa na zwiększenie plonu róż (Dufault i in. 2001), przy średnich – pozwala uzyskać największy i o najlepszej jakości plon *Capsicum annuum* (Dufault i Korkmaz 2000).

1.3. Chitozan

1.3.1. Właściwości chemiczne

Dla środowiska naturalnego chitozan jest bezpiecznym kopolimerem $\beta(1\rightarrow4)$ -2-amino-2-deoksy-D-glukopiranozy i $\beta(1\rightarrow4)$ -2-acetamido-2-D-glukopiranozy lub homopolimerem $\beta(1\rightarrow4)$ -2-amino-2-deoksy-D-glukopiranozy (Mucha 2010), polimerem $\beta(1,4)$ -D-glukozaminy (Orlikowski i in. 1998, Saniewska 2001, Bautista-Baños i in. 2006). Na skalę przemysłową otrzymuje się go przez deacetylację chityny (Lertsutthiwong i in. 2002, Naznin 2005, Zhao i in. 2010), będącej głównym składnikiem budulcowym pancerzy skorupiaków (Lertsutthiwong i in. 2002, Bautista-Baños i in. 2006, Limpanavech i in. 2008, Rodríguez i in. 2010, Khorrami i in. 2012), owadów (Jing i in. 2007, Ai i in. 2008, 2012), ścian komórkowych grzybów (Jaworska i Konieczna 2001, Pochanavanich i Suntornsuk 2002, Niederhofer i Mueller 2004, Goodrich i Winter 2007, Einbu i Varum 2008, Yoshihiro i in. 2008, George i in. 2011) oraz bakterii (Gerente i in. 2007, Wang i in. 2008). Proces deacetylacji najczęściej przeprowadza się w podwyższonej temperaturze, w obecności stężonych związków alkalicznych (Tolaimate i in. 2000, Bartkowiak 2001, Pięta i Pastucha 2002, He i in. 2006, Je i Kim 2006, Reid 2006, Sri Juari i in. 2006, Yen i in. 2009). Alternatywną metodą pozyskiwania chitozanu jest enzymatyczna deacetylacja chityny (Kołodziejska i in. 1995, Aye i in. 2006, Je i Kim 2006, Khorrami i in. 2012). Polimer ten jest nietoksyczny (Qi i in. 2004, Salachna i in. 2007, Lárez 2008), łatwo ulega biodegradacji (Bautista-Baños i in. 2006, Uthairatanakij i in. 2007, Limpanavech i in. 2008) oraz odznacza się zdolnością chelatowania i wiązania jonów metali (Tseng i in. 1999, Babel i Kurniwan 2003, Bautista-Baños i in. 2006, El Hadrami i in. 2010).

Struktura molekularna chitozanu w dużym stopniu zbliżona jest do celulozy i chityny (Hadwiger i McBride 2006). Jednak o właściwościach chemicznych tego polimeru decydują: struktura morfologiczna – stopień krystaliczności (Mucha 2010), stopień deacetylacji – stopień konwersji chityny do chitozanu (Uthairatanakij i in. 2007, Kananont i in. 2010, Rodríguez i in. 2010), stopień polimeryzacji – ciężar cząsteczkowy (Cho i in. 1998, Tseng i in. 1999, Paul i Garside 2000, Bartkowiak 2001, Devlieghere i in. 2004, Lin i in. 2005, Kulikov i in. 2006, Falcon i in. 2008, Limpanavech i in. 2008, Salachna i in. 2007, 2008, Salachna

i Bartkowiak 2008, Salachna i in. 2008). Struktura chitozanu dość łatwo ulega modyfikacjom (Lamarque i in. 2004 a, b). Polimer ten ma zdolność do tworzenia różnorodnych struktur morfologicznych, m.in.: filmów, włókien, hydrożeli, membran, nanocząsteczek i mikrokulek. Taka różnorodność form stwarza możliwość jego wszechstronnego wykorzystania (Mucha 2010). Chitozan stosowany jest w medycynie (Cai i in. 2006, Ong i in. 2008), farmacji (Chan i in. 2001, Tiyaboonchai 2003, Beaulieu 2007, Pérez Quinones i in. 2011), biotechnologii (Krajewska 2004, Gentili i in. 2006, Rinaudo 2006), rolnictwie (Ren i in. 2001, Wang i Huang 2001, Chanrdrachang 2002), ogrodnictwie (Ohta i in. 2004 a, b, Kim i in. 2005 a, b, Uthairatanakij i in. 2007, Ramos-Garcia i in. 2009), przetwórstwie (Suntornsuk i in. 2002, Chatterjee i in. 2004, Kurita 2006) oraz przy oczyszczaniu ścieków (Shahidi i in. 2001, Babel i Kurniawan 2003, Nthumbi i in. 2012). Właściwości tego polimeru mogą być udoskonalane m.in. przez napromieniowywanie (Hien 2004, Luan i in. 2005, El-Sawy i in. 2010, Rahman i in. 2013).

Chitozan, mimo że nie występuje w roślinach, wykazuje wobec nich dużą aktywność biologiczną jako stymulator wielu procesów fizjologicznych i biochemicznych w nich zachodzących (Nge i in. 2006). Odgrywa ważną rolę w indukcji ekspresji genów odpowiedzialnych za system obronny roślin (Terry i Joyce 2004, Kim i in. 2005 b, Saniewska i in. 2006). Związek ten zwiększa także ich tolerancję na niekorzystne warunki środowiska, m.in. suszę (Górnik i in. 2008, Yang i in. 2009, Lizárraga-Pauli i in. 2011, Mahdavi i in. 2011) i niską temperaturę (Guan i in. 2009). Wyzwala reakcje obronne roślin przeciw bakteriom (Rodríguez i in. 2010, Coqueiro i di Piero 2011, Jin i Gurtler 2012) i grzybom (Pospieszny 1997, Pięta i in. 1998, No i in. 2002, Bautista-Baños i in. 2003, Wu i in. 2005). Niejednoznaczne są natomiast doniesienia o oddziaływaniu chitozanu na wirusy. Według Faoro i in. (2001), Chandrkrachang (2002), Chirkov (2002), Kulikov i in. (2006), polimer ten skuteczny jest w ograniczaniu ich występowania, natomiast Startek i in. (2005 a), Salachna i in. (2008), Niekraszewicz i in. (2012) nie potwierdzają tych informacji. Chitozan pobudza w roślinie produkcję związków fenolowych (Yin i in. 2012), syntezę kalozy i fitoaleksyn (Ebel i Mithófer 1998, Vasyukova i in. 2001, Agrawal i in. 2002, Orlita i in. 2008, Jayaraj i in. 2009), kwasu jasmonowego (Uthairatanakij i in. 2007), indukuje aktywność chitynazy (Pospieszny 1997, Hien 2004, Luan i in. 2005, Sakornyen i in. 2010) i peroksydazy (Coqueiro i di Piero 2011). Przez wspomaganie lignifikacji ścian komórkowych wywołuje powstawanie barier strukturalnych w roślinach (Fiema i Piskorz-Bińczycka 2002, Pereira i in. 2008). Chitozan indukuje odporność zarówno komórek, na które jest bezpośrednio stosowany, jak i tych, na które go nie aplikowano (Saniewska 2001). Ma również zdolność do wiązania mikotoksyn (Bornet i Teissedre 2007). Ponadto biopolimer ten stymuluje aktywność pożytecznych mikroorganizmów w glebie, tj. bakterii, grzybów, promieniowców (Bell i in. 1998, Murphy i in. 2000, Ohta i in. 2004 a, Pastucha 2005, Hitomi i in. 2006), które są w stanie skutecznie konkurować z pasożytniczymi patogenami (Daayf i in. 2003, El Hassni i in. 2004, Uppal i in. 2008).

Biopolimer aplikuje się najczęściej w postaci wodnego roztworu (Chandrkrachang 2002, Tamala i in. 2007, Limpanavech i in. 2008), zawiesiny (Dłużniewska 2006) lub proszku (Utsunomiya i Kinai 1994, Ohta i in. 2004 a, b, Radwan i in. 2012). Może być stosowany jako składnik pożywek w kulturach *in vitro* (Luan i in. 2005, Obsuwan i in. 2010 a, b, Kananont i in. 2010) lub komponent podłoża w uprawach *in vivo* (Ohta i in. 2004 a, b, Hasegawa i Ka-

nechika 2005, López-Mondéjar i in. 2012, Radwan i in. 2012). Wykorzystywany jest do moczenia nasion (Cho i in. 2008, Ziani i in. 2010, Kaczmarek-Cichosz i in. 2011), organów podziemnych geofitów (Saniewska 2001, Startek i in. 2005 a, Ramos-Garcia i in. 2009, Salachna i in. 2007, 2008), sadzonek (Barka i in. 2004, Górnik i in. 2008), a także do pokrywania powierzchni przechowywanych owoców i warzyw (Devlieghere i in. 2004, Terry i Joyce 2004, Photchanachai i in. 2006, Moreira i in. 2011). Podczas wegetacji roślin może być aplikowany przez podlewanie (Sheikha 2011, Sheikha i AL.-Malki 2011) lub opryskiwanie roślin (Wojdyła 2004, Obsuwan i in. 2010c, Mondal i in. 2012). W uprawie wodny roztwór chitozanu, przy niższych dawkach, działa na rośliny stosunkowo szybko, jednak są one bardziej tolerancyjne na wyższe dawki chitozanu mikrokryształicznego oraz sproszkowanego (Pospieszny 1997).

Rozpuszczalność chitozanu uzależniona jest od stopnia polimeryzacji. Produkty o obniżonym ciężarze cząsteczkowym rozpuszczalne są w wodzie (Niekraszewicz i in. 2007), natomiast o zwiększonym ciężarze – w kwasach: mlekowym (Cho i in. 2008), octowym i solnym (Burrows i in. 2007).

1.3.2. Wpływ na wzrost roślin

W rolnictwie i ogrodnictwie chitozan stosowany jest przede wszystkim do stymulowania odporności (Hadwiger i in. 2002, Niekraszewicz i in. 2012) i aktywacji roślin do szybszych reakcji obronnych na atak patogena (Bautista-Baños 2006, Limpanavech i in. 2008, Coqueiro i di Piero 2011), co może być widoczne w postaci zmiany zabarwienia nerwów liści pod wpływem H₂O₂ (Borkowski i Dyki 2003). Polimer ten ma silny ładunek dodatni (Uthairatanakij i in. 2007) i podany roślinie z zewnątrz reaguje z ujemnie naładowanymi cząsteczkami na powierzchni komórki, wchodząc w reakcje z obszarami aktywnymi, chemicznie zgodnymi. Ponadto chitozan ma zdolność bezpośredniego hamowania wzrostu grzybów (López i in. 2010, Muñoz i Moret 2010, Spasova i in. 2011), powodując ubytki aminokwasów oraz białek, a także zmiany strukturalne i molekularne w grzybni, tj. rozluźnienie lub rozkład jej ścian komórkowych (Saniewska 2001, Pięta i Pastucha 2002), duże pęcherzyki i puste komórki pozbawione cytoplazmy (Barka i in. 2004, El Hassni i in. 2004).

W uprawie roślin ozdobnych chitozan jest skuteczny w ograniczeniu porażenia przez: *Fusarium oxysporum* – *Freesia hybrida* (Salachna i in. 2007), *Dianthus caryophyllus semperflorens flore pleno* hybr. hort. (Orlikowski i in. 2001, Ajit i in. 2006), *Tulipa* sp. (Saniewska 2001), *Gladiolus* sp. (Orlikowski i in. 1998); *Phoma narcissi* – *Hymenocallis narcissiflora*; *Puccinia antirrhini* – *Antirrhinum majus* (Saniewska 2001); *Phytophthora cryptogea* – *Gerbera jamesonii* (Skrzypczak i Orlikowski 2006); *Peronospora sparsa* – *Rosa* sp. (Orlikowski i in. 1998, Wojdyła 2004); *Oidium chrysanthemi*, *Puccinia horiana* – *Chrysanthemum* x *grandiflorum*; *Myrothecium roridum* – *Dieffenbachia* sp. (Wojdyła 2004).

Chitozan jest związkiem stymulującym wzrost i rozwój wielu roślin rolniczych (Lizárraga-Pauli i in. 2011, Guo i in. 2012), warzywnych (El-Tanahy i in. 2012, Mondal i in. 2012, Radwan i in. 2012, Shehta i in. 2012), sadowniczych (Basak 2007, Górnik i in. 2008, Abdel-Mawgoud i in. 2010) i ozdobnych (Wanichpongpan i in. 2001, Ohta i in. 2004a, Win i in. 2005, Niekraszewicz i in. 2012). Jednak jego oddziaływanie na rośliny uzależnione jest od

gatunku (Ohta i in. 2004a, Walker i in. 2004, Hasegawa i Kanachika 2005, Kananont i in. 2010, Obsuwan i in. 2010c), odmiany (Uddin i in. 2004), fazy rozwojowej roślin (Mondal i in. 2012), sposobu aplikacji (Ohta i in. 1999, Walker i in. 2004, Żurawik i Bartkowiak 2009a, Algam i in. 2010), stężenia (Obsuwan i in. 2010b, Sakornyen i in. 2010, Mahdavi i in. 2011, Sheikha i AL-Malki 2011, El-Tanahy i in. 2012, Mondal i in. 2012), liczby wykonanych zabiegów (Wanichpongpan i in. 2001, El-Tanahy i in. 2012), czasu oddziaływania (Kaczmarek-Cichosz 2011), a także warunków panujących w trakcie wzrostu (Górnik i in. 2008, Salachna i Bartkowiak 2008, Żurawik i Bartkowiak 2009a).

W kulturach *in vitro* chitozan w niejednakowy sposób wpływa na różne gatunki roślin. Polimer ten stymuluje kiełkowanie nasion *Dendrobium formosum*, natomiast nie powoduje zwiększenia zdolności kiełkowania nasion *Dendrobium gibbum* var. *compactum* (Kananont i in. 2010). Stosowanie chitozanu przyspiesza wzrost i rozwój protokormu oraz pozwala uzyskać większą liczbę eksplantatów (Nge i in. 2006). Dodatek chitozanu do pożywki stymuluje ukorzenianie *Chrysanthemum x grandiflorum*, *Eustoma grandiflora*, *Fragaria x ananasa*, *Limonium latifolium* (Luan i in. 2005), a także wpływa na zwiększenie długości korzeni u *Ficus microcarpa* i liczby korzeni u *Ficus triangularis* (Gamlath i in. 2010), *Dendrobium hybridum* (Obsuwan i in. 2010a) i *Rhynchosstylis gigantea* (Obsuwan i in. 2010 b). W przypadku *Dendrobium* 'Eia Sakul' polimer ten nie wpływa natomiast na liczbę i długość wykształconych korzeni (Obsuwan i in. 2010a). W kulturach *in vitro* chitozan w znacznym stopniu stymuluje wzrost *Grammatophyllum speciosum* (Sopalun i in. 2010), *Rhynchosstylis gigantea* (Obsuwan i in. 2010b), *Eustoma grandiflorum* 'Kairyoku Wakamurasaki' (Ohta i in. 2000), a także wpływa na zwiększenie świeżej masy *Chrysanthemum x grandiflorum*, *Fragaria x ananasa*, *Limonium latifolium* (Luan i in. 2005). Polimer ten nie oddziałuje jednak na wysokość *Dendrobium* 'Eia Sakul' oraz na liczbę i długość wytworzonych przez rośliny liści (Obsuwan i in. 2010a). Dodatek chitozanu do pożywki stosowanej w namnażaniu *Eustoma grandiflorum* odmian 'Asuka no Asa', 'Mickey Rose' i 'Royal Violet' w kulturach *in vitro* zwiększa akumulację barwników antocyjanowych w kwiatach (Uddin i in. 2004). Związek ten wpływa także na budowę anatomiczną roślin. Pod jego wpływem u *Dendrobium* sp. zmniejsza się liczba aparatów szparkowych, a zwiększa się ich wielkość, wzrasta także liczba chloroplastów (Obsuwan i in. 2010a). Stosowanie chitozanu w rozmnażaniu *Chrysanthemum x grandiflorum*, *Eustoma grandiflora*, *Fragaria x ananasa*, *Limonium latifolium*. (Luan i in. 2005) *Ficus benjamina*, *Ficus microcarpa*, *Ficus triangularis* (Gamlath i in. 2010) w kulturach *in vitro* wpływa także na poprawę współczynnika przeżycia roślin przeniesionych do warunków *in vivo*.

Traktowanie nasion roztworem chitozanu zwiększa odsetek skielkowanych nasion *Carthamus tinctorius* (Mahdavi i in. 2011) i masę uzyskanych kiełków *Helianthus annuus* (Cho i in. 2008). Moczenie bulw *Gladiolus* sp. 'Blanca Borrego' przed sadzeniem przyspiesza wschody roślin (Ramos-Garcia i in. 2009).

Chitozan w niejednakowy sposób wpływa na przebieg faz rozwojowych roślin. Wzbogacenie podłoża o ten związek przyspiesza zakwitanie *Torenia fournieri* 'Panda Rose', *Exacum affine* 'Darf Midget', *Sinningia speciosa* 'Brocade Red', *Begonia hiemalis*, *Mimulus x hybridus* 'Misty Cream Spot' (Ohta i in. 2004a), *Eustoma grandiflorum* (Ohta i in. 1999),

Passiflora edulis (Utsunomiya i Kinai 1994). Również zastosowanie chitozanu w postaci oprysku liści u *Dendrobium* 'Eiskul' (Limpanavech i in. 2008) oraz moczenia bulw *Freesia hybrida* oddziałuje na skrócenie fazy wegetatywnej (Startek i in. 2005a). Natomiast otoczkowanie nasion *Eustoma grandiflorum* w roztworze chitozanu nie wpływa na przebieg faz rozwojowych uzyskanych roślin (Ohta i in. 1999). Także zastosowanie chitozanu jako komponentu podłoża nie wpływa na wcześniejsze kwitnienie *Calceolaria herbeohybrida* 'Midas' i *Campanula fragilis* 'Juane Bell' (Ohta i in. 2004a).

Wprowadzenie do podłoża chitozanu stymuluje wzrost w uprawie: *Torenia fournieri* 'Panda Rose', *Exacum affine* 'Darf Midget', *Sinningia speciosa* 'Brocade Red', *Begonia hiemalis*, *Mimulus x hybridus* 'Misty Cream Spot', *Calceolaria herbeohybrida* 'Midas', *Lobelia erinus* 'Riviera Rose' oraz *Campanula fragilis* 'Juane Bell' (Ohta i in. 2004a), *Eustoma grandiflorum* 'Peter blue line 2' (Ohta i in 2004b). Również moczenie nasion *Carthamus tinctorius* (Mahdavi i in. 2011) i bulw *Freesia hybrida* (Salachna i Bartkowiak 2008, Żurawik i Bartkowiak 2009 b) w chitozanie poprawia wzrost roślin. Polimer ten natomiast w niejednakowy sposób oddziałuje na wzrost dojrzałych storczyków (Uthairatanakij i in. 2007). W przypadku młodych roślin zarówno oprysk (Chandrkrachang 2002), jak i moczenie sadzonek, m.in. *Mokara* sp. (Obsuwan i in. 2010c) zwiększa ich wzrost. Chitozan stymuluje również wzrost wegetatywny *Chrysanthemum x grandiflorum* (Niekraszewicz i in. 2012), *Panax quinquefolium* (Kołodziej 2006), *Dendrobium* 'Eiskul' (Limpanavech i in. 2008), *Cucumis sativus* (Shehta i in. 2012), *Lycopersicon esculentum* (El-Tantawy 2009) *Cynara scolymus* (Ziani i in. 2010), *Pimpinella anisum* (Saber i in. 2009). Pod wpływem chitozanu następuje zmiana budowy anatomicznej i morfologicznej liści. W uprawie *Freesia hybrida* moczenie bulw w chitozanie powoduje zwiększenie liczby liści (Żurawik i Bartkowiak 2009 b), a u *Gerbera jamesonii* oprysk tym polimerem wpływa dodatkowo na zwiększenie długości i szerokości liści (Wanichpongpan i in. 2001). W przypadku *Phalaenopsis* sp. moczenie sadzonek (Obsuwan i in. 2010c), a u *Phaseolus coccineus* podlewanie chitozanem (Sheikha 2011) zwiększa powierzchnię liści. U *Dendrobium* 'Eiskul', pod wpływem tego polimeru, następuje zwiększenie wielkości chloroplastów i wzrost zawartości krzemionki w liściach (Limpanavech i in. 2008). Polimer ten oddziałuje także na zwiększenie zawartości chlorofilu w liściach *Phaseolus coccineus* (Sheikha 2011, Sheikha i AL-Malki 2011), *Dendrobium* 'Eia Sakul' (Sakornyen 2010), *Glycine max*, *Lactuca sativa*, *Oryza sativa* (Cuibu i Shiayama 2001), *Lycopersicon esculentum* (El-Tantawy 2009), *Pimpinella anisum* (Saber i in. 2009) i *Vitis vinifera* (Górnik i in. 2008). Większa powierzchnia i zawartość chlorofilu w liściach przyczynia się do wzrostu intensywności fotosyntezy (Khan i in. 2002, Barka 2004) i zwiększenia suchej masy roślin (Chibu i Shiayama 2001). Dodatek chitozanu do podłoża w uprawie *Eustoma grandiflorum* 'Peter blue line 2' (Ohta i in 2004b) oraz oprysk *Mokara* sp. i *Phalaenopsis* sp. (Obsuwan i in. 2010 c), *Vigna* sp. (El-Tanahy i in. 2012), *Abelmoschus esculentus* (Mondal i in. 2012), *Fragaria x ananassa* (Abdel-Mawgoud i in. 2010) wpływa na zwiększenie zarówno świeżej, jak i suchej masy roślin. W przypadku *Curcuma* 'Laddawan' oprysk chitozanem nie wpływa natomiast na wysokość uprawianych roślin oraz liczbę wykształconych przez nie liści (Tamala i in. 2007). U *Dendrobium* 'Eiskul' polimer ten nie oddziałuje również na zwiększenie powierzchni liści oraz świeżej i suchej masy roślin (Limpanavech i in. 2008).

W uprawie roślin ozdobnych chitozan w niejednakowy sposób wpływa na jakość uzyskanych kwiatów i kwiatostanów. Zastosowany jako komponent podłoża u *Eustoma grandiflorum* (Ohta i in. 1999) i *Passiflora edulis* (Utsunomiya i Kinai 1994), a także do moczenia bulw *Gladiolus* sp. 'Blanca Borrego' (Ramos-Garcia i in. 2009) i opryskiwania roślin *Dendrobium* Sensational 'Purple' (Chandrkrachang i in. 2005) oddziałuje na zwiększenie liczby wytwarzanych kwiatów, a także kwiatostanów u *Dendrobium* 'Eiskul' (Limpanavech i in. 2008), *Dendrobium* Sensational 'Purple' (Chandrkrachang i in. 2005) oraz *Gerbera jamesonii* (Wanichpongpan i in. 2001). Pod wpływem tego polimeru następuje zwiększenie długości kwiatostanów *Dendrobium* 'Missteen' (Win i in. 2005), *Gerbera jamesonii* (Wanichpongpan i in. 2001), *Freesia hybrida* (Salachna i Bartkowiak 2008) oraz średnicy uzyskanych pędów kwiatostanowych *Eustoma grandiflorum* 'Kairyuu Wakamurasaki' (Ohta i in. 2001). Oprysk chitozanem natomiast nie ma wpływu na długość i średnicę szypuły kwiatostanowej *Curcuma* 'Laddawan' (Tamala i in. 2007). U *Dendrobium* 'Sonia' No. 17 chitozan zastosowany w postaci oprysku oddziałuje na zwiększenie średnicy kwiatów (Uthairatanakij i in. 2006), zaś jako komponent podłoża wpływa na zwiększenie rozmiaru pochw kwiatostanowych *Arisaema sikokianum* i *Arisaema ternatipartitum* (Hasegawa i Kanechika 2005). Wzbogacenie podłoża o ten polimer, w przypadku *Passiflora edulis*, wpływa na zwiększenie liczby (Utsunomiya i Kinai 1994) i masy owoców (Utsunomiya i in. 1998).

Moczenie sadzonek *Vitis vinifera* w roztworze chitozanu przyspiesza ich ukorzenianie (Barka 2004, Górnik i in. 2008). Chitozan stymuluje również wzrost korzeni *Arisaema ternatipartitum* (Hasegawa i Kanechika 2005), *Lycopersicon esculentum* (Borkowski i in. 2007, Radwan i in. 2012), a także wpływa na zwiększenie długości i liczby korzeni *Phaseolus coccineus* (Sheikha i AL-Malki 2011).

Traktowanie bulw *Gladiolus* sp. 'Blanca Borrego', przed sadzeniem, chitozanem (Ramos-Garcia i in. 2009) wpływa na zwiększenie współczynnika przyrostu liczby, a *Freesia hybrida* także współczynnika przyrostu masy bulw potomnych (Startek i in. 2005 a, Salachna i in. 2007, 2008, Żurawik i Bartkowiak 2009 a). Dodatek chitozanu do podłoża oddziałuje również na zwiększenie wielkości bulw *Arisaema sikokianum* i *Arisaema ternatipartitum* (Hasegawa i Kanechika 2005).

Oprysk chitozanem ogranicza transpirację roślin. W uprawie *Lycopersicon esculentum* i *Commelina communis* jest to następstwem zwężenia (Lee i in. 1999), a *Capsicum annuum* zamykania aparatów szparkowych (Bittelli i in. 2001), zaś w przypadku *Phaseolus coccineus* tworzenia się cienkiej powłoki na powierzchni liści (Iriti i in. 2009).

Chitozan wpływa na trwałość kwiatów ciętych. Stosowany do moczenia bulw, przed sadzeniem u *Gladiolus* sp. 'Blanca Borrego' (Ramos-Garcia i in. 2009), a w postaci oprysku u *Curcuma* 'Laddawan' (Tamala i in. 2007) przedłuża ich trwałość średnio o 3 dni. Aplikowany po ścięciu przez zanurzenie pędów lub oprysk kwiatostanów, zwiększa trwałość *Lilium* sp. 'Syberia' i 'Dream Land' o 3–4 dni (Kim i in. 2005 b). Zastosowany w pożywce do przechowywania kwiatostanów *Chrysanthemum* x *grandiflorum* wpływa na przedłużenie trwałości aż o 6–8 dni (Azian i in. 2004). Kondycjonowanie pędów *Peonia lactiflora* 'Profesor Wóycicki', bezpośrednio po ścięciu, w roztworze chitozanu, zwiększa trwałość kwiatów przez ograniczenie strat wody w płatkach i tkankach (Pogroszewska i in. 2009).

Oprócz wpływu na wzrost i rozwój roślin, chitozan poprawia również strukturę gleb piaszczystych przez zwiększenie spójności między jej cząstkami (Górnik i in. 2008). Umożliwia także uprawę roślin na glebach zanieczyszczonych dużą ilością minerałów (Becker i in. 2000, Bassi i in. 2000, Kamari i in. 2012). Ułatwia pobór składników pokarmowych z gleby (Bennewitz i Hlusek 2006). Chitozan może być także stosowany do kontrolowanego uwalniania związków agrochemicznych (Sukwattanasinitt i in. 2001, Pérez Quinones i in. 2011) i nawozów (Khorrami i in. 2012) lub jako nawóz w uprawie roślin (Becker i in. 2000, Sukwattanasinittetal i in. 2001).

2. CEL I ZAKRES BADAŃ

W dostępnej literaturze zarówno krajowej, jak i zagranicznej, nie ma informacji dotyczących zastosowania wysuszonego odpadu, powstającego przy produkcji krewetek jako komponentu podłoża w uprawie roślin ozdobnych. Niejednoznaczne są również doniesienia dotyczące wpływu chitozanu na wzrost i rozwój roślin, a zwłaszcza ozdobnych geofitów. Oddziaływanie tego związku uzależnione jest od wielu czynników, które należy uwzględnić w produkcji. W związku z powyższym za celowe uznano:

- sprawdzenie przydatności suszu krewetkowego jako komponentu podłoża oraz optymalnej jego dawki w uprawie frezji z grupy Beach;
- porównanie oddziaływania chitozanu na odmiany frezji należące do różnych grup hodowlanych – standardowej, New Generation i Beach, charakteryzujących się zróżnicowanymi wymaganiami termicznymi;
- określenie wpływu chitozanu na frezję uprawianą w warunkach kontrolowanych (komora klimatyzowana) i produkcyjnych (tunel foliowy);
- ocenę oddziaływania formy (chlorkowa i octanowa), stężenia (0,2 i 0,4%) oraz metody aplikacji chitozanu (moczenie bulw przed sadzeniem przez 30 i 60 minut, podlewanie lub opryskiwanie roślin co 7 i 14 dni) na przebieg faz rozwojowych (wschody, kłoszenie i kwitnienie), cechy vegetatywne, wartość dekoracyjną i plon bulw potomnych frezji;
- określenie wpływu suszu krewetkowego i chitozanu na zawartość makro- i mikroskładników w liściach frezji.

3. MATERIAŁ I METODY

3.1. Materiał roślinny

W latach 2005–2011 przeprowadzono trzy niezależne doświadczenia, w których oceniano jak na: przebieg i długość faz rozwojowych, cechy wegetatywne, wartość dekoracyjną oraz plon bulw potomnych frezji, uprawianej na kwiat cięty, wpływają: zmielone panczerze krewetek jako składnik podłoża oraz forma, stężenie i metoda aplikacji chitozanu. Badano także czy odmiany frezji należące do różnych grup reagują podobnie na oceniane czynniki.

Doświadczenia prowadzono na terenie hali wegetacyjnej, w komorze klimatyzowanej i nieogrzewanym tunelu foliowym Zachodniopomorskiego Uniwersytetu Technologicznego w Szczecinie, przy ulicy Juliusza Słowackiego 17.

Materiał roślinny stanowiły bulwy czterech odmian frezji: 'Lisa' (grupa standardowa), 'Bon Bon' (grupa New Generation), 'Silver Beach' i 'Summer Beach' (grupa Beach), hodowli holenderskiej firmy Royal van Zanten. Od 2012 roku prawa do reprodukcji tych odmian przejęła korporacja Van den Boss Freesia B.V. Doświadczenia zakładano z bulw następczych reprodukowanych i preparowanych przez hodowcę. W katalogach hodowcy (2004, 2007) odmiany będące przedmiotem badań scharakteryzowano w następujący sposób:

- 'Lisa' – kwiaty różowe, pojedyncze, o słabo wyczuwalnym zapachu, kwiatostany ciężkie wymagające podpory, rośliny o średnim tempie wzrostu, wymagające umiarkowanego chłodzenia podłoża (fot. 1);
- 'Bon Bon' – kwiaty różowe, pojedyncze, o umiarkowanym zapachu, kwiatostany ciężkie wymagające podpory, rośliny o powolnym wzroście, wymagające umiarkowanego chłodzenia podłoża (fot. 2);
- 'Silver Beach' – kwiaty białe, pojedyncze, o słabo wyczuwalnym zapachu, kwiatostany ciężkie wymagające podpory, rośliny o bardzo szybkim tempie wzrostu, niewymagające chłodzenia podłoża (fot. 3);
- 'Summer Beach' – kwiaty żółte, pełne, o intensywnym zapachu, kwiatostany ciężkie wymagające podpory, rośliny o szybkim tempie wzrostu, niewymagające chłodzenia podłoża (fot. 4).



Fot. 1. Frezja odmiany 'Lisa'



Fot. 2. Frezja odmiany 'Bon Bon'



Fot. 3. Frezja odmiany 'Silver Beach'



Fot. 4. Frezja odmiany 'Summer Beach'

Bulwy przeznaczone do sadzenia, w poszczególnych latach, były wyrównane pod względem wielkości, zdrowe, bez uszkodzeń mechanicznych, o kształcie typowym dla odmiany. Miały uformowane pąki wierzchołkowe i wyczuwalne zawiązki korzeni, pokryte były suchymi, włóknistymi, ściśle przylegającymi łuskami okrywającymi.

3.2. Ogólna charakterystyka prowadzonych badań

We wszystkich latach prowadzenia badań do przygotowania podłoża wykorzystywano torf wysoki. Przed posadzeniem bulw z torfu pobierano próby zbiorcze, w których oznaczano niektóre właściwości chemiczne, według metod podanych w opracowaniu Ostrowskiej i in. (1991). Zawartość N-NO₃ oznaczono metodą jonometryczną, P – metodą kolorymetryczną, K, Ca – metodą fotometrii płomieniowej, Mg – metodą absorbcyjnej spektrometrii atomowej (ASA), chlorki – metodą jonometryczną, pH w H₂O – metodą potencjometryczną, stężenie soli – metodą konduktometryczną. Uzyskane wyniki zamieszczono w tabeli 1.

Tabela 1. Niektóre właściwości chemiczne torfu wysokiego wykorzystanego do produkcji podłoży w kolejnych latach badań

Rok	Ciężar objętościowy (kg · dm ⁻³)	pH	Zawartość składników (mg · dm ⁻³)						Stężenie soli (g NaCl · dm ⁻³)
			N-NO ₃	P	K	Ca	Mg	Cl	
2005	0,25	3,5	6	95	12	50	30	39	0,40
2006	0,26	3,6	16	60	10	130	40	55	0,50
2007	0,25	3,8	8	36	9	98	35	41	0,30
2008	0,25	3,4	10	100	15	40	25	45	0,40
2009	0,25	3,5	12	40	12	60	32	35	0,30
2010	0,25	3,7	21	58	10	115	38	59	0,50
2011	0,26	3,6	16	82	15	120	44	56	0,40

Przed przystąpieniem do przygotowania podłoża w doświadczeniach, w których stosowano tylko torf wysoki, wykonywano krzywą neutralizacji. Do jej wykreślenia posługiwano się metodą próbnego odkwaszania (Nowosielski 1988). Na podstawie wykreślonej krzywej, na dwa tygodnie przed planowanym terminem założenia doświadczenia torf odkwaszano do pH 6,0–6,2, dodając do 1 dm³ 5 g dolomitu i 7 g kredy.

Niedobór składników pokarmowych uzupełniano, stosując nawóz Azofoska (INCO-VERITAS S.A.) w dawce $5,0 \text{ g} \cdot \text{dm}^{-3}$ torfu, który dodawano do podłoża bezpośrednio przed sadzeniem bulw frezji. Pogłównie rośliny dokarmiano, stosując nawozy Peters Professional Floral Feed i Peters Professional Blossom Booster (Scotts). Skład chemiczny nawozów zastosowanych w doświadczeniach zamieszczono w tabeli 2. Zawartość makroskładników utrzymywano na takim poziomie, aby w zależności od fazy rozwojowej frezji oraz warunków uprawy znajdowały się w podłożu w następujących przedziałach (w $\text{mg} \cdot \text{dm}^{-3}$): 60–120 N-NO₃, 50–150 P, 200–300 K, 70–150 Mg (Strojny 1993).

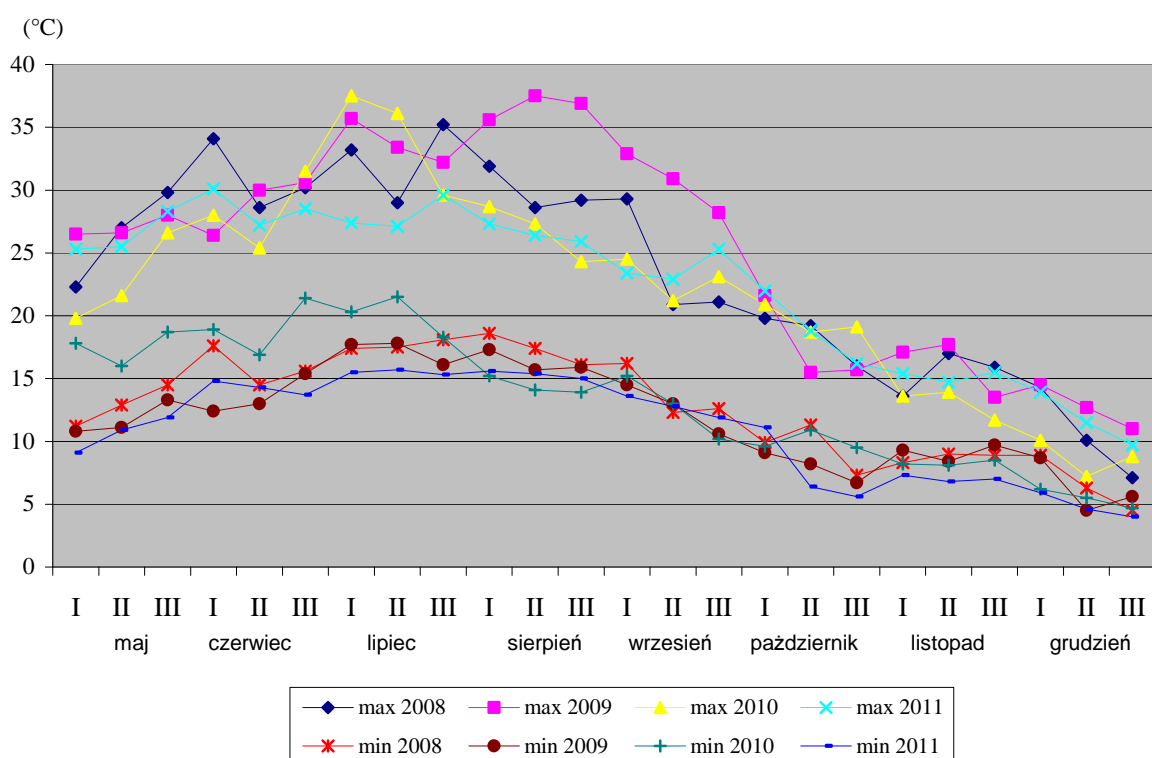
Tabela 2. Skład chemiczny nawozów zastosowanych w doświadczeniach

Rodzaj nawozu	Zawartość składników mineralnych (%)									
	makroskładniki				mikroskładniki					
	N	P ₂ O ₅	K ₂ O	MgO	B	Cu	Fe	Mn	Mo	Zn
Azofoska	13,6	6,4	19,1	4,5	0,045	0,180	0,17	0,27	0,040	0,045
Peters Professional Floral Feed	27,0	15,0	12,0	0,1	0,020	0,063	0,12	0,06	0,001	0,060
Peters Professional Blossom Booster	10,0	30,0	20,0	2,0	0,020	0,015	0,12	0,06	0,010	0,015

Przed sadzeniem bulwy frezji zaprawiano na mokro, przez 30 minut, w mieszaninie preparatów ochrony roślin, którymi były: Kaptan zawieszinowy 50 WP o stężeniu 1,5%, Benazol 50 WP o stężeniu 0,4% i Actelic 500 EC o stężeniu 0,1%. Po tym zabiegu bulwy na 24 godziny pozostawiano w pomieszczeniu o temperaturze 22°C i wilgotności względnej powietrza 50% bez dostępu światła, aby obeschły przed ich posadzeniem.

Bulwy sadzono do skrzynek o wymiarach $60 \times 40 \times 19 \text{ cm}$ i pojemności $45,5 \text{ dm}^3$, napełnionych wcześniej przygotowanym podłożem, w rozstawie $12,5 \text{ cm} \times 10 \text{ cm}$, na głębokość 10 cm poniżej poziomu torfu i górnych krawędzi skrzynek. W każdym pojemniku umieszczano po 15 bulw.

W trakcie prowadzenia doświadczeń w tunelu foliowym nie stosowano chłodzenia podłoża, a temperaturę powietrza regulowano za pomocą wietrzników umieszczonych w szczycie obiektu. W komorze klimatyzowanej temperaturę utrzymywano za pomocą klimatyzatora. We wszystkich doświadczeniach temperaturę powietrza rejestrowano za pomocą czytnika Testo 175 H 2. Przebieg temperatur – średnie dekadowe wartości maksymalne i minimalne – w poszczególnych latach przedstawiono na rysunku 1. Zabiegi ochronne przeciwko chorobom grzybowym przeprowadzano profilaktycznie, a przeciwko szkodnikom wówczas, gdy zaobserwowano ich występowanie. Stosowano preparaty zgodnie z aktualnym programem ochrony roślin ozdobnych, opracowanym przez Instytut Ogrodnictwa w Skierniewicach. Rośliny podpierano, stosując siatki o oczkach $12,5 \text{ cm} \times 12,5 \text{ cm}$. Dolną siatkę umieszczano 15 cm nad podłożem, pozostałe w odległości 20 cm od siebie. W zależności od odmiany i siły wzrostu zakładano od trzech do czterech poziomów siatek.



Rys. 1. Rozkład maksymalnej i minimalnej temperatury powietrza w tunelu foliowym w trakcie uprawy frezji (w latach 2008–2011)

Po zakończeniu doświadczeń bulwy wraz z częścią nadziemną wyciągano ze skrzynek, wiązano w pęczki, umieszczano w pomieszczeniu o temperaturze 20°C, bez dostępu światła i o stałym przepływie powietrza na dwa tygodnie. Następnie czyszczono je z zaschniętych liści i pędów, oderwanych i uszkodzonych łusek oraz z pozostałości systemu korzeniowego.

We wszystkich doświadczeniach ustalono przebieg i długość faz rozwojowych, prowadząc obserwacje co dwa dni, od momentu posadzenia bulw do ich wyjęcia ze skrzynek po zakończeniu doświadczenia. Oceniono wschody – odnotowywano kolejność pojawiania się pędów wykształconych zarówno z pąka szczytowego na bulwie (pędy główne), jak i pąków bocznych (pędy dodatkowe) od pierwszego do ostatniego. Oceniono także kłoszenie i kwitnienie na pędach głównych i dodatkowych.

Podczas wzrostu frezji, w zależności od doświadczenia, dwukrotnie lub trzykrotnie przeprowadzono pomiary części nadziemnych roślin: miesiąc po rozpoczęciu wschodów, podczas kwitnienia i pod koniec okresu wegetacji. Oceniano wysokość roślin, liczbę pędów i liści osadzonych zarówno na pędzie głównym, jak i ogółem na roślinie. W tych samych terminach, za pomocą aparatu Chlorophyll Meter SPAD-502 (firmy Minolta), oznaczano indeks zazielenienia liści, mierzony w jednostkach SPAD (Soil Plant Analysis Development), który skorelowany jest z zawartością chlorofilu (Gregorczyk i in. 1998) i może służyć do określenia stopnia odżywienia roślin oraz wykrywania niedoborów azotu w kolejnych fazach wzrostu (Murdock i in. 1997). Pomiary wykonywano u każdej rośliny na pierwszym prawidłowo wykształconym liściu, w jego środkowej części, na powierzchni 6 mm².

Pomiary części generatywnych wykonywano w momencie rozwijania się pierwszego kwiatu w kwiatostanie u kolejno rozkwitających roślin. Pomiarom podlegały: długość całkowita głównego pędu kwiatostanowego, długość pędu kwiatostanowego I rzędu, długość kwiatostanu osadzonego na pędach I rzędu, liczba kwiatów w kwiatostanie I rzędu, średnica pierwszego kwiatu w kwiatostanie i liczba kwiatostanów II rzędu. Po wykonaniu pomiarów kwiatostany wycinano zgodnie z zaleceniami Lisieckiej (2006). Po dosuszeniu i oczyszczeniu bulw oceniono plon, obliczając współczynniki przyrostu masy bulw ogółem i bulw następczych, a także liczby bulw ogółem i bulw następczych.

3.3. Szczegółowa charakterystyka prowadzonych badań

3.3.1. Wpływ suszu krewetkowego jako komponentu podłoża na: wzrost, rozwój, wartość dekoracyjną i plon bulw potomnych frezji, uprawianej w tunelu foliowym

Badania prowadzono w latach 2009–2011 w nieogrzewanym tunelu foliowym (fot. 5).

Do założenia doświadczeń wykorzystano bulwy następcze frezji z grupy Beach – odmian ‘Silver Beach’ o masie: 5,02–5,54 g (2009 r.), 10,90–11,50 g (2010 r.), 8,20–9,32 g (2011 r.) i ‘Summer Beach’ o masie: 5,22–5,60 g (2009 r.), 9,70–11,20 g (2010 r.), 12,62–14,52 g (2011 r.).



Fot. 5. Uprawa w tunelu foliowym

Jako komponent podłoża zastosowano wysuszone i rozdrobnione na fragmenty o długości 2–3 mm chitynowe pancerze krewetek, będące produktem odpadowym, powstającym przy przerobieniu tych skorupiaków do celów spożywczych. Materiał ten zwany „suszem

kretekowym” pozyskano jednorazowo z Firmy Produkcyjno-Usługowej IMPROJEKT w Resku i stosowano we wszystkich latach badań. Przed zastosowaniem suszu krewetkowego, stosując metody opisane w rozdziale 2.2, określono w nim zawartość składników mineralnych i pH oraz stężenie soli. Uzyskane wyniki przedstawiono w tabeli 3. W poszczególnych latach badań doświadczenia zakładano w następujących terminach: 8.05.2009, 6.05.2010, 10.05.2011 roku. Niezależnie od terminu sadzenia bulw, w każdym roku badań rośliny wykopywano po 240 dniach uprawy.

Tabela 3. Niektóre właściwości chemiczne suszu krewetkowego i ziemi mineralnej

Komponent podłoża	pH	Zawartość składników ($\text{mg} \cdot \text{dm}^{-3}$)						Stężenie soli ($\text{g NaCl} \cdot \text{dm}^{-3}$)
		N-NO ₃	P	K	Ca	Mg	Cl	
Susz krewetkowy	8,5	251	1485	3840	5220	885	31988	28,2
Ziemia mineralna	7,0	66	36	115	4863	233	53	0,6

W tym doświadczeniu podłoże przygotowano, mieszając najpierw ziemię mineralną z torfem wysokim w stosunku objętościowym 1 : 1. Następnie trzy tygodnie przed planowanym terminem sadzenia bulw, w stosunku objętościowym dodawano 2,5; 5; 7,5; 10; 12,5; 15% suszu krewetkowego. Kontrolę stanowiło podłoże bez dodatku suszu. Tak przygotowanym podłożem uzupełniono skrzynki. Niektóre właściwości chemiczne torfu wysokiego zamieszczono w tabeli 1, natomiast ziemi mineralnej i suszu krewetkowego w tabeli 3. W związku z zasoleniem podłoża (tab. 4) przekraczającym dopuszczalne dla frezji granice (Startek i in. 2005 b), we wszystkich obiektach doświadczalnych przepłukiwano je, zgodnie z metodyką opracowaną przez Strojnego (1993), stosując 1 dm³ wody na 1 dm³ podłoża. Zabieg powtórzono po dwóch dniach, zużywając połowę ilości wody. Przed sadzeniem bulwy przygotowano, a następnie sadzono zgodnie z metodyką zamieszczoną w rozdziale 3.2.

Tabela 4. Niektóre właściwości chemiczne podłoży przed założeniem doświadczenia

Cecha	Dawka suszu krewetkowego (%)						
	0,0	2,5	5,0	7,5	10,0	12,5	15,0
pH	5,79	6,16	6,40	6,70	6,81	6,91	7,04
Stężenie soli ($\text{g NaCl} \cdot \text{dm}^{-3}$)	0,59	1,49	1,74	2,78	3,55	3,90	4,67

W trakcie trwania doświadczenia przeprowadzono pomiary zgodnie z metodyką zamieszczoną w rozdziale 3.2. Ponadto podczas kwitnienia i po zakończeniu okresu wegetacji pozyskano materiał roślinny do analiz chemicznych, zgodnie z ogólnie przyjętymi zasadami (Strojny 1993). W tym celu pobierano właściwie wykształcone i wyrosnięte, bez oznak chorobowych, liście pochodzące ze środkowej części rośliny. W materiale tym oznaczono makro- i mikroskładniki: N, P, K, Ca, Mg, Zn, Cu, Mn, Fe. Analizy chemiczne wykonano metodami zawartymi w opracowaniu Ostrowskiej i in. (1991). Azot ogólny oznaczono metodą Kiejdała, po uprzedniej mineralizacji prób w stężonym kwasie siarkowym z dodatkiem mieszaniny

selenowej, fosfor ogólny – metodą kolorymetryczną według Bartona, potas i wapń ogólny – metodą fotometrii płomieniowej, magnez, miedź, żelazo, mangan, cynk – metodą absorpcyjnej spektrometrii atomowej (ASA), po zmineralizowaniu prób w mieszaninie kwasów azotowego i chlorowego w stosunku 1 : 1.

W doświadczeniu oceniano 14 obiektów utworzonych przez dawkę suszu krewetkowego (7) × odmiana (2). Każdy obiekt założono w trzech powtórzeniach po 15 bulw. Ogółem w badaniach oceniano 630 roślin.

3.3.2. Wpływ formy i metody aplikacji chitozanu na: wzrost, rozwój, wartość dekoracyjną oraz plon bulw potomnych frezji, uprawianej w komorze klimatyzowanej

Badania prowadzono w latach 2005–2010 w komorze klimatyzowanej (fot. 6).



Fot. 6. Uprawa w komorze klimatyzowanej

W tym pomieszczeniu temperaturę powietrza w ciągu dnia utrzymywano na poziomie 18–20°C, natomiast w nocy w granicach 15–17°C. Natężenie oświetlenia wynosiło 12–13 tys. lx, co odpowiada natężeniu napromieniowania kwantowego 216–234 $\mu\text{mol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$. Wilgotność względna powietrza wahała się w granicach 60–80%. Doświadczenia z poszczególnymi odmianami powtarzano przez dwa lata. Sukcesywnie do badań wprowadzono frezje z różnych grup charakteryzujących się zróżnicowanymi wymaganiami termicznymi. Jako pierwsze w 2005 i 2006 roku posadzono frezje odmiany ‘Lisa’ – najbardziej wrażliwe na wysoką temperaturę (grupa standardowa), o masie bulw 6,43–7,59 i 6,89–8,13 g, następnie w 2007 i 2008 roku odmianę ‘Bon Bon’ – średnio wrażliwą na wysoką temperaturę (grupa New Generation) o masie bulw 7,26–8,32 i 6,48–7,06 g, natomiast w 2009 i 2010 roku odmianę ‘Silver Beach’

– najbardziej tolerancyjną na wysoką temperaturę (grupa Beach), o masie bulw 8,17–9,53 i 10,24–11,83 g. Doświadczenia zakładano w następujących terminach: 20.04.2005, 28.04.2006, 2.05.2007, 4.05.2008, 8.05.2009, 6.05.2010 roku. Ze względu na niejednakową długość okresu wegetacji ocenianych odmian, tj. ‘Lisa’, ‘Bon Bon’ i ‘Silver Beach’, rośliny wykopywano odpowiednio po: 210, 200 i 180 dniach uprawy.

W doświadczeniu wykorzystano chitozan o ciężarze cząsteczkowym $10\,000\text{ g}\cdot\text{mol}^{-1}$ i średnim stopniu deacetylacji – 85%. Związek ten otrzymano na drodze kontrolowanej degradacji wolnorodnikowej chityny, pochodzącej z pancerzyków krewetek (Bartkowiak 2001) w Zakładzie Opakowalnictwa i Biopolimerów Zachodniopomorskiego Uniwersytetu Technologicznego w Szczecinie. Stosowano dwie formy chitozanu – chlorkową i octanową w stężeniu 0,4%. Formę chlorkową otrzymywano, rozpuszczając chitozan bezpośrednio w wodzie wodociągowej. Natomiast formę octanową przygotowywano w następujący sposób: 8 g związku rozpuszczano w 300 ml wody destylowanej i doprowadzano roztwór do pH 7,7, dodając 12 ml 1 M NaOH. Następnie tak przygotowany roztwór uzupełniano wodą destylowaną do masy 500 g. W dalszej kolejności dodawano 500 g 0,2 M CH_3COOH . W celu otrzymania roztworu o mniejszym stężeniu stosowano jako rozpuszczalnik 0,1 M CH_3COOH . Metodyka przygotowania roztworu chitozanu na potrzeby prowadzonych badań została opracowana w Centrum Bioimmobilizacji i Innowacyjnych Materiałów Opakowaniowych Zachodniopomorskiego Uniwersytetu Technologicznego w Szczecinie.

Roztwór chitozanu stosowano do moczenia bulw, podlewania lub opryskiwania roślin. Zaprawione i dosuszone wcześniej bulwy (rozdział 3.2) moczono w roztworze tego związku przez 30 minut. Następnie dosuszano je przez 24 godziny w pomieszczeniu o temperaturze 22°C i wilgotności względnej powietrza 50%, bez dostępu światła. Bulwy traktowane i nie-traktowane roztworem chitozanu sadzono zgodnie z metodyką zamieszczoną w rozdziale 3.2. W obiektach, w których rośliny podlewano lub opryskiwano roztworem chitozanu, pierwszy raz ten związek aplikowano w fazie dwóch liści, kolejne zabiegi powtarzano co siedem dni, zużywając po 10 ml roztworu na roślinę. Niezależnie od odmiany i roku badań chitozan stosowano 24 razy.

W trakcie trwania doświadczenia przeprowadzono pomiary zgodnie z metodyką zamieszczoną w rozdziale 3.2.

W doświadczeniu, dla poszczególnych odmian, oceniano po osiem obiektów, utworzonych przez: formę chitozanu (2) \times metodę aplikacji chitozanu (4). Każdy obiekt składał się z dwóch powtórzeń po 15 roślin. Ogółem pomiary, w każdym roku badań, przeprowadzono na 240 roślinach. Do weryfikacji wyników zastosowano trójczynnиковą analizę wariancji, uwzględniając odmianę jako trzeci czynnik.

3.3.3. Wpływ stężenia i metody aplikacji chitozanu na: wzrost, rozwój, wartość dekoracyjną i plon bulw potomnych frezji, uprawianej w tunelu foliowym

Doświadczenie prowadzono w latach 2008–2011 w nieogrzewanym tunelu foliowym. Frezje uprawiano bez chłodzenia podłoża, w związku z tym zrezygnowano z odmian mało tolerancyjnych na wysoką temperaturę podłoża, należących do grup standardowej i New Genera-

tion, przeznaczając do badań tylko frezje z grupy Beach – ‘Silver Beach’. We wszystkich latach doświadczenie zakładano w pierwszej dekadzie maja (4.05.2008, 8.05.2009, 6.05.2010, 10.05.2011 r.). Masa bulw matecznych w poszczególnych latach prowadzenia badań wynosiła: 4,10–4,75 g (2008 r.), 9,48–10,20 g (2009 r.), 5,05–5,57 g (2010 r.), 10,21–11,55 g (2011 r.). Niezależnie od terminu sadzenia bulw, w każdym roku badań, rośliny wykopywano po 210 dniach uprawy.

Do badań przeznaczono chitozan, o ciężarze cząsteczkowym $10\ 000\ \text{g} \cdot \text{mol}^{-1}$, w formie octanowej, który przygotowywano zgodnie z metodyką zamieszczoną w rozdziale 3.3.2. Związek ten stosowano w dwóch stężeniach – 0,2 i 0,4%. Bulwy, tak jak w doświadczeniu 3.3.2, przed sadzeniem najpierw zaprawiano, a następnie moczo w roztworze chitozanu przez 30 minut oraz dodatkowo zastosowano dwukrotnie dłuższy czas moczenia, tj. 60 minut. Po tym zabiegu bulwy dosuszano przez 24 godziny w pomieszczeniu o temperaturze 22°C i wilgotności względnej powietrza 50%, bez dostępu światła. Natomiast w obiektach, w których chitozan dostarczano w postaci podlewania lub opryskiwania roślin, związek ten aplikowano co 14 dni oraz dwa razy częściej, tj. co siedem dni, zużywając każdorazowo po 10 ml roztworu na roślinę. Pierwszy raz roztwór chitozanu stosowano w fazie dwóch liści, łącznie wykonano odpowiednio 12 i 24 zabiegi. Bulwy we wszystkich obiektach posadzono zgodnie z metodyką zamieszczoną w rozdziale 3.2.

W trakcie trwania doświadczenia przeprowadzono pomiary zgodnie z metodyką zamieszczoną w rozdziale 3.2. Dodatkowo w trakcie likwidacji doświadczenia przeprowadzono obserwacje systemu korzeniowego uprawianych roślin. Podczas kwitnienia i po zakończeniu okresu wegetacji pozyskano materiał roślinny, w którym oznaczono zawartość makro- i mikroskładników: N, P, K, Ca, Mg, Zn, Cu, Mn, Fe. Analizy chemiczne wykonano metodami opisanymi w rozdziale 2.3.1.

Doświadczenie składało się z 14 obiektów utworzonych przez: stężenie chitozanu (2) \times metoda aplikacji chitozanu (7). Każdy z nich założono w trzech powtórzeniach po 15 bulw. Łącznie w badaniach pomiaru prowadzono na 630 roślinach.

3.4. Metody opracowania wyników

We wszystkich doświadczeniach wyniki odnoszące się do przebiegu faz rozwojowych opracowano na podstawie wartości średnich. Uzyskane dane dotyczące cech wegetatywnych, generatywnych, plonu bulw, zawartości makro- i mikroskładników w liściach w doświadczeniach 3.3.1 i 3.3.3 zweryfikowano statystycznie za pomocą dwuczynnikowej analizy wariancji, natomiast w doświadczeniu 3.3.2 trójczynnikowej analizy wariancji, w układzie kompletnej randomizacji. Porównanie średnich wykonano na podstawie testu Tukeya, przy poziomie istotności $\alpha = 0,05$.

4. OMÓWIENIE WYNIKÓW

4.1. Wpływ suszu krewetkowego jako komponentu podłoża na: wzrost, rozwój, wartość dekoracyjną i plon bulw potomnych frezji, uprawianej w tunelu foliowym

4.1.1. Przebieg faz rozwojowych

W przeprowadzonych badaniach zastosowany, jako składnik podłoża, susz krewetkowy wpływał na przebieg ocenianych faz rozwojowych frezji (tab. 5). Wraz ze zwiększeniem dawki zastosowanego komponentu następowało opóźnienie wschodów zarówno pędów głównych, jak i pędów dodatkowych. W porównaniu z kontrolą, w obiekcie, gdzie podłoże wzbogacono o największą dawkę suszu, pędy główne zaczęły wschodzić o 9,3 dnia później, natomiast pędy dodatkowe o 14,5 dnia później. Dodatek suszu do podłoża wpływał także na wydłużenie fazy wschodów pędów głównych i dodatkowych. Im większa była dawka zastosowanego komponentu, tym wschody pędów głównych trwały dłużej. W odniesieniu do obiektu, gdzie nie dodano do podłoża suszu krewetkowego, zastosowanie jego 15-procentowej dawki wpłynęło na wydłużenie wschodów pędów głównych o 11,3 dnia. Natomiast najdłużej pędy dodatkowe wschodziły w podłożu wzbogaconym o 7,5% suszu krewetkowego. Oceniane odmiany różniły się przebiegiem fazy wschodów. Niezależnie od zastosowanej dawki suszu krewetkowego, u frezji odmiany 'Silver Beach' wschody pędów głównych rozpoczęły się o 3,6 dnia wcześniej i trwały o 4,6 dnia dłużej, zaś pędów dodatkowych o 3,5 dnia wcześniej i o 3,7 dłużej niż u roślin odmiany 'Summer Beach'. Wpływ suszu krewetkowego na przebieg fazy wschodów uzależniony był od cech odmianowych. W przypadku frezji odmiany 'Summer Beach' dodatek do podłoża suszu w dawce 2,5%, a u roślin odmiany 'Silver Beach' również 5% nie wpływał na termin rozpoczęcia fazy wschodów. W stosunku do kontroli, u frezji odmiany 'Summer Beach' uprawianej w podłożu wzbogaconym o 15% suszu krewetkowego początek wschodów pędów głównych i dodatkowych nastąpił odpowiednio o 8,7 i 13,1 dnia później. U roślin odmiany 'Silver Beach' różnice te były jeszcze większe i wynosiły odpowiednio 9,9 i 15,8 dnia.

Dodanie do podłoża suszu krewetkowego wpływało na rozpoczęcie i przebieg fazy kłoszenia. Im większa była dawka suszu w podłożu, tym rozpoczęcie kłoszenia zarówno na pędach głównych, jak i dodatkowych frezji, następowało później. W porównaniu z kontrolą, u roślin uprawianych w podłożu z dodatkiem 15% suszu kłoszenie na pędach głównych rozpoczęło się o 42,1 dnia później, zaś na pędach dodatkowych aż o 56,2 dnia później. Zastosowany jako komponent podłoża susz krewetkowy wpływał również na wydłużenie, w porównaniu z kontrolą, kłoszenia frezji na pędach głównych o 2,8 dnia. Porównywane w badaniach odmiany różniły się przebiegiem fazy kłoszenia. Niezależnie od zastosowanej dawki suszu krewetkowego, u frezji odmiany 'Silver Beach' kłoszenie na pędach głównych rozpoczęło się o 34,6 dnia wcześniej, zaś na pędach dodatkowych aż o 55,2 dnia wcześniej niż u roślin odmiany 'Summer Beach'. Okres kłoszenia na pędach głównych u frezji odmiany 'Silver Beach'

Tabela 5. Przebieg faz rozwojowych (liczba dni uprawy) frezji w zależności od dawki suszu krewetkowego (średnia z lat 2009–2011)

Odmiana	Dawka suszu krewetkowego (%)	Wschody				Kłoszenie				Kwitnienie			
		pędy główne		pędy dodatkowe		pędy główne		pędy dodatkowe		pędy główne		pędy dodatkowe	
		P	K	P	K	P	K	P	K	P	K	P	K
Silver Beach	0,0	10,8	14,2	16,4	18,7	66,2	76,5	76,2	139,7	79,5	92,8	86,9	157,4
	2,5	10,0	15,9	16,4	36,0	65,7	81,9	77,7	148,2	80,0	93,2	88,0	161,5
	5,0	10,4	18,0	14,5	38,7	70,0	84,7	81,7	155,0	83,2	97,3	93,2	168,5
	7,5	13,2	22,5	21,0	42,7	75,7	88,7	88,0	158,5	88,2	105,8	99,2	169,7
	10,0	14,9	24,5	26,2	46,0	86,3	102,2	97,8	161,5	95,5	121,5	106,2	172,5
	12,5	15,5	29,7	31,2	51,0	94,7	109,5	107,2	173,0	107,2	132,7	118,0	192,0
	15,0	20,7	37,2	32,2	51,2	108,2	117,9	119,8	176,4	117,2	137,5	132,3	192,5
Summer Beach	0,0	13,5	20,4	18,4	28,0	97,2	111,7	112,5	173,3	113,9	129,4	125,9	187,7
	2,5	13,2	21,5	21,5	32,2	101,8	116,9	119,3	170,0	114,0	134,4	134,8	185,7
	5,0	15,2	23,2	24,0	37,5	108,9	125,0	127,7	179,0	133,0	150,0	142,7	195,4
	7,5	16,2	30,2	25,7	43,9	112,5	131,2	134,7	177,5	136,4	155,0	164,5	195,5
	10,0	18,9	31,5	29,5	46,2	121,7	138,8	147,5	180,8	144,4	162,7	170,5	196,2
	12,5	21,2	36,7	32,3	46,0	127,5	143,0	176,4	–	152,9	169,9	205,0	–
	15,0	22,2	38,5	31,5	50,0	139,4	155,4	181,4	–	169,4	186,8	205,5	–

Objaśnienia:

P – początek fazy,

K – koniec fazy,

– brak zakończenia fazy.

był o 2,6 dnia krótszy w porównaniu z rośliną odmiany 'Summer Beach'. Wpływ suszu krewetkowego na przebieg fazy kłoszenia uzależniony był od cech odmianowych. Frezje odmiany 'Silver Beach', rosnące w podłożu kontrolnym i tym, gdzie zastosowano susz w dawce 2,5%, zaczęły kłosić się w zbliżonym terminie. Natomiast dalsze zwiększanie dawki suszu prowadziło do opóźnienia rozpoczęcia kłoszenia zarówno na pędach głównych, jak i dodatkowych. Najsilniejszy wpływ suszu u tej odmiany stwierdzono w obiekcie, w którym do podłoża dodano 15% tego komponentu. W porównaniu z frezjami kontrolnymi, rośliny uprawiane w tym obiekcie pierwsze kwiatostany na pędach głównych zaczęły formować o 42 dni później, natomiast na pędach dodatkowych o 43,6 dnia później. W przypadku roślin odmiany 'Summer Beach', im większa była dawka suszu krewetkowego w podłożu, tym później następowało rozpoczęcie kłoszenia. Frezje tej odmiany rosnące w podłożu z 15-procentową dawką suszu zaczęły wykształcać kwiatostany na pędach głównych o 42,2 dnia później i na pędach dodatkowych o 68,9 dnia później niż rośliny kontrolne. W związku z wydłużeniem fazy wschodów, pod wpływem suszu krewetkowego nastąpiło również opóźnienie zakończenia kłoszenia zarówno na pędach głównych, jak i dodatkowych. Jako ostatnie, u obydwu odmian, na pędach głównych wykłosiły się rośliny uprawiane w podłożu, w którym zastosowano susz krewetkowy w dawce 15%. U frezji odmiany 'Summer Beach' rosnących w podłożach z dodatkiem 12,5 i 15% suszu krewetkowego w trakcie trwania doświadczenia nie zaobserwowano zakończenia kłoszenia na pędach dodatkowych – kwiatostany nie uformowały się na wszystkich pędach.

Dodatek suszu krewetkowego do podłoża opóźniał rozpoczęcie kwitnienia frezji. Wraz ze zwiększeniem dawki zastosowanego komponentu, następowało opóźnienie rozpoczęcia kwitnienia zarówno na pędach głównych, jak i pędach dodatkowych. W obiekcie, gdzie do podłoża dodano największą dawkę suszu, w porównaniu z kontrolą, rozpoczęcie kwitnienia na pędach głównych nastąpiło o 46,6 dnia później, natomiast pędach dodatkowych aż o 62,5 dnia później. Wzbogacenie podłoża o susz krewetkowy wpływało na wydłużenie fazy kwitnienia frezji na pędach głównych o 4,4 dnia. Rozpoczęcie kwitnienia na pędach głównych oraz dodatkowych u frezji odmiany 'Silver Beach', w porównaniu z roślinami odmiany 'Summer Beach', nastąpiło odpowiednio o 44,7 i 60,7 dnia wcześniej. Wpływ suszu krewetkowego na przebieg fazy kwitnienia zależał od cech odmianowych. W porównaniu z kontrolą, u roślin odmiany 'Silver Beach' nastąpiło opóźnienie kwitnienia, od 3,7 dnia w obiekcie, w którym zastosowano susz w dawce 5%, do 37,7 dnia w obiekcie, gdzie frezje uprawiano w podłożu z 15-procentowym dodatkiem tego komponentu. W przypadku roślin odmiany 'Summer Beach' różnice w rozpoczęciu fazy kwitnienia, w porównaniu z kontrolą, były jeszcze większe i wynosiły odpowiednio 19,1 i 55,5 dnia w obiektach, w których zastosowano 5 i 15% suszu. Na pędach głównych, u obydwu odmian, zakończenie tej fazy rozwojowej nastąpiło najpóźniej u roślin rosnących w podłożu z 15-procentową dawką suszu. U frezji odmiany 'Summer Beach' uprawianej w podłożu z dodatkiem 12,5 i 15% suszu na pędach dodatkowych nie stwierdzono zakończenia fazy kwitnienia w związku z tym, że w trakcie trwania doświadczenia nie wykłosiły się wszystkie pędy.

4.1.2. Cechy wegetatywne

Cechy wegetatywne frezji, miesiąc po pierwszych wschodach, w istotny sposób zależały od zastosowanej dawki suszu krewetkowego (tab. 6). Frezje rosnące w podłożu z dodatkiem suszu krewetkowego w dawce 2,5 i 5% były istotnie wyższe od roślin rosnących w podłożu kontrolnym. W obiektach, gdzie dodatek suszu krewetkowego przekraczał 5%, w miarę zwiększenia dawki malała wysokość uzyskanych roślin. Oceniając liczbę wykształconych przez frezje pędów, więcej ich wykazano u roślin rosnących w podłożu wzbogaconym o 2,5 i 5% suszu w stosunku do frezji uprawianych w podłożu z 7,5- i 10-procentowym dodatkiem suszu krewetkowego. Najmniej pędów uzyskano w obiektach, gdzie podłoże uzupełniono o 12,5 i 15% suszu. Największą liczbą liści na pędzie głównym i ogółem wyróżniały się frezje uprawiane w podłożu z dodatkiem 2,5% suszu krewetkowego. Równie dużą liczbę liści wykazano u roślin kontrolnych i tych, w uprawie których do podłoża dodano 5% suszu. Wraz ze zwiększeniem dawki suszu w podłożu, stwierdzono mniejszą liczbę liści osadzonych na pędach głównych i ogółem na roślinach. Najmniej liści na pędzie głównym uzyskano, stosując 15-procentową dawkę suszu. Najmniejszą liczbą liści ogółem odznaczały się rośliny rosnące w obiekcie, gdzie podłoże wzbogacono o 15% suszu krewetkowego. Równie małą ich liczbę wytworzyły rośliny uprawiane w podłożu uzupełnionym o 12,5% suszu. Największy indeks zazielenienia liści oznaczono u frezji rosnącej w podłożu z dodatkiem 5% suszu. Równie intensywnie zazielenionymi liśćmi wyróżniały się rośliny uprawiane w podłożach z 2,5- i 7,5-procentową dawką suszu. W pozostałych obiektach większe natężenie zielonej barwy liści stwierdzono, gdy podłoże uzupełniono o 10% suszu, tylko w stosunku do obiektu, w którym podłoże wzbogacono o 15% suszu. Porównywane w badaniach odmiany, miesiąc po pierwszych wschodach, istotnie różniły się cechami wegetatywnymi. Wyższe o 23,8% rośliny oraz o 13,3% większej liczbie pędów, o 25 i 30% większej liczbie liści na pędzie głównym i ogółem stwierdzono u odmiany 'Silver Beach', natomiast większy o 7,3 SPAD indeks zazielenienia liści oznaczono u roślin odmiany 'Summer Beach'. W odniesieniu do wysokości roślin i liczby liści osadzonych na pędzie głównym, stwierdzono istotną interakcję między zastosowaną dawką suszu krewetkowego a uprawianą odmianą frezji. Najwyższe rośliny u odmiany 'Silver Beach' uzyskano, wzbogacając podłoże o 5% suszu krewetkowego. Równie wysokie były frezje rosnące w podłożu z 2,5-procentową jego dawką. Najniższe frezje wykazano w obiekcie, gdzie do podłoża dodano 15% suszu krewetkowego. W przypadku roślin odmiany 'Summer Beach' w obiekcie, w którym do podłoża dodano 2,5% suszu, uzyskano wyższe frezje jedynie w porównaniu z obiektem, gdzie zastosowano susz w dawce 7,5%. Najniższe u tej odmiany były rośliny rosnące w podłożu wzbogaconym o 15% suszu krewetkowego. Równie niskie frezje stwierdzono, uzupełniając podłoże 12,5-procentową jego dawką. Frezje odmiany 'Silver Beach', w uprawie których do podłoża dodano 2,5 i 5% suszu krewetkowego, wykształciły więcej liści na pędzie głównym tylko w porównaniu z roślinami rosnącymi w podłożach z 10- i 12,5-procentowym dodatkiem tego komponentu. Najmniejszą liczbę liści u tej odmiany stwierdzono w przypadku roślin uprawianych w podłożu wzbogaconym o 15% suszu krewetkowego. Więcej liści na pędzie głównym u odmiany 'Summer Beach' wytworzyły frezje kontrolne tylko w porównaniu z roślinami rosnącymi w podłożu z 7,5-procentową

Tabela 6. Cechy wegetatywne frezji w zależności od dawki suszu krewetkowego miesiąc po pierwszych wschodach (średnia z lat 2009–2011)

Cecha	Odmiana (O)	Dawka suszu krewetkowego (%)							Średnia
		(D)							
		0,0	2,5	5,0	7,5	10,0	12,5	15,0	
Wysokość (cm)	Silver Beach	46,0	50,7	53,0	42,3	36,7	31,2	20,1	40,0
	Summer Beach	39,9	43,0	39,9	36,3	27,2	20,6	19,3	32,3
	średnia	43,0	46,9	46,5	39,3	32,0	25,9	19,7	36,2
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 1,00 D – 2,85 D(O) – 4,03 O(D) – 1,00							
Liczba pędów (szt.)	Silver Beach	1,8	2,1	1,9	1,7	1,6	1,3	1,2	1,7
	Summer Beach	1,8	1,9	1,9	1,5	1,5	1,1	1,1	1,5
	średnia	1,8	2,0	1,9	1,6	1,6	1,2	1,2	1,6
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,10 D – 0,28 D x O – n.i.							
Liczba liści na pędzie głównym (szt.)	Silver Beach	5,0	5,3	5,3	4,6	4,2	3,8	3,0	4,5
	Summer Beach	4,6	4,4	4,3	4,1	3,3	2,5	2,3	3,6
	średnia	4,8	4,9	4,8	4,4	3,8	3,2	2,7	4,1
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,12 D – 0,33 D(O) – 0,47 O(D) – 0,12							
Liczba liści ogółem na roślinie (szt.)	Silver Beach	8,4	9,8	9,3	7,2	5,9	4,3	3,5	6,9
	Summer Beach	7,1	7,4	7,4	5,2	4,4	2,9	2,9	5,3
	średnia	7,8	8,6	8,4	6,2	5,2	3,6	3,2	6,1
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,29 D – 0,84 D x O – n.i.							
Indeks zazielenienia liści (SPAD)	Silver Beach	55,1	63,9	62,7	61,1	57,9	56,0	51,1	58,3
	Summer Beach	61,3	69,1	70,5	68,5	64,3	65,0	60,6	65,6
	średnia	58,2	66,5	66,6	64,8	61,1	60,5	55,9	62,0
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,86 D – 2,44 D x O – n.i.							

Objaśnienia:

n.i. – różnice nieistotne.

dawką suszu krewetkowego. Najmniej liści na pędzie głównym stwierdzono u roślin uprawianych w podłożu wzbogaconym o 15% tego komponentu. Równie małą ich liczbę wykształciły frezje rosnące w podłożu z 12,5-procentową dawką suszu krewetkowego.

W trakcie kolejnego terminu pomiaru – podczas kwitnienia – najwyższe frezje uzyskano, wzbogacając podłoże o 2,5% suszu krewetkowego. Najniższe, tak jak miesiąc po pierwszych wschodach, okazały się frezje uzyskane w obiekcie, w którym zastosowano 15% suszu (tab. 7). Różnica między tymi obiektami wynosiła 52,3%. Frezje rosnące w podłożu wzbogaconym o 5% suszu krewetkowego wykształciły więcej pędów w stosunku do roślin uprawianych w podłożu z 12,5- i 15-procentowym dodatkiem tego komponentu. Niezależnie od odmiany, najwięcej liści na pędzie głównym stwierdzono u roślin uzyskanych w obiekcie, gdzie zastosowano 5% suszu. Najmniej liści wykształciły frezje uprawiane w podłożu z największym dodatkiem suszu krewetkowego. W tym obiekcie rośliny, w stosunku do frezji uprawianych w podłożu z 5-procentowym dodatkiem suszu, wytworzyły o 26,1% mniej liści. Więcej liści ogółem na roślinie wykazano w obiektach, gdzie podłoże uzupełniono o 2,5 i 5% suszu krewetkowego w porównaniu z obiektami, w których do podłoża dodano 7,5 i 10% tego komponentu. Najmniej liści ogółem na roślinie stwierdzono u frezji rosnących w podłożu z 15-procentowym dodatkiem suszu krewetkowego. Równie małą liczbę liści wykształciły rośliny uzyskane w obiekcie, gdzie zastosowano 12,5% tego komponentu. We wszystkich obiektach doświadczalnych, w których podłoże wzbogacono o susz krewetkowy, frezje odznaczały się intensywniej zazielenionymi liśćmi w stosunku do roślin kontrolnych, u których oznaczono najmniejszy indeks zazielenienia liści. Porównując dawki, stwierdzono, że dodając 12,5 i 15% suszu uzyskano rośliny o liściach intensywniej zazielenionych, jedynie w stosunku do frezji uprawianych w podłożach z dodatkiem 2,5; 5 i 7,5% suszu. Podczas pełni kwitnienia, w porównaniu z roślinami odmiany ‘Silver Beach’, o 3,8% wyższe okazały się frezje odmiany ‘Summer Beach’. Rośliny tej odmiany wykształciły także o 25,7% więcej liści na pędzie głównym i charakteryzowały się o 6,3 SPAD intensywniej zazielenionymi liśćmi. Frezje odmiany ‘Silver Beach’, w porównaniu z roślinami odmiany ‘Summer Beach’, wytworzyły o 16,7% więcej pędów. W odniesieniu do wysokości roślin, liczby liści osadzonych na pędzie głównym i indeksu zazielenienia liści dowiedziono istotną interakcję między dawką suszu krewetkowego a ocenianymi odmianami. Najwyższe frezje u odmiany ‘Silver Beach’ uzyskano, dodając do podłoża 2,5% suszu krewetkowego. Równie wysokie były rośliny uprawiane w podłożach wzbogaconych o 5 i 7,5% tego komponentu. Najniższe rośliny stwierdzono w obiekcie, gdzie zastosowano największą dawkę suszu krewetkowego. U frezji odmiany ‘Summer Beach’ najwyższe były rośliny rosnące w podłożu z 2,5-procentowym dodatkiem suszu krewetkowego, najniższe zaś uprawiane w podłożu z jego 15-procentowym dodatkiem. Równie niskie rośliny u tej odmiany uzyskano, stosując susz krewetkowy w dawce 12,5%. Więcej liści na pędzie głównym u odmiany ‘Silver Beach’ wytworzyły rośliny uprawiane w podłożu z dodatkiem 5% suszu krewetkowego, tylko w stosunku do roślin kontrolnych oraz uzyskanych w obiekcie, w którym podłoże wzbogacono o 12,5% tego komponentu. Najmniej liści u tej odmiany stwierdzono w przypadku frezji rosnących w podłożu z 15-procentowym dodatkiem suszu krewetkowego. Frezje odmiany ‘Summer Beach’ uprawiane w podłożu wzbogaconym o 5% suszu krewetkowego wyróżniały się większą liczbą liści na

Tabela 7. Cechy wegetatywne frezji w zależności od dawki suszu krewetkowego podczas kwitnienia (średnia z lat 2009–2011)

Cecha	Odmiana (O)	Dawka suszu krewetkowego (%)							Średnia
		(D)							
		0,0	2,5	5,0	7,5	10,0	12,5	15,0	
Wysokość (cm)	Silver Beach	57,3	66,6	65,0	65,2	61,0	53,0	40,8	58,4
	Summer Beach	65,8	70,8	65,2	61,4	60,7	50,7	49,4	60,6
	średnia	61,6	68,7	65,1	63,3	60,9	51,9	45,1	59,5
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 1,17 D – 3,33 D(O) – 4,71 O(D) – 1,17							
Liczba pędów (szt.)	Silver Beach	2,3	2,4	2,4	2,0	2,0	1,8	1,5	2,1
	Summer Beach	2,0	2,2	2,3	2,0	1,8	1,3	1,2	1,8
	średnia	2,2	2,3	2,4	2,0	1,9	1,6	1,4	2,0
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,15 D – 0,41 D x O – n.i.							
Liczba liści na pędzie głównym (szt.)	Silver Beach	6,8	7,2	7,5	7,4	7,3	6,8	6,0	7,0
	Summer Beach	8,9	9,2	9,8	8,9	8,9	8,1	7,8	8,8
	średnia	7,9	8,2	8,7	8,2	8,1	7,5	6,9	7,9
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,16 D – 0,45 D(O) – 0,63 O(D) – 0,16							
Liczba liści ogółem na roślinie (szt.)	Silver Beach	13,8	14,2	14,8	12,2	12,4	10,3	8,5	12,3
	Summer Beach	12,9	15,0	15,0	12,8	11,7	9,4	9,7	12,4
	średnia	13,4	14,6	14,9	12,5	12,1	9,9	9,1	12,4
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – n.i. D – 2,09 D x O – n.i.							
Indeks zazielenienia liści (SPAD)	Silver Beach	51,5	58,4	57,8	57,0	61,1	62,1	60,0	58,3
	Summer Beach	54,5	64,1	65,8	66,2	65,6	67,4	68,9	64,6
	średnia	53,0	61,3	61,8	61,6	63,4	64,8	64,5	61,5
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,93 D – 2,64 D(O) – 3,73 O(D) – 0,93							

Objaśnienia jak w tabeli 6.

pędzie głównym jedynie w odniesieniu do roślin uzyskanych w obiektach kontrolnych i tych, gdzie zastosowano 7,5 i 10% tego komponentu. U tej odmiany najmniejszą liczbę liści stwierdzono u frezji rosnących w podłożu z 15-procentowym dodatkiem suszu krewetkowego. Równie małą liczbę liści wykształciły rośliny uprawiane w podłożu uzupełnionym o 12,5% suszu. W przypadku frezji odmiany 'Silver Beach', we wszystkich obiektach doświadczalnych, w których podłoże wzbogacono o susz krewetkowy, rośliny odznaczały się intensywniej zazielenionymi liśćmi w stosunku do roślin kontrolnych, u których oznaczono najmniejszy indeks zazielenienia liści. Wzbogacając podłoże o 12,5% suszu, uzyskano rośliny o liściach intensywniej zazielenionych jedynie w stosunku do frezji uprawianych w podłożach z 7,5-procentowym dodatkiem suszu. U frezji odmiany 'Summer Beach' rosnących w podłożu z 15-procentową dawką suszu krewetkowego oznaczono większy indeks zazielenienia liści w stosunku do roślin uprawianych w podłożu wzbogaconym o 2,5% tego komponentu. W przypadku tej odmiany najmniejszy indeks zazielenienia liści stwierdzono u roślin kontrolnych.

Pod koniec okresu wegetacji wykazano mniejsze różnice w wysokości frezji między porównywanymi obiektami doświadczalnymi niż podczas kwitnienia, jednak w odniesieniu do omawianej cechy stwierdzono identyczne zależności jak w trakcie poprzedniego terminu pomiaru (tab. 8). Frezje rosnące w podłożu z 5-procentowym dodatkiem suszu krewetkowego wykształciły więcej pędów, w porównaniu z roślinami kontrolnymi. Najmniejszą liczbę pędów u uprawianych frezji stwierdzono w obiekcie, gdzie zastosowano 15-procentową dawkę suszu krewetkowego. Największą liczbę liści ogółem na roślinie uzyskano u frezji rosnącej w podłożu z 5-procentowym dodatkiem suszu, najmniejszą, gdy podłoże wzbogacono o 15% tego komponentu. Rośliny uprawiane w podłożu wzbogaconym o susz krewetkowy w dawce 5% wykształciły najwięcej liści na pędzie głównym. Równie dużą ich liczbą wyróżniały się frezje rosnące w podłożu z dodatkiem 7,5 i 10% suszu. W pozostałych obiektach doświadczalnych, u roślin uprawianych w podłożu uzupełnionym o 15% suszu, uzyskano więcej liści w stosunku do frezji kontrolnych. Dodatek do podłoża suszu krewetkowego, niezależnie od zastosowanej dawki, wpłynął w istotny sposób na zwiększenie u uprawianych frezji indeksu zazielenienia liści, w stosunku do roślin kontrolnych. Większym natężeniem zielonej barwy liści charakteryzowały się jednak rośliny uprawiane w podłożu wzbogaconym o 5% suszu jedynie w porównaniu z frezjami uprawianymi w podłożu z 15-procentowym jego dodatkiem. Analogicznie jak podczas kwitnienia, pod koniec okresu wegetacji wyższe rośliny, o większej liczbie liści na pędzie głównym oraz o większym indeksie zazielenienia liści stwierdzono w przypadku odmiany 'Summer Beach'. Z kolei u frezji odmiany 'Silver Beach' uzyskano więcej pędów. Oceniając wysokość roślin, liczbę pędów i liczbę liści ogółem wykazano istotną interakcję między zastosowanymi dawkami suszu krewetkowego a uprawianymi odmianami. Frezje odmiany 'Silver Beach' uprawiane w podłożu z dodatkiem 2,5% suszu krewetkowego były najwyższe. Równie wysokie rośliny stwierdzono w obiektach, gdzie do podłoża dodano 5 i 7,5% suszu. Najniższe frezje uzyskano, wzbogacając podłoże o 15% suszu. Najwyższe rośliny u odmiany 'Summer Beach' stwierdzono w obiekcie, w którym do podłoża dodano 2,5% suszu. U tej odmiany najniższe rośliny uzyskano w wyniku ich uprawy w podłożu z dodatkiem 15% suszu krewetkowego. Równie niskie były frezje rosnące w podłożu wzbogaconym o 12,5% suszu. W odniesieniu do frezji odmiany 'Silver Beach', najwięcej pędów wykazano w obiektach,

Tabela 8. Cechy wegetatywne frezji w zależności od dawki suszu krewetkowego pod koniec okresu wegetacji (średnia z lat 2009–2011)

Cecha	Odmiana (O)	Dawka suszu krewetkowego (%) (D)							Średnia
		0,0	2,5	5,0	7,5	10,0	12,5	15,0	
Wysokość (cm)	Silver Beach	59,2	69,6	69,4	68,5	65,2	61,8	58,2	64,6
	Summer Beach	67,7	72,4	67,8	65,9	65,9	62,4	63,1	66,5
	średnia	63,5	71,0	68,6	67,2	65,6	62,1	60,7	65,6
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,66 D – 1,88 D(O) – 2,66 O(D) – 0,66							
Liczba pędów (szt.)	Silver Beach	2,3	2,4	2,4	2,0	2,0	1,8	1,5	2,1
	Summer Beach	2,0	2,2	2,3	2,0	1,9	1,4	1,3	1,9
	średnia	2,2	2,3	2,4	2,0	2,0	1,6	1,4	2,0
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,06 D – 0,16 D(O) – 0,23 O(D) – 0,06							
Liczba liści na pędzie głównym (szt.)	Silver Beach	7,2	7,7	8,0	8,1	7,8	7,5	7,9	7,7
	Summer Beach	9,5	9,9	10,8	10,3	10,5	10,0	9,8	10,1
	średnia	8,4	8,8	9,4	9,2	9,2	8,8	8,9	8,9
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,18 D – 0,50 D x O – n.i.							
Liczba liści ogółem na roślinie (szt.)	Silver Beach	16,0	18,4	19,4	16,9	16,7	14,7	12,1	16,3
	Summer Beach	17,6	19,3	20,4	19,4	18,2	13,5	12,8	17,3
	średnia	16,8	18,9	19,9	18,2	17,5	14,1	12,5	16,8
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,32 D – 0,92 D(O) – 1,30 O(D) – 0,32							
Indeks zazielenienia liści (SPAD)	Silver Beach	53,2	60,6	61,2	58,1	58,0	58,4	58,8	58,3
	Summer Beach	57,7	64,7	67,3	67,3	63,8	65,8	64,1	64,4
	średnia	55,5	62,7	64,3	62,7	60,9	62,1	61,5	61,4
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 1,09 D – 3,12 D x O – n.i.							

Objaśnienia jak w tabeli 6.

gdzie do podłoża dodano 2,5 i 5% suszu. Równie dużą liczbę pędów wykształciły rośliny kontrolne. Najmniej pędów u tej odmiany uzyskano u roślin rosnących w podłożu z 15-procentową dawką suszu. Frezje odmiany 'Summer Beach' rosnące w podłożu wzbogaconym o 5% suszu wytworzyły więcej pędów, w porównaniu z obiektem, gdzie zastosowano 10% tego komponentu. U tej odmiany najmniej pędów stwierdzono u roślin uprawianych w podłożu z 15-procentowym dodatkiem suszu krewetkowego. Równie małą liczbę pędów wykształciły frezje rosnące w podłożu wzbogaconym o 12,5% tego komponentu. Najwięcej liści ogółem na roślinie u odmiany 'Silver Beach' uzyskano w przypadku frezji uprawianych w podłożu z 5-procentowym dodatkiem suszu. Równie dużą liczbą liści wyróżniały się rośliny w obiekcie, w którym zastosowano ten komponent w dawce 2,5%. Najmniej liści ogółem na roślinie stwierdzono, gdy podłoże wzbogacono o 15% tego komponentu. U frezji odmiany 'Summer Beach' uprawianej w podłożu z dodatkiem 5% suszu krewetkowego uzyskano więcej liści ogółem na roślinie, w stosunku do frezji uprawianej w podłożu bez dodatku tego komponentu. Najmniej liści u tej odmiany wykształciły rośliny rosnące w podłożu wzbogaconym o susz krewetkowy w dawce 15%. Równie małą liczbę liści wykazano u frezji uzyskanych w obiekcie, gdzie zastosowano 12,5% tego komponentu.

4.1.3. Cechy generatywne

Analizując dane dotyczące cech generatywnych, wykazano istotny wpływ zastosowanej dawki suszu krewetkowego na wartość dekoracyjną frezji (tab. 9). W przypadku, gdy podłoże wzbogacono o susz krewetkowy w dawkach 2,5, 5, 7,5, 10 i 12,5% stwierdzono, że frezje wykształciły dłuższe główne pędy kwiatostanowe, w porównaniu z kontrolą i roślinami uprawianymi w podłożu z dodatkiem 15% suszu. Stosując susz krewetkowy jako komponent podłoża w największej dawce, uzyskano krótsze pędy kwiatostanowe i kwiatostany I rzędu w stosunku do kontroli i pozostałych dawek suszu. Wzbogacenie podłoża o 5% suszu pozwoliło uzyskać rośliny o większej liczbie kwiatów w stosunku do frezji kontrolnych i rosnących w podłożu z dodatkiem 15% suszu. Kwiaty o większej średnicy w kwiatostanie I rzędu wykształciły rośliny rosnące w podłożu z dodatkiem 5% suszu krewetkowego w stosunku do frezji uprawianych w podłożu uzupełnionym o 12,5% suszu. Najmniejszą średnicą kwiatów charakteryzowały się rośliny rosnące w podłożu z dodatkiem 15% suszu. Rośliny uprawiane w podłożu z 2,5-, 5-, 7,5- i 10-procentowym dodatkiem suszu wyróżniały się większą liczbą kwiatostanów II rzędu w porównaniu z roślinami uprawianych w podłożu z 15-procentową dawką suszu.

W przeprowadzonych badaniach, mimo znacznych wahań temperatury między dniem a nocą, frezje z grupy Beach: 'Silver Beach' (fot. 7) i 'Summer Beach' (fot. 8) wykształciły bardzo dobrej jakości kwiatostany. Tylko w przypadku roślin odmiany 'Silver Beach' 1% uzyskanych kwiatostanów był zniekształcony. Deformacje polegały na przekształceniu pąków kwiatowych w boczne rozgałęzienia kwiatostanu (fot. 9). Niezależnie od zastosowanej dawki suszu krewetkowego, frezje odmiany 'Silver Beach', w porównaniu z roślinami odmiany 'Summer Beach', wytworzyły o 8,4% dłuższe pędy kwiatostanowe I rzędu, o 10,9% więcej kwiatów w kwiatostanie i o 16,7 % więcej kwiatostanów II rzędu. Natomiast frezje odmiany 'Summer Beach' odznaczały się kwiatami o 5,3% większej średnicy.

Tabela 9. Cechy generatywne frezji w zależności od dawki suszu krewetkowego (średnia z lat 2009–2011)

Cecha	Odmiana (O)	Dawka suszu krewetkowego (D)							Średnia
		(%)							
		0,0	2,5	5,0	7,5	10,0	12,5	15,0	
Długość całkowita głównego pędu kwiatostanowego (cm)	Silver Beach	54,1	57,7	57,5	56,6	54,3	53,3	42,0	53,6
	Summer Beach	43,2	53,8	55,9	56,2	54,8	55,4	54,6	53,4
	średnia	48,7	55,8	56,7	56,4	54,6	54,4	48,3	53,5
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – n.i. D – 2,77 D(O) – 3,91 O(D) – 0,97							
Długość pędu kwiatostanowego I rzędu (cm)	Silver Beach	14,8	15,7	15,2	15,3	14,5	14,3	9,6	14,2
	Summer Beach	12,9	13,0	14,0	13,1	13,0	13,3	12,6	13,1
	średnia	13,9	14,4	14,6	14,2	13,8	13,8	11,1	13,7
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,43 D – 1,23 D(O) – 1,74 O(D) – 0,43							
Długość kwiatostanu I rzędu (cm)	Silver Beach	7,6	7,9	7,9	7,5	7,2	7,4	6,6	7,4
	Summer Beach	7,4	7,7	8,2	8,0	7,7	7,6	6,7	7,6
	średnia	7,5	7,8	8,1	7,8	7,5	7,5	6,7	7,5
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – n.i. D – 0,74 D x O – n.i.							
Liczba kwiatów w kwiatostanie I rzędu (szt.)	Silver Beach	10,7	11,6	11,7	11,8	11,6	11,5	9,5	11,2
	Summer Beach	9,2	10,2	11,3	10,2	10,2	9,7	9,7	10,1
	średnia	10,0	10,9	11,5	11,0	10,9	10,6	9,6	10,7
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,24 D – 0,67 D(O) – 0,95 O(D) – 0,24							
Średnica kwiatu osadzonego w kwiatostanie I rzędu (szt.)	Silver Beach	5,7	5,8	5,9	5,8	5,6	5,7	5,1	5,7
	Summer Beach	6,0	6,0	6,4	6,0	6,2	5,8	5,4	6,0
	średnia	5,9	5,9	6,2	5,9	5,9	5,8	5,3	5,9
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,11 D – 0,32 D x O – n.i.							
Liczba kwiatostanów II rzędu (szt.)	Silver Beach	2,2	2,4	2,2	2,1	2,2	2,0	1,5	2,1
	Summer Beach	1,3	1,8	1,9	2,0	2,0	1,9	1,7	1,8
	średnia	1,8	2,1	2,1	2,1	2,1	2,0	1,6	2,0
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,10 D – 0,27 D(O) – 0,38 O(D) – 0,10							

Objaśnienia jak w tabeli 6.



Fot. 7. Kwiatostan frezji odmiany 'Silver Beach'



Fot. 8. Kwiatostan frezji odmiany 'Summer Beach'



Fot. 9. Zdeformowany kwiatostan frezji odmiany 'Silver Beach'

W przypadku długości głównego pędu kwiatostanowego, długości pędu kwiatostanowego I rzędu, liczby kwiatów osadzonych w kwiatostanach I rzędu i liczby kwiatostanów II rzędu, stwierdzono istotną interakcję między ocenianymi w doświadczeniu czynnikami. U odmiany 'Silver Beach', uprawianej w podłożu z dodatkiem 2,5 i 5% suszu krewetkowego, uzyskano dłuższe pędy kwiatostanowe w stosunku do roślin uprawianych w podłożu wzbogaconym o 12,5% suszu. Najkrótsze pędy u tej odmiany wykształciły frezje, rosnące w podłożu, do którego dodano 15% tego komponentu. W przypadku frezji odmiany 'Summer Beach', w porównaniu z kontrolą, wszystkie zastosowane dawki suszu krewetkowego wpłynęły na zwiększenie długości głównych pędów kwiatostanowych. Dłuższe pędy kwiatostanowe I rzędu u odmiany 'Silver Beach' wytworzyły rośliny kontrolne i uprawiane w obiektach, gdzie do podłoża dodano susz krewetkowy w dawkach 2,5, 5, 7,5, 10 i 12,5%, krótsze pędy uzyskano, wzbogacając podłoże o 15% suszu. Zastosowany jako komponent podłoża susz krewetkowy u frezji odmiany 'Summer Beach' nie wpłynął, w stosunku do kontroli, na długość wykształconych przez rośliny pędów kwiatostanowych I rzędu. Frezje odmiany 'Silver Beach' uprawiane w obiekcie, gdzie zastosowano susz krewetkowy w dawkach 5 i 7,5% wyróżniały się większą liczbą kwiatów w kwiatostanie I rzędu, w porównaniu z roślinami kontrolnymi. Najmniej kwiatów u tej odmiany stwierdzono w obiekcie, w którym do podłoża dodano 15% suszu. Najwięcej kwiatów w kwiatostanie I rzędu u odmiany 'Summer Beach' uzyskano w przypadku roślin rosnących w podłożu z 5-procentowym dodatkiem suszu krewetkowego. W pozostałych obiektach doświadczalnych, tj. w tych, gdzie podłoże wzbogacono 2,5-, 7,5- i 10-procentową dawką tego komponentu, frezje wytworzyły więcej kwiatów w stosunku do obiektu kontrolnego. Więcej kwiatostanów II rzędu u odmiany 'Silver Beach' uzyskano u roślin uprawianych w podłożu z 2,5-procentowym dodatkiem suszu, w porównaniu z frezjami rosnącymi w podłożu wzbogaconym o 12,5% suszu. Najmniej kwiatostanów II rzędu wykształciły rośliny w obiekcie, gdzie zastosowano największą dawkę tego komponentu. U frezji odmiany 'Summer Beach', w porównaniu z kontrolą, wszystkie zastosowane dawki suszu krewetkowego wpłynęły na zwiększenie liczby wykształconych kwiatostanów II rzędu.

4.1.4. Plon bulw

Największy współczynnik przyrostu masy bulw ogółem w 2009 roku uzyskano, stosując 5-procentową dawkę suszu krewetkowego (tab. 10). W kolejnym roku największy współczynnik stwierdzono u roślin uprawianych w podłożu z dodatkiem 2,5% suszu. Równie dużym współczynnikiem wyróżniały się frezje rosnące w podłożu wzbogaconym o 5% tego komponentu. W 2011 roku, wzbogacając podłoże o 2,5% suszu, uzyskano większy współczynnik niż kiedy dodano do niego 10 i 12,5% suszu. We wszystkich latach prowadzenia doświadczenia, niezależnie od ocenianej odmiany, istotnie najmniejszy współczynnik przyrostu masy bulw ogółem stwierdzono u frezji uprawianej w podłożu wzbogaconym o 15% suszu krewetkowego – uzyskane bulwy były nadmiernie wydłużone oraz pokryte zdeformowanymi łuskami i nie nadawały się do sadzenia w kolejnym cyklu uprawowym. W 2009 i 2011 roku u frezji odmiany 'Silver Beach' uzyskano odpowiednio o 20,1 i 61,4% istotnie większy współczynnik w stosunku do roślin odmiany 'Summer Beach'. W 2010 roku stwierdzono

odwrotną zależność, a różnice wynosiły 15,5%. Na podstawie średnich wyników z lat badań największy współczynnik przyrostu masy bulw ogółem wykazano u roślin uprawianych w podłożu wzbogaconym o 2,5% suszu. Równie duży współczynnik uzyskano u frezji uprawianych w podłożu z dodatkiem 5% suszu. Najmniejszy współczynnik przyrostu masy bulw ogółem stwierdzono u roślin rosnących w podłożu, do którego dodano 15% suszu. U frezji odmiany 'Silver Beach' uzyskano o 16,5% większy współczynnik przyrostu masy bulw ogółem w stosunku do roślin odmiany 'Summer Beach'. Wykazano istotną interakcję między dawką suszu krewetkowego a odmianą. Największy współczynnik przyrostu masy bulw ogółem u frezji odmiany 'Silver Beach' uzyskano, wzbogacając podłoże o 5% suszu. Równie duży współczynnik wykazano u roślin rosnących w podłożu, do którego dodano 2,5% tego komponentu. Natomiast najmniejszy współczynnik stwierdzono u roślin uprawianych w podłożu zawierającym 15-procentową dawkę suszu. W przypadku frezji odmiany 'Summer Beach' współczynnik przyrostu masy bulw ogółem był największy w wyniku jej uprawy w podłożu z 2,5-procentowym dodatkiem suszu krewetkowego. Równie duży współczynnik uzyskano, wzbogacając podłoże o 5% tego komponentu. Najmniejszy współczynnik u tej odmiany stwierdzono u roślin rosnących w podłożu, do którego dodano 15% suszu krewetkowego.

Współczynnik przyrostu masy bulw następczych frezji w istotny sposób zależał od dawki suszu krewetkowego (tab. 11). W 2009 roku, dodając do podłoża susz krewetkowy w dawkach 2,5 i 5%, uzyskano większy współczynnik przyrostu masy bulw następczych, w porównaniu z frezją rosnącą w podłożu z dodatkiem 12,5% suszu. Najmniejszy współczynnik stwierdzono w przypadku roślin uprawianych w podłożu z 15-procentową dawką suszu. W kolejnym roku u frezji rosnącej w podłożu z dodatkiem suszu krewetkowego w dawce 2,5% wykazano o 94% większy współczynnik, jedynie w stosunku do roślin uprawianych w podłożu wzbogaconym o 15% suszu. W 2011 roku, podobnie jak w 2009 roku, większym współczynnikiem wyróżniały się rośliny rosnące w podłożu uzupełnionym o 2,5 i 5% suszu, ale tylko w stosunku do roślin kontrolnych. Najmniejszy współczynnik uzyskano u roślin uprawianych w obiekcie z dodatkiem 15% suszu krewetkowego. W dwóch pierwszych latach prowadzenia doświadczenia u frezji odmiany 'Summer Beach' stwierdzono większy współczynnik w stosunku do roślin odmiany 'Silver Beach'. W 2011 roku wykazano odwrotną zależność. Na podstawie średnich wyników z lat badań stwierdzono, że większy współczynnik przyrostu masy bulw następczych frezji uzyskano, wzbogacając podłoże o 2,5% suszu krewetkowego, w porównaniu z frezjami kontrolnymi i rosnącymi w podłożu uzupełnionym o 12,5% suszu. Najmniejszy współczynnik wykazano u roślin uprawianych w podłożu zawierającym 15-procentową dawkę suszu. W przeprowadzonym doświadczeniu dowiedziono istotną interakcję między zastosowaną dawką suszu krewetkowego a uprawianymi odmianami. U odmiany 'Silver Beach' większy współczynnik przyrostu masy bulw następczych uzyskano u roślin kontrolnych i uprawianych w obiektach, gdzie do podłoża dodano susz krewetkowy w dawkach: 2,5, 5, 7,5, 10 i 12,5%, mniejszy zaś, stosując dawkę 15%. W przypadku frezji odmiany 'Summer Beach' współczynnik przyrostu masy bulw następczych był większy w obiekcie, gdzie podłoże wzbogacano o 2,5% suszu krewetkowego w stosunku do obiektów, w których do podłoża dodano 12,5 i 15% tego komponentu.

We wszystkich latach prowadzenia badań wykazano istotny wpływ dawki suszu krewetkowego na wielkość współczynnika przyrostu liczby bulw ogółem u ocenianych odmian frezji (tab. 12). W 2009 i 2011 roku największy współczynnik uzyskano u roślin uprawianych w podłożu z 2,5-procentowym dodatkiem suszu. Natomiast w 2010 roku współczynnik ten był największy w przypadku zastosowania tego komponentu podłoża w dawce 5%. We wszystkich latach badań, niezależnie od odmiany, najmniejszy współczynnik wykazano u roślin rosnących w podłożu z 15-procentowym dodatkiem suszu krewetkowego. U frezji odmiany 'Silver Beach' stwierdzono większy współczynnik przyrostu liczby bulw ogółem, w porównaniu do roślin odmiany 'Summer Beach'. Największe różnice wykazano w 2009 roku – 130,8%, mniejsze w 2011 roku – 88,9%, najmniejsze w 2010 roku – 85,5%. Niezależnie od roku prowadzenia badań, największy współczynnik przyrostu liczby bulw ogółem uzyskano u roślin uprawianych w podłożu wzbogaconym o 2,5% suszu. Najmniejszy współczynnik stwierdzono, gdy do podłoża dodano 15% tego komponentu. Różnica ta wynosiła aż 238,5%. W przypadku frezji odmiany 'Silver Beach' wykazano o 98,8% większy współczynnik, w stosunku do roślin odmiany 'Summer Beach'. W przeprowadzonym doświadczeniu stwierdzono istotną interakcję między badanymi czynnikami. U frezji odmiany 'Silver Beach' współczynnik przyrostu liczby bulw ogółem był największy w przypadku zastosowania jako komponentu podłoża suszu krewetkowego w dawce 2,5%, najmniejszy zaś przy 15-procentowej jego dawce. Większy współczynnik przyrostu liczby bulw ogółem u frezji odmiany 'Summer Beach' uzyskano w obiektach, gdzie podłoże wzbogacono o 2,5, 5, i 7,5% suszu krewetkowego w stosunku obiektów, w których do podłoża dodano 12,5 i 15% tego komponentu.

Współczynnik przyrostu liczby bulw następczych, we wszystkich latach prowadzenia badań, w istotny sposób zależał od dawki zastosowanego suszu krewetkowego (tab. 13). Oddziaływanie to jednak różniło się w poszczególnych latach. W pierwszym roku trwania doświadczenia, uprawiając frezje w podłożu z 5-procentowym dodatkiem suszu, uzyskano większy współczynnik tylko w stosunku do roślin rosnących w podłożach z dodatkiem 10, 12,5 i 15% tego komponentu. W 2010 roku współczynnik przyrostu liczby bulw następczych był największy w obiekcie, gdzie susz krewetkowy zastosowano w dawce 5%, a w 2011 roku w tym obiekcie, w którym podłoże wzbogacono o 2,5% suszu. W 2010 roku najmniejszy współczynnik wykazano w wyniku uprawy frezji w podłożu z dodatkiem 15% suszu. Równie mały współczynnik stwierdzono u roślin rosnących w podłożu z dodatkiem 12,5% suszu. Natomiast w 2011 roku najmniejszym współczynnikiem charakteryzowały się frezje w obiekcie, w którym zastosowano susz krewetkowy w dawce 15%. Niezależnie od dawki suszu krewetkowego, w 2009 i 2011 roku u frezji odmiany 'Silver Beach' uzyskano odpowiednio o 36,4 i 8,4% większy współczynnik przyrostu liczby bulw niż w przypadku roślin odmiany 'Summer Beach'. Takiej zależności nie wykazano w 2010 roku. Na podstawie średnich wyników z lat badań stwierdzono, że największym współczynnikiem przyrostu liczby bulw następczych wyróżniały się frezje rosnące w podłożu, do którego dodano 5% suszu krewetkowego. Równie dużym współczynnikiem wyróżniały się rośliny rosnące w podłożu z 2,5-procentowym dodatkiem suszu. Najmniejszy współczynnik uzyskano natomiast u roślin uprawianych w podłożu wzbogaconym o 15% tego komponentu. Frezje odmiany 'Silver Beach' odznaczały się

Tabela 10. Współczynnik przyrostu masy bulw ogółem frezji w zależności od dawki suszu krewetkowego (w latach 2009–2011 i średnia z lat 2009–2011)

Lata badań	Odmiana (O)	Dawka suszu krewetkowego (%) (D)							Średnia
		0,0	2,5	5,0	7,5	10,0	12,5	15,0	
2009	Silver Beach	4,48	5,91	6,64	4,43	4,75	3,93	2,15	4,61
	Summer Beach	4,15	4,89	5,75	4,49	3,06	2,49	2,04	3,84
	średnia	4,32	5,40	6,20	4,46	3,91	3,21	2,10	4,23
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,350 D – 1,015 D x O – n.i.							
2010	Silver Beach	3,16	4,05	3,81	3,24	3,28	2,86	1,30	3,10
	Summer Beach	3,86	5,10	5,11	3,91	3,34	2,30	1,45	3,58
	średnia	3,51	4,58	4,46	3,58	3,31	2,58	1,38	3,34
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,253 D – 0,734 D(O) – 1,037 O(D) – 0,670							
2011	Silver Beach	3,42	4,79	4,69	3,16	3,13	3,29	0,88	3,34
	Summer Beach	2,11	3,28	2,26	2,46	1,79	1,57	0,99	2,07
	średnia	2,77	4,04	3,48	2,81	2,46	2,43	0,94	2,71
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,308 D – 0,892 D(O) – 1,261 O(D) – 0,814							
2009–2011	Silver Beach	3,69	4,92	5,05	3,61	3,72	3,36	1,44	3,68
	Summer Beach	3,37	4,42	4,37	3,62	2,73	2,12	1,49	3,16
	średnia	3,53	4,67	4,71	3,62	3,23	2,74	1,47	3,42
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,172 D – 0,488 D(O) – 0,690 O(D) – 0,172							

Objaśnienia jak w tabeli 6.

Tabela 11. Współczynnik przyrostu masy bulw następczych frezji w zależności od dawki suszu krewetkowego (w latach 2009–2011 i średnia z lat 2009–2011)

Lata badań	Odmiana (O)	Dawka suszu krewetkowego (%)							Średnia
		(D)							
		0,0	2,5	5,0	7,5	10,0	12,5	15,0	
2009	Silver Beach	2,07	2,74	2,92	2,64	2,66	2,40	1,38	2,40
	Summer Beach	2,74	3,66	3,55	2,90	2,50	1,99	1,38	2,67
	średnia	2,41	3,20	3,24	2,77	2,58	2,20	1,38	2,54
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,191 D – 0,554 D(O) – 0,783 O(D) – 0,506							
2010	Silver Beach	1,16	1,26	1,22	1,12	1,14	1,06	0,94	1,13
	Summer Beach	1,27	2,61	1,50	1,35	1,29	1,14	1,05	1,46
	średnia	1,22	1,94	1,36	1,24	1,22	1,10	1,00	1,30
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,295 D – 0,855 D x O – n.i.							
2011	Silver Beach	1,29	1,60	1,80	1,66	1,66	1,54	0,74	1,47
	Summer Beach	1,05	1,35	1,25	1,25	1,03	0,95	0,71	1,08
	średnia	1,17	1,48	1,53	1,46	1,35	1,25	0,73	1,28
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,101 D – 0,292 D(O) – 0,413 O(D) – 0,266							
2009–2011	Silver Beach	1,51	1,87	1,98	1,81	1,82	1,67	1,02	1,67
	Summer Beach	1,69	2,54	2,10	1,83	1,61	1,36	1,05	1,74
	średnia	1,60	2,21	2,04	1,82	1,72	1,52	1,04	1,71
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – n.i. D – 0,336 D(O) – 0,476 O(D) – 0,118							

Objaśnienia jak w tabeli 6.

Tabela 12. Współczynnik przyrostu liczby bulw ogółem frezji w zależności od dawki suszu krewetkowego (w latach 2009–2011 i średnia z lat 2009–2011)

Lata badań	Odmiana (O)	Dawka suszu krewetkowego (%) (D)							Średnia
		0,0	2,5	5,0	7,5	10,0	12,5	15,0	
2009	Silver Beach	5,07	6,67	5,27	4,27	4,53	4,07	2,60	4,64
	Summer Beach	2,27	2,93	2,87	2,67	1,13	1,07	1,13	2,01
	średnia	3,67	4,80	4,07	3,47	2,83	2,57	1,87	3,33
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,531 D – 1,540 D x O – n.i.							
2010	Silver Beach	7,13	8,00	7,33	5,27	4,47	4,53	1,73	5,49
	Summer Beach	3,60	3,77	5,33	3,73	2,27	1,00	1,00	2,96
	średnia	5,37	5,89	6,33	4,50	3,37	2,77	1,37	4,23
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,574 D – 1,662 D(O) – 2,350 O(D) – 1,517							
2011	Silver Beach	5,13	7,87	5,93	3,67	3,73	3,93	1,87	4,59
	Summer Beach	3,00	3,47	3,13	2,93	1,73	1,40	1,33	2,43
	średnia	4,07	5,67	4,53	3,30	2,73	2,67	1,60	3,51
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,632 D – 1,831 D(O) – 2,593 O(D) – 1,673							
2009–2011	Silver Beach	5,78	7,51	6,18	4,40	4,24	4,18	2,07	4,91
	Summer Beach	2,96	3,39	3,78	3,11	1,71	1,16	1,15	2,47
	średnia	4,37	5,45	4,98	3,76	2,98	2,67	1,61	3,69
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,325 D – 0,925 D(O) – 1,308 O(D) – 0,325							

Objaśnienia jak w tabeli 6.

Tabela 13. Współczynnik przyrostu liczby bulw następczych frezji w zależności od dawki suszu krewetkowego (w latach 2009–2011 i średnia z lat 2009–2011)

Lata badań	Odmiana (O)	Dawka suszu krewetkowego (%)							Średnia
		(D)							
		0,0	2,5	5,0	7,5	10,0	12,5	15,0	
2009	Silver Beach	1,80	2,00	2,00	1,60	1,60	1,67	1,66	1,76
	Summer Beach	1,47	1,27	1,60	1,47	1,13	1,07	1,00	1,29
	średnia	1,64	1,64	1,80	1,54	1,37	1,37	1,33	1,53
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,114 D – 0,330 D x O – n.i.							
2010	Silver Beach	2,60	2,70	2,80	2,43	2,37	1,67	1,23	2,26
	Summer Beach	2,37	2,83	3,33	2,47	2,30	1,47	1,40	2,31
	średnia	2,49	2,77	3,07	2,45	2,34	1,57	1,32	2,29
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – n.i. D – 0,264 D(O) – 0,373 O(D) – 0,241							
2011	Silver Beach	2,17	2,43	2,40	1,77	1,90	1,70	1,23	1,94
	Summer Beach	2,00	2,30	1,80	1,90	1,80	1,47	1,27	1,79
	średnia	2,09	2,37	2,10	1,84	1,85	1,59	1,25	1,87
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,072 D – 0,208 D(O) – 0,294 O(D) – 0,190							
2009–2011	Silver Beach	2,19	2,38	2,40	1,93	1,96	1,68	1,37	1,99
	Summer Beach	1,95	2,13	2,24	1,95	1,74	1,34	1,22	1,80
	średnia	2,07	2,26	2,32	1,94	1,85	1,51	1,30	1,90
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,053 D – 0,149 D(O) – 0,211 O(D) – 0,053							

Objaśnienia jak w tabeli 6.

o 10,6% większym współczynnikiem przyrostu liczby bulw następczych, w porównaniu z roślinami odmiany 'Summer Beach'. W odniesieniu do omawianej cechy wykazano również istotną interakcję między zastosowanymi w badaniach czynnikami. Największy współczynnik przyrostu liczby bulw następczych u frezji odmiany 'Silver Beach' uzyskano, wzbogacając podłoże o 5% suszu. Równie duży współczynnik wykazano u roślin rosnących w podłożu, do którego dodano 2,5% tego komponentu oraz frezji kontrolnych. Najmniejszy współczynnik natomiast stwierdzono u roślin uprawianych w podłożu zawierającym 15-procentową dawkę suszu. W przypadku odmiany 'Summer Beach' większy współczynnik przyrostu liczby bulw następczych wykazano u roślin rosnących w podłożu wzbogaconym o 5% suszu krewetkowego, w porównaniu z frezjami uprawianymi w podłożu wzbogaconym o 10% tego komponentu. U tej odmiany najmniejszy współczynnik uzyskano w wyniku dodania do podłoża 15% suszu krewetkowego. Równie mały współczynnik wykazano u roślin rosnących w podłożu z dodatkiem 12,5% tego komponentu.

4.1.5. Zawartość makro- i mikroskładników

Na zawartość w liściach frezji N, K i Ca, podczas kwitnienia, istotnie wpływała dawka zastosowanego suszu krewetkowego jako komponentu podłoża. Takiej zależności nie wykazano w stosunku do ilości P i Mg (tab. 14). Więcej N oznaczono u roślin rosnących w podłożu wzbogaconym o 2,5 i 5% suszu krewetkowego, w porównaniu z frezją uprawianą w podłożu uzupełnionym o 15% suszu. Oceniając zawartość K, wykazano jego większą zawartość w liściach frezji uprawianej w podłożu, do którego dodano 12,5 i 15% suszu tylko w stosunku do roślin kontrolnych. Inną zależność stwierdzono w odniesieniu do zawartości Ca w liściach frezji. W obiekcie, gdzie jako komponent podłoża zastosowano 5% suszu oznaczono odpowiednio o 2,05 i 2,07 g·kg⁻¹ s.m. więcej tego makroskładnika jedynie w porównaniu z obiektami, w których podłoże uzupełniono o 10 i 12,5% suszu. W przeprowadzonym doświadczeniu frezje odmiany 'Summer Beach' wyróżniały się większą – odpowiednio o 1,26 i 2,30 g·kg⁻¹ s.m. – zawartością Ca i K w liściach niż rośliny odmiany 'Silver Beach'.

Pod koniec okresu wegetacji, niezależnie od odmiany, w porównaniu z analizami przeprowadzonymi podczas kwitnienia, oznaczono w liściach frezji więcej P, K i Ca, natomiast mniej N. Zawartość Mg kształtowała się na zbliżonym poziomie. W tym terminie pomiaru zastosowana dawka suszu krewetkowego istotnie wpływała na zawartość w liściach N, P, K i Ca. Więcej N stwierdzono u roślin uprawianych w podłożu wzbogaconym o 12,5% suszu w stosunku do frezji kontrolnych. Analizując ilość P w liściach, wykazano większą zawartość tego makroskładnika u roślin uzyskanych w obiekcie, w którym podłoże uzupełniono o 7,5% suszu, w odniesieniu do frezji uprawianej w podłożu wzbogaconym o 15% suszu. Więcej K w liściach oznaczono u frezji rosnących w podłożach uzupełnionych o 2,5, 5, i 7,5% suszu jedynie w stosunku do roślin kontrolnych. Największą zawartością Ca w liściach charakteryzowały się frezje uzyskane podczas ich uprawy w podłożu z dodatkiem 5% suszu, najmniejszą natomiast z dodatkiem 15% tego komponentu. Pod koniec okresu wegetacji, niezależnie od zastosowanej dawki suszu krewetkowego, w liściach frezji odmiany 'Summer

Tabela 14. Zawartość makroskładników ($\text{g} \cdot \text{kg}^{-1}$ s.m.) w liściach frezji w zależności od odmiany i dawki suszu krewetkowego podczas pełni kwitnienia i pod koniec okresu wegetacji (średnia z lat 2009–2011)

Makroskładnik ($\text{g} \cdot \text{kg}^{-1}$ s.m.)	Odmiana (O)	Termin																					
		pełnia kwitnienia								koniec okresu wegetacji													
		dawka suszu krewetkowego (%)							średnia	dawka suszu krewetkowego (%)							średnia						
		(D)								(D)													
0,00	2,5	5,0	7,5	10,0	12,5	15,0	0,0	2,5	5,0	7,5	10,0	12,5	15,0	0,0	2,5	5,0	7,5	10,0	12,5	15,0			
N	Silver Beach	20,2	21,0	24,1	22,3	21,3	20,9	20,2	21,4	8,7	10,4	12,4	13,1	10,7	10,6	10,6	10,9						
	Summer Beach	20,0	27,5	22,8	24,2	21,1	22,0	19,7	22,5	12,7	13,3	12,9	14,9	15,6	20,0	17,8	15,3						
	średnia	20,1	24,3	23,5	23,3	21,2	21,5	20,0	22,0	10,7	11,9	12,7	14,0	13,2	15,3	14,2	13,1						
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – n.i. D – 3,27 D(O) – 4,63 O(D) – 2,90							O – 0,89 D – 2,66 D(O) – 3,77 O(D) – 2,37														
P	Silver Beach	4,11	5,03	4,44	4,35	3,61	3,12	3,78	4,06	4,11	5,84	6,33	7,11	5,55	5,52	3,72	5,45						
	Summer Beach	3,81	4,61	4,02	3,73	4,02	3,71	3,43	3,90	5,04	4,83	6,12	6,22	6,00	4,15	4,92	5,33						
	średnia	3,96	4,82	4,23	4,04	3,82	3,42	3,61	3,98	4,58	5,34	6,23	6,67	5,78	4,84	4,32	5,39						
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – n.i. D – n.i. D x O – n.i.							O – n.i. D – 1,682 D x O – n.i.														
K	Silver Beach	23,4	24,1	24,1	25,6	25,4	28,1	27,4	25,4	32,5	39,5	39,8	45,6	37,5	40,3	37,8	39,0						
	Summer Beach	24,8	26,3	28,8	27,0	28,6	28,8	29,3	27,7	37,6	41,6	40,3	38,9	38,5	36,4	38,8	38,9						
	średnia	24,1	25,2	26,5	26,3	27,0	28,5	28,4	26,6	35,1	40,6	40,1	42,3	38,0	38,4	38,3	39,0						
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 1,18 D – 3,52 D x O – n.i.							O – n.i. D – 4,34 D(O) – 6,13 O(D) – 3,85														
Ca	Silver Beach	7,42	8,63	9,62	9,31	9,42	7,72	7,09	8,46	16,0	17,8	20,0	15,9	16,9	15,9	13,6	16,6						
	Summer Beach	10,84	10,32	11,30	9,22	7,40	9,05	9,94	9,72	17,5	19,1	19,2	22,8	18,3	16,9	15,0	18,4						
	średnia	9,13	9,48	10,46	9,27	8,41	8,39	8,52	9,09	16,8	18,5	19,6	19,4	17,6	16,4	14,3	17,5						
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,656 D – 1,955 D(O) – 2,764 O(D) – 1,736							O – 0,92 D – 2,74 D(O) – 3,87 O(D) – 2,43														
Mg	Silver Beach	2,22	1,83	1,91	1,94	1,92	1,75	1,64	1,89	2,22	2,23	2,31	2,44	2,12	2,03	2,13	2,21						
	Summer Beach	2,52	2,03	2,34	1,84	2,32	1,70	1,53	2,04	2,51	2,22	2,43	1,94	1,93	1,84	1,80	2,10						
	średnia	2,37	1,93	2,13	1,89	2,12	1,73	1,59	1,97	2,37	2,23	2,37	2,19	2,03	1,94	1,97	2,16						
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – n.i. D – n.i. D x O – n.i.							O – n.i. D – n.i. D x O – n.i.														

Objaśnienia jak w tabeli 6.

Beach’ oznaczono – odpowiednio o 1,8 i 4,40 g · kg⁻¹ s.m. – więcej Ca i N, w porównaniu z frezjami odmiany ‘Silver Beach’.

Oceniając zawartość mikrośkładników w materiale roślinnym, pobranym podczas kwitnienia frezji, wykazano istotny wpływ dawki suszu krewetkowego tylko na zawartość Cu, Fe i Mn (tab. 15). Więcej Cu wykazano w liściach frezji uprawianych w podłożu wzbogaconym o 5% suszu tylko w stosunku do kontroli i roślin rosnących w podłożu z dodatkiem 2,5, 10, 12,5 i 15% suszu. Inną zależność wykazano w odniesieniu do Fe. Wraz ze zwiększaniem dawki suszu krewetkowego, zmniejszała się zawartość Fe w liściach frezji. Największą zawartość tego mikrośkładnika oznaczono w liściach roślin kontrolnych, równie dużą u tych, które uzyskano w obiekcie, gdzie zastosowano susz krewetkowy w dawce 2,5%. Najmniej Fe stwierdzono w liściach frezji uprawianych w podłożu z 15-procentowym dodatkiem suszu. W przypadku zawartości Mn w stosunku do kontroli, dodatek do podłoża suszu krewetkowego wpływał na zmniejszenie ilości tego mikrośkładnika w liściach frezji. Wraz ze zwiększeniem dawki suszu, zmniejszała się ilość Mn w liściach. W obiektach, w których zastosowano 12,5 i 15% suszu, wykazano – odpowiednio o 391,8 i 395 mg · kg⁻¹ s.m. – mniej tego mikrośkładnika, w porównaniu z kontrolą. U frezji kontrolnych oraz tych uzyskanych z podłoży z dodatkiem suszu krewetkowego w dawkach 2,5, 5, i 7,5% oznaczono więcej Zn w liściach, jedynie w stosunku do roślin rosnących w podłożu, do którego dodano 15% suszu. Podczas kwitnienia w liściach roślin odmiany ‘Summer Beach’ wykazano większą – odpowiednio o 0,62 i 103,2 mg · kg⁻¹ s.m. – zawartość Cu i Mn niż w liściach frezji odmiany ‘Silver Beach’.

Pod koniec okresu wegetacji, niezależnie od odmiany, w liściach frezji oznaczono więcej Fe, Mn i Zn, natomiast mniej Cu niż podczas kwitnienia. Największą zawartością Cu w liściach wyróżniały się rośliny uprawiane w podłożu wzbogaconym o 5% suszu, najmniejszą rosnące w podłożu z dodatkiem 15% suszu. Więcej Fe i Zn wykazano u roślin kontrolnych, w porównaniu z frezjami rosnącymi w podłożu z dodatkiem 5% suszu. Najmniej tych mikrośkładników stwierdzono w obiekcie, gdzie jako komponent podłoża zastosowano 15% suszu. Inną reakcję frezji na zastosowane dawki suszu krewetkowego wykazano w odniesieniu do zawartości w liściach Mn. Najwięcej tego mikrośkładnika w liściach oznaczono w przypadku roślin uprawianych w podłożu z dodatkiem 5% suszu. Równie dużą zawartością Mn wyróżniały się frezje rosnące w podłożu uzupełnionym o 7,5% suszu. Mniej tego mikrośkładnika stwierdzono w materiale roślinnym pozyskanym z frezji rosnącej w podłożach wzbogaconych 2,5- i 10-procentową dawką suszu. Najmniejszą ilość Mn wykazano w liściach roślin kontrolnych. Równie małą zawartość tego mikrośkładnika oznaczono u roślin, które rosły w podłożu z dodatkiem 12,5 i 15% suszu. Pod koniec okresu wegetacji w liściach frezji odmiany ‘Summer Beach’ stwierdzono o 2,26 i 41,8 mg · kg⁻¹ s.m. istotnie więcej Cu i Mn niż w liściach odmiany ‘Silver Beach’. Odmienną reakcję wykazano w odniesieniu do zawartości Zn i Fe w liściach porównywanych odmian. Różnice te wynosiły odpowiednio 33,6 i 52 mg · kg⁻¹ s.m.

Tabela 15. Zawartość mikrośladników ($\text{mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ s.m.) w liściach frezji w zależności od odmiany i dawki suszu krewetkowego podczas pełni kwitnienia i pod koniec okresu wegetacji (średnia z lat 2009–2011)

Mikrośladnik ($\text{mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ s.m.)	Odmiana (O)	Termin															
		pełnia kwitnienia								koniec okresu wegetacji							
		dawka suszu krewetkowego (%) (D)							średnia	dawka suszu krewetkowego (%) (D)							średnia
		0,0	2,5	5,0	7,5	10,0	12,5	15,0		0,0	2,5	5,0	7,5	10,0	12,5	15,0	
Cu	Silver Beach	6,51	5,33	6,12	6,21	4,24	4,20	4,12	5,25	4,53	4,03	6,49	3,62	3,91	4,25	2,93	4,25
	Summer Beach	4,33	6,01	8,32	5,42	6,24	5,54	5,20	5,87	4,51	9,03	9,45	7,63	5,00	5,90	4,04	6,51
	średnia	5,42	5,67	7,22	5,82	5,24	4,87	4,66	5,56	4,51	6,53	7,97	5,62	4,46	5,08	3,49	5,38
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,52 D – 1,55 D(O) – 2,20 O(D) – 1,38								O – 0,353 D – 1,051 D(O) – 1,486 O(D) – 0,933							
Fe	Silver Beach	114,9	112,8	92,1	98,2	83,9	80,0	86,1	95,4	247,9	227,8	241,6	195,0	203,2	171,9	114,7	200,3
	Summer Beach	100,1	119,9	110,8	83,9	89,0	79,2	64,1	92,4	185,0	187,9	151,3	146,8	148,0	113,9	105,3	148,3
	średnia	107,5	116,4	101,5	91,1	86,5	79,6	75,1	93,9	216,5	207,9	196,5	170,9	175,6	142,9	110,0	174,3
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – n.i. D – 15,51 D(O) – 21,94 O(D) – 13,78								O – 5,14 D – 15,31 D(O) – 21,65 O(D) – 13,60							
Mn	Silver Beach	508,1	379,2	249,1	210,2	171,7	134,9	139,9	256,2	116,0	110,1	140,3	174,8	122,8	76,9	86,0	118,1
	Summer Beach	653,9	536,1	292,9	294,0	263,7	243,4	231,9	359,4	101,3	161,9	238,0	180,7	179,2	134,2	124,0	159,9
	średnia	581,0	457,7	271,0	252,1	217,7	189,2	185,9	307,8	108,7	136,0	189,2	177,8	151,0	105,6	105,0	139,0
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 8,02 D – 23,9 D(O) – 33,8 O(D) – 21,21								O – 6,78 D – 20,20 D(O) – 28,56 O(D) – 17,94							
Zn	Silver Beach	56,1	65,2	61,4	65,0	57,9	59,1	52,0	59,5	146,1	149,9	153,2	117,0	103,9	90,1	70,7	118,7
	Summer Beach	71,3	63,2	66,0	63,3	58,8	53,2	46,9	60,4	132,8	113,3	83,9	81,0	64,8	61,7	58,1	85,1
	średnia	63,7	64,2	63,7	64,2	58,4	56,2	49,5	60,0	139,5	131,6	118,6	99,0	84,4	75,9	64,4	101,9
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – n.i. D – 12,95 D x O – n.i.								O – 4,52 D – 13,46 D(O) – 19,04 O(D) – 11,96							

Objaśnienia jak w tabeli 6.

4.2. Wpływ formy i metody aplikacji chitozanu na: wzrost, rozwój, wartość dekoracyjną oraz plon bulw potomnych frezji, uprawianej w komorze klimatyzowanej

4.2.1. Przebieg faz rozwojowych

W badaniach przeprowadzonych w komorze klimatyzowanej zastosowana forma chitozanu nie wpływała na początek oraz zakończenie fazy wschodów frezji uprawianej z bulw moczonych przed sadzeniem w roztworze tego związku (tab. 16). Również nie stwierdzono wpływu moczenia bulw na przebieg wschodów frezji. Porównywane odmiany różniły się przebiegiem tej fazy rozwojowej. Najwcześniej początek wschodów odnotowano u frezji odmiany 'Lisa', najpóźniej zaś zaczęły kiełkować bulwy odmiany 'Bon Bon'. Spośród porównywanych w doświadczeniu odmian frezji, najbardziej wyrównanymi wschodami charakteryzowały się rośliny odmiany 'Silver Beach', najmniej natomiast odmiany 'Lisa'.

Tabela 16. Przebieg wschodów (liczba dni uprawy) trzech odmian frezji w zależności od formy i metody aplikacji chitozanu (średnia z dwóch lat uprawy)

Chitozan		Odmiana					
		Lisa		Bon Bon		Silver Beach	
Forma	metoda aplikacji	P	K	P	K	P	K
Chlorkowa	kontrola	6,3	12,3	12,8	17,9	9,6	13,5
	moczenie bulw	5,0	10,2	11,7	19,7	10,0	12,2
Octanowa	kontrola	6,5	13,6	14,0	18,3	10,4	15,2
	moczenie bulw	5,4	11,4	11,0	16,3	11,9	16,0

Objaśnienia jak w tabeli 5.

Traktowanie frezji roztworem chitozanu wpływało na przyspieszenie fazy kłoszenia (tab. 17). W porównaniu z roślinami, na które nie oddziaływało roztworem tego związku, rośliny zaczęły się kłosić o 9,8 dnia wcześniej. Obie formy zastosowanego w badaniach roztworu chitozanu, w odniesieniu do kontroli, wpłynęły na przyspieszenie kłoszenia frezji. Silniej na termin rozpoczęcia tej fazy rozwojowej wpływał jednak chitozan w formie chlorkowej – o 12,1 dnia, słabiej zaś w formie octanowej – o 7,4 dnia. Wszystkie zastosowane w badaniach metody aplikacji chitozanu wpływały na przyspieszenie kłoszenia frezji; podlewanie – o 13,2 dnia, opryskiwanie – o 8,6 dnia, natomiast moczenie bulw przed sadzeniem – o 7,5 dnia. Wpływ chitozanu na przyspieszenie kłoszenia był bardziej widoczny u odmian charakteryzujących się dłuższym cyklem rozwojowym, tj. 'Lisa' i 'Bon Bon'. W porównaniu z roślinami kontrolnymi, podlewając rośliny roztworem chitozanu w formie chlorkowej, frezje tych odmian zaczęły się kłosić – odpowiednio o 16,5 i 24,8 dnia – wcześniej, zaś w formie octanowej – odpowiednio o 12 i 12,1 dnia wcześniej. W przypadku frezji odmiany 'Silver Beach', odznaczającej się najkrótszym okresem wegetacji, różnice w terminie rozpoczęcia kłoszenia były mniejsze. U tej odmiany, stosując formę chlorkową, najwcześniej zaczęły się kłosić rośliny uzyskane z bulw moczonych przed sadzeniem, zaś w przypadku formy octanowej rośliny podlewane roztworem chitozanu. Zastosowanie w uprawie frezji roztworu chitozanu wpływało na wydłużenie fazy kłoszenia o 2,9 dnia w odniesieniu do kontroli. Porównywane w badaniach formy chitozanu jednak w niejednakowy sposób wpływały na długość tej fazy

rozwojowej. W stosunku do kontroli forma octanowa chitozanu wpływała na skrócenie fazy kłoszenia o 1,3 dnia, zaś forma chlorkowa na wydłużenie tej fazy o 5,7 dnia. Wszystkie metody aplikacji chitozanu, w porównaniu z kontrolą, oddziaływały na wydłużenie fazy kłoszenia: moczenie bulw przed sadzeniem – o 0,4 dnia, opryskiwanie roślin – o 2,3 dnia, zaś podlewanie roślin – o 4,4 dnia. Spośród porównywanych w badaniach odmian najwcześniej zaczęły kłosić się frezje odmiany ‘Silver Beach’. Rośliny tej odmiany charakteryzowały się jednocześnie najmniej wyrównanym kłoszeniem.

Tabela 17. Przebieg kłoszenia i kwitnienia (liczba dni uprawy) trzech odmian frezji w zależności od formy i metody aplikacji chitozanu (średnia z dwóch lat uprawy)

Odmiana	Chitozan		Faza rozwojowa			
			kłoszenie		kwitnienie	
	forma	metoda aplikacji	P	K	P	K
Lisa	chlorkowa	kontrola	107,6	125,9	138,8	160,2
		moczenie bulw	91,9	112,6	120,9	140,7
		podlewanie roślin	82,8	108,1	115,3	153,1
		opryskiwanie roślin	89,5	113,2	117,5	150,5
	octanowa	kontrola	110,3	131,6	143,2	158,7
		moczenie bulw	103,9	118,2	131,2	164,2
		podlewanie roślin	98,2	108,9	125,3	150,0
		opryskiwanie roślin	107,5	115,7	127,9	154,6
Bon Bon	chlorkowa	kontrola	118,3	138,9	146,3	167,5
		moczenie bulw	112,7	142,1	144,1	159,9
		podlewanie roślin	101,8	130,3	129,5	151,7
		opryskiwanie roślin	107,1	132,1	132,0	171,2
	octanowa	kontrola	122,5	146,3	142,9	170,8
		moczenie bulw	115,3	139,1	137,1	164,3
		podlewanie roślin	110,5	138,9	125,5	159,4
		opryskiwanie roślin	113,0	140,2	130,2	165,1
Silver Beach	chlorkowa	kontrola	70,1	116,9	85,2	132,5
		moczenie bulw	63,7	115,1	78,1	130,0
		podlewanie roślin	64,3	125,4	76,8	138,4
		opryskiwanie roślin	65,0	120,9	76,0	133,2
	octanowa	kontrola	68,3	123,1	82,9	138,2
		moczenie bulw	64,7	118,0	78,3	131,0
		podlewanie roślin	60,3	120,4	77,9	127,5
		opryskiwanie roślin	63,3	129,9	77,0	139,1

Objaśnienia jak w tabeli 5.

Zastosowany roztwór chitozanu, w uprawie frezji w warunkach kontrolowanych, niezależnie od formy i metody jego stosowania, wpływał na wcześniejsze rozpoczęcie kwitnienia. W porównaniu z roślinami nietraktowanymi roztworem tego związku, kwiaty zaczęły rozwijać się o 12,1 dnia wcześniej. Na przyspieszenie kwitnienia, w odniesieniu do roślin

kontrolnych, wpłynęły obie formy aplikowanego roztworu chitozanu. Jednak stosując formę chlorkową tego roztworu uzyskano o 2,7 dnia wcześniej kwitnące rośliny niż kiedy aplikowano ten związek w formie octanowej. Wszystkie zastosowane w badaniach metody aplikacji chitozanu, w porównaniu z kontrolą, wpływały na przyspieszenie kwitnienia frezji: podlewanie roślin – o 14,8 dnia, opryskiwanie roślin – o 13,1 dnia, zaś moczenie bulw przed sadzeniem – o 8,2 dnia. Zastosowany roztwór chitozanu w niejednakowy sposób wpływał na początek kwitnienia ocenianych odmian frezji. W porównaniu z roślinami kontrolnymi, frezje odmian ‘Bon Bon’ i ‘Lisa’ zaczęły kwitnąć najwcześniej wówczas, gdy rośliny podlewano chitozanem. Stosując formę chlorkową chitozanu, pierwsze kwiaty u tych odmian rozwinęły się – odpowiednio o 16,8 i 23,5 dnia – wcześniej, natomiast stosując formę octanową – odpowiednio o 17,4 i 17,9 dnia wcześniej. W przypadku frezji odmiany ‘Silver Beach’, w odniesieniu do kontroli, różnice w terminie rozpoczęcia kwitnienia pod wpływem chitozanu były mniejsze. Aplikując roztwór chitozanu w postaci moczenia bulw przed ich posadzeniem, a także opryskiwania lub podlewania roślin w formie chlorkowej, pierwsze kwiaty u tej odmiany rozwinęły się – odpowiednio o 7,1, 8,4 i 9,2 dnia – wcześniej, zaś w formie octanowej – odpowiednio o 4,6, 5,0 i 5,9 dnia wcześniej niż u roślin kontrolnych. Zastosowany w badaniach roztwór chitozanu wpływał na wydłużenie fazy kwitnienia frezji, w porównaniu z kontrolą, o 6,6 dnia. W odniesieniu do roślin nietraktowanych roztworem tego związku obie formy chitozanu oddziaływały na wydłużenie kwitnienia frezji: forma octanowa – o 5,4 dnia, zaś forma chlorkowa – o 6,1 dnia. Również zastosowane w badaniach metody aplikacji chitozanu wpływały na wydłużenie tej fazy rozwojowej: moczenie bulw przed sadzeniem – o 2 dni, podlewanie roślin – o 7,2 dnia, natomiast opryskiwanie roślin – o 10,5 dnia. Spośród ocenianych odmian najwcześniej zaczęły rozwijać się kwiaty frezji odmiany ‘Silver Beach’, najpóźniej odmiany ‘Bon Bon’.

4.2.2. Cechy wegetatywne

Analizując dane dotyczące cech wegetatywnych odmian frezji należących do różnych grup hodowlanych, uprawianych w komorze klimatyzowanej, wykazano istotny wpływ zastosowanego roztworu chitozanu na jakość uzyskanych roślin (tab. 18). Podczas pełni kwitnienia, niezależnie od metody aplikacji chitozanu i odmiany, stosując formę octanową, uzyskano rośliny o 1,2 SPAD większym natężeniu zielonej barwy liści niż kiedy związek ten dostarczano w postaci chlorkowej. Nie stwierdzono natomiast, aby forma chitozanu wpływała na wysokość i liczbę wykształconych pędów oraz liści zarówno na pędzie głównym, jak i ogółem na roślinie. Frezje, w uprawie których zastosowano roztwór chitozanu, były wyższe od roślin kontrolnych. Spośród zastosowanych metod podlewanie pozwoliło uzyskać wyższe frezje tylko w stosunku do tych, które uprawiano z bulw moczonych przed sadzeniem w roztworze tego związku. Najwięcej pędów wegetatywnych uzyskano u roślin uprawianych w obiekcie gdzie roztwór chitozanu aplikowano w postaci opryskiwania, natomiast najmniej w przypadku frezji nietraktowanych tym związkiem. Różnica między tymi obiektami wynosiła 42,9%. W porównaniu z kontrolą zastosowanie chitozanu, niezależnie od metody aplikacji, w istotny sposób wpłynęło na zwiększenie liczby wykształconych przez rośliny liści na pędzie głównym

Tabela 18. Cechy wegetatywne trzech odmian frezji w zależności od formy i metody aplikacji chitozanu podczas pełni kwitnienia (średnia z dwóch lat uprawy)

Cecha	Odmiana (O)	Metoda aplikacji chitozanu (M)				Forma chitozanu (F)		Średnia
		kontrola	moczenie bulw	podlewanie roślin	opryskiwanie roślin	octanowa	chlorkowa	
Wysokość (cm)	Lisa	98,9	101,8	111,0	104,1	104,9	103,1	104,0
	Bon Bon	84,1	88,6	85,5	89,6	87,6	86,4	87,0
	Silver Beach	88,1	90,0	89,7	89,6	89,5	89,3	89,4
	średnia	90,4	93,5	95,4	94,4	94,0	92,9	93,5
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 1,32 M – 1,67 F – n.i. O(M) – 2,64 M(O) – 2,89 O x F – n.i. O x M x F – n.i.						
Liczba pędów (szt.)	Lisa	1,1	1,2	1,4	1,3	1,3	1,2	1,2
	Bon Bon	1,2	1,7	1,4	1,7	1,5	1,4	1,5
	Silver Beach	2,6	2,7	3,2	4,0	3,2	3,1	3,1
	średnia	1,6	1,9	2,0	2,3	2,0	2,0	2,0
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,11 M – 0,14 F – n.i. O(M) – 0,22 M(O) – 0,24 O x F – n.i. O x M x F – n.i.						
Liczba liści na pędzie głównym (szt.)	Lisa	7,3	7,4	7,5	7,5	7,4	7,5	7,4
	Bon Bon	9,4	10,1	9,8	9,9	10,0	9,7	9,8
	Silver Beach	5,3	5,9	5,9	5,7	5,7	5,7	5,7
	średnia	7,3	7,8	7,7	7,7	7,7	7,6	7,6
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,16 M – 0,21 F – n.i. O x M – n.i. O(F) – 0,23 F(O) – 0,19 O x M x F – n.i.						
Liczba liści ogółem na roślinie (szt.)	Lisa	7,8	8,1	8,5	8,4	8,3	8,1	8,2
	Bon Bon	10,9	12,8	11,8	12,9	12,4	11,7	12,1
	Silver Beach	13,2	16,9	16,4	17,5	16,1	15,9	16,0
	średnia	10,6	12,6	12,2	12,9	12,3	11,9	12,1
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,58 M – 0,74 F – n.i. O(M) – 1,17 M(O) – 1,28 O x F – n.i. O x M x F – n.i.						
Indeks zazielenienia liści (SPAD)	Lisa	63,2	64,0	66,9	65,0	65,3	64,3	64,8
	Bon Bon	73,6	73,0	75,4	76,6	74,6	74,7	74,7
	Silver Beach	63,5	61,6	66,0	63,6	65,1	62,2	63,7
	średnia	66,8	66,2	69,4	68,4	68,3	67,1	67,7
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 1,32 M – 1,68 F – 0,90 O x M – n.i. O(F) – 1,87 F(O) – 1,56 O x M x F – n.i.						

Objaśnienia jak w tabeli 6.

i ogółem. Intensywniej zazielenionymi liśćmi odznaczały się rośliny podlewane roztworem chitozanu w porównaniu z frezjami, które uzyskano z bulw moczonych w roztworze tego związku. Porównywane w badaniach odmiany frezji istotnie różniły się pod względem cech wegetatywnych. Najwyższe frezje uzyskano u odmiany 'Lisa', najniższe u odmiany 'Bon Bon', której rośliny były niższe o 19,5%. Najwięcej liści ogółem i pędów na roślinie stwierdzono w przypadku frezji odmiany 'Silver Beach' i było ich odpowiednio aż o 95,1 i 150,4% więcej, w porównaniu z roślinami odmiany 'Lisa'. Najwięcej liści na pędzie głównym wykształciły frezje odmiany 'Bon Bon', a najmniej odmiany 'Silver Beach'. Różnica między nimi wynosiła aż 72,2%. Rośliny odmiany 'Bon Bon', w porównaniu z frezjami odmian 'Lisa' i 'Silver Beach', charakteryzowały się istotnie o 9,9 i 11 SPAD większym natężeniem zielonej barwy liści.

W przeprowadzonych badaniach w odniesieniu do wysokości, liczby wykształconych pędów i liści ogółem na roślinie wykazano istotną interakcję między metodą aplikacji chitozanu a odmianą. Najwyższe frezje u odmiany 'Lisa' uzyskano w obiekcie, gdzie rośliny podlewano roztworem chitozanu, najniższe natomiast w obiekcie kontrolnym. W przypadku frezji odmiany 'Bon Bon' wyższe rośliny stwierdzono w obiektach, gdzie roztwór chitozanu dostarczano przez opryskiwanie roślin lub moczenie bulw przed sadzeniem, niższe zaś kiedy frezje podlewano lub nietraktowano roztworem tego związku. W odniesieniu do frezji odmiany 'Silver Beach' nie wykazano istotnego wpływu metody aplikacji chitozanu na wysokość uprawianych roślin. Frezje odmiany 'Lisa' wykształciły więcej pędów, kiedy na rośliny oddziaływano roztworem chitozanu w postaci podlewania lub opryskiwania tylko w stosunku do kontroli. Porównując liczbę wytworzonych pędów przez rośliny odmiany 'Bon Bon', większą ich liczbę wykazano w obiektach, gdzie frezje uprawiano z bulw moczonych przed sadzeniem w roztworze chitozanu, albo rośliny opryskiwano roztworem tego związku. Mniej pędów wytworzyły frezje kontrolne i te, które podlewano roztworem chitozanu. Największą liczbę pędów u frezji odmiany 'Silver Beach' uzyskano w wyniku opryskiwania roztworem chitozanu, najmniejszą zaś u roślin kontrolnych i uprawianych z bulw moczonych przed sadzeniem w roztworze tego związku. Frezje odmiany 'Bon Bon' charakteryzowały się większą liczbą liści ogółem wówczas, gdy roztwór chitozanu aplikowano przez opryskiwanie roślin lub moczenie bulw przed sadzeniem jedynie w odniesieniu do frezji kontrolnych. Niezależnie od metody aplikacji, rośliny odmiany 'Silver Beach', na które oddziaływano roztworem chitozanu, wykształciły więcej liści ogółem niż frezje kontrolne. W odniesieniu do roślin odmiany 'Lisa' nie wykazano istotnego wpływu metody aplikacji chitozanu na wytworzoną liczbę liści ogółem.

W przypadku liczby liści osadzonych na pędzie głównym i indeksu zazielenienia liści stwierdzono istotną interakcję między porównywanymi odmianami a formą chitozanu. Tylko u frezji odmiany 'Bon Bon' forma chitozanu wpływała na liczbę liści osadzonych na pędzie głównym. Większą ich liczbą wyróżniały się rośliny traktowane roztworem chitozanu w formie octanowej niż chlorkowej. Natomiast w odniesieniu do indeksu zazielenienia liści, identyczną reakcją na zastosowaną formę chitozanu wykazano tylko u frezji odmiany 'Silver Beach'.

4.2.3. Cechy generatywne

W przeprowadzonych badaniach wartość dekoracyjna uprawianych frezji zależała istotnie od wszystkich zastosowanych w doświadczeniu czynników (tab. 19). Forma chitozanu w niejednakowy sposób wpływała na długość pędu kwiatostanowego i długość kwiatostanu I rzędu. Stosując formę chlorkową, uzyskano o 4,7% dłuższe pędy kwiatostanowe I rzędu, w porównaniu z formą octanową. Odwrotną zależność stwierdzono w odniesieniu do długości kwiatostanu I rzędu, a różnice te wynosiły 5%. W przypadku pozostałych ocenianych cech generatywnych nie wykazano istotnego wpływu zastosowanej formy chitozanu. Niezależnie od odmiany i formy chitozanu, przy wszystkich metodach aplikacji, w porównaniu z kontrolą, rośliny, na które oddziaływało tym związkiem, wytworzyły dłuższe pędy kwiatostanowe i kwiatostany I rzędu oraz większą liczbę kwiatów w kwiatostanie I rzędu. Najdłuższe główne pędy kwiatostanowe uzyskano u frezji podlewanej roztworem chitozanu. W pozostałych obiektach doświadczalnych dłuższe pędy stwierdzono u roślin uprawianych z bulw moczonych przed sadzeniem w roztworze tego związku tylko w porównaniu z kontrolą. Kwiaty o 4,6% większej średnicy wykształciły rośliny opryskiwane roztworem chitozanu, tylko w stosunku do frezji nietraktowanych roztworem tego związku. Rośliny charakteryzujące się najdłuższymi głównymi pędami kwiatostanowymi, pędami kwiatostanowymi I rzędu i kwiatostanami, a także o największej liczbie kwiatów w kwiatostanie I rzędu i kwiatostanów II rzędu oraz o największej średnicy kwiatów uzyskano w przypadku odmiany 'Lisa'. Najkrótsze główne pędy kwiatostanowe, kwiatostany I rzędu i kwiatostany o najmniejszej liczbie kwiatów oraz o najmniejszej średnicy kwiatów stwierdzono u frezji odmiany 'Silver Beach'.

Oceniając długość głównego pędu kwiatostanowego, długość pędu kwiatostanowego I rzędu, długość kwiatostanu i liczbę kwiatów w kwiatostanie I rzędu frezji uprawianej w warunkach kontrolowanych stwierdzono istotną interakcję między metodą aplikacji chitozanu a odmianą. Frezje odmiany 'Lisa' rosnące w obiekcie, gdzie roztwór chitozanu aplikowano przez podlewanie, wykształciły dłuższe główne pędy kwiatostanowe niż rośliny uprawiane w pozostałych obiektach doświadczalnych. W przypadku roślin odmiany 'Bon Bon' dłuższymi głównymi pędami kwiatostanowymi wyróżniały się rośliny uzyskane z bulw moczonych przed sadzeniem w roztworze chitozanu tylko w stosunku do frezji kontrolnych. Porównując metody aplikacji stwierdzono, że dostarczając roztwór chitozanu przez moczenie bulw przed sadzeniem lub podlewanie roślin, u odmiany 'Silver Beach' uzyskano dłuższe główne pędy kwiatostanowe tylko w odniesieniu do frezji nietraktowanych tym związkiem. Zastosowany roztwór chitozanu wpływał na zwiększenie długości pędu kwiatostanowego I rzędu frezji odmiany 'Lisa'. Spośród porównywanych metod aplikacji u tej odmiany w wyniku podlewania uzyskano dłuższe pędy jedynie w stosunku do moczenia bulw przed sadzeniem. Frezje odmiany 'Bon Bon' uprawiane z bulw moczonych przed sadzeniem w roztworze tego związku wytworzyły dłuższe pędy kwiatostanowe I rzędu tylko w porównaniu z roślinami kontrolnymi. U frezji odmiany 'Silver Beach, niezależnie od metody aplikacji roztworu chitozanu, stwierdzono dłuższe pędy kwiatostanowe I rzędu w porównaniu z kontrolą. Oceniając długość kwiatostanów I rzędu frezji dowiedziono istotny wpływ metody aplikacji u odmian 'Lisa' i 'Bon Bon'. W przypadku roślin odmiany 'Lisa' wykazano, że dłuższymi kwiatostana-

Tabela 19. Cechy generatywne trzech odmian frezji w zależności od formy i metody aplikacji chitozanu (średnia z dwóch lat uprawy)

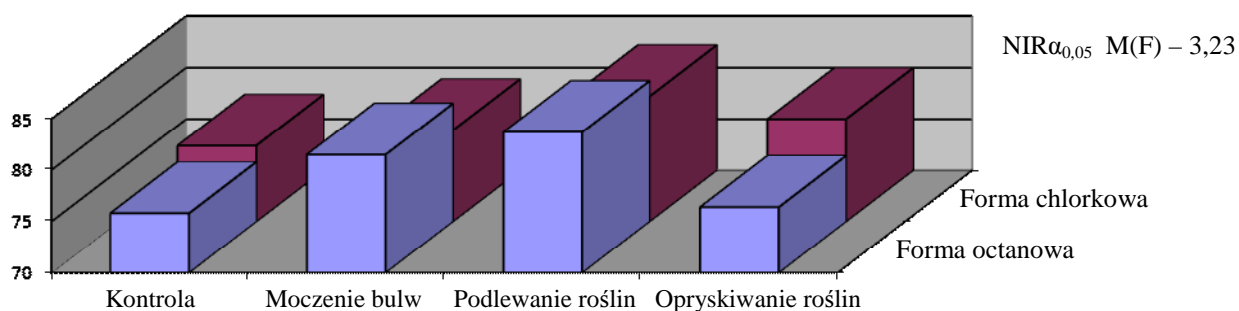
Cecha	Odmiana (O)	Metoda aplikacji chitozanu (M)				Forma chitozanu (F)		Średnia
		kontrola	moczenie bulw	podlewanie roślin	opryskiwanie roślin	octanowa	chlorkowa	
Długość głównego pędu kwiatostanowego (cm)	Lisa	86,3	87,4	99,6	86,7	89,5	90,5	90,0
	Bon Bon	84,3	88,5	85,6	84,8	85,8	85,8	85,8
	Silver Beach	59,3	64,7	63,7	63,1	62,8	62,6	62,7
	średnia	76,6	80,2	83,0	78,2	79,4	79,6	79,5
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 1,85 M – 2,35 F – n.i. O(M) – 3,70 M(O) – 4,06 O x F – n.i. O x M x F – n.i.						
Długość pędu kwiatostanowego I rzędu (cm)	Lisa	30,5	40,8	43,8	42,6	38,3	40,5	39,4
	Bon Bon	13,8	15,9	15,2	15,2	14,4	15,6	15,0
	Silver Beach	14,6	17,1	17,5	17,0	16,6	16,5	16,6
	średnia	19,6	24,6	25,5	24,9	23,1	24,2	23,7
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,94 M – 1,91 F – 0,64 O(M) – 1,88 M(O) – 2,06 O(F) – 1,33 F(O) – 1,12 O x M x F – n.i.						
Długość kwiatostanu I rzędu (cm)	Lisa	12,4	12,9	14,0	13,4	13,6	12,8	13,2
	Bon Bon	8,6	11,2	9,6	10,6	10,3	9,7	10,0
	Silver Beach	7,5	8,1	7,3	7,6	7,6	7,6	7,6
	średnia	9,5	10,7	10,3	10,5	10,5	10,0	10,3
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,50 M – 0,63 F – 0,34 O(M) – 1,00 M(O) – 1,09 O x F – n.i. O x M x F – n.i.						
Liczba kwiatów w kwiatostanie I rzędu (szt.)	Lisa	12,4	13,3	12,2	13,2	13,1	12,5	12,8
	Bon Bon	11,7	12,0	12,4	11,9	12,0	12,0	12,0
	Silver Beach	9,9	10,8	11,8	11,5	10,9	11,1	11,0
	średnia	11,3	12,0	12,1	12,2	12,0	11,9	11,9
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,28 M – 0,35 F – n.i. O(M) – 0,55 M(O) – 0,61 O(F) – 0,39 F(O) – 0,33 O x M x F – n.i.						
Średnica kwiatu osadzonego w kwiatostanie I rzędu (szt.)	Lisa	6,9	7,1	7,1	7,2	7,1	7,0	7,1
	Bon Bon	6,7	6,6	6,8	7,0	6,7	6,9	6,8
	Silver Beach	5,9	6,3	6,2	6,3	6,2	6,1	6,2
	średnia	6,5	6,7	6,7	6,8	6,7	6,7	6,7
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,19 M – 0,24 F – n.i. O x M – n.i. O x F – n.i. O x M x F – n.i.						
Liczba kwiatostanów II rzędu (szt.)	Lisa	2,6	2,7	2,7	2,7	2,7	2,7	2,7
	Bon Bon	2,5	2,5	2,2	2,4	2,4	2,4	2,4
	Silver Beach	1,6	1,9	1,9	1,9	1,9	1,8	1,8
	średnia	2,2	2,4	2,3	2,3	2,3	2,3	2,3
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,17 M – n.i. F – n.i. O x M – n.i. O x F – n.i. O x M x F – n.i.						

Objaśnienia jak w tabeli 6.

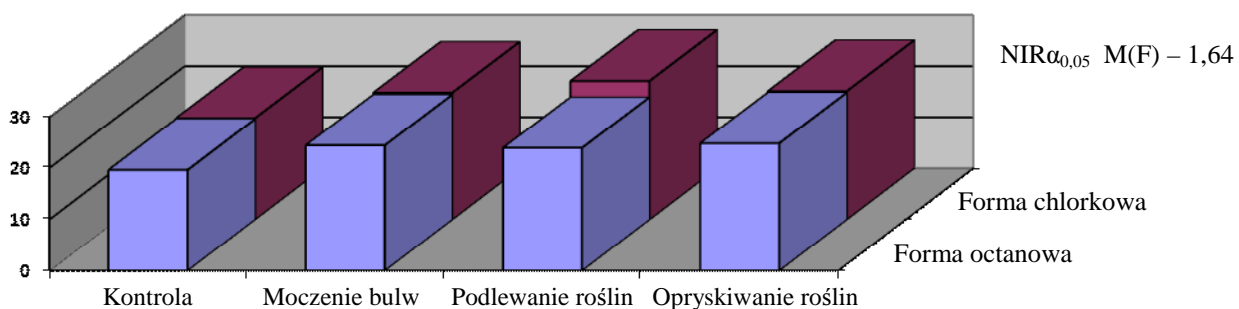
mi wyróżniały się rośliny podlewane roztworem chitozanu tylko w porównaniu z roślinami kontrolnymi i uprawianymi z bulw moczonych przed sadzeniem w roztworze tego związku. Frezje odmiany 'Bon Bon' natomiast dłuższe kwiatostany wykształciły w obiekcie, gdzie bulwy przed sadzeniem moczone w roztworze chitozanu, w porównaniu z obiektem kontrolnym. Większą liczbą kwiatów osadzonych w kwiatostanie I rzędu frezje odmiany 'Lisa' wyróżniały się w obiektach, w których bulwy przed sadzeniem moczone w roztworze chitozanu lub rośliny opryskiwano roztworem tego związku, mniejszą zaś w obiekcie kontrolnym i tym, gdzie rośliny podlewano roztworem chitozanu. U frezji odmiany 'Bon Bon' więcej kwiatów w kwiatostanie I rzędu stwierdzono u roślin podlewanych roztworem chitozanu tylko w stosunku do frezji nietraktowanych roztworem tego związku. W przypadku frezji odmiany 'Silver Beach' największą liczbą kwiatów wyróżniały się rośliny podlewane roztworem chitozanu. Równie dużą liczbę kwiatów wykształciły frezje opryskiwane roztworem tego związku. Najmniej kwiatów stwierdzono u roślin kontrolnych.

W odniesieniu do długości pędu kwiatostanowego I rzędu i liczby kwiatów w kwiatostanie I rzędu, stwierdzono niejednakowy wpływ formy chitozanu na porównywane w badaniach odmiany frezji. W przypadku frezji odmian 'Lisa' i 'Bon Bon', stosując roztwór chitozanu w formie chlorkowej, uzyskano dłuższe pędy kwiatostanowe I rzędu niż kiedy aplikowano ten roztwór w formie octanowej. Natomiast tylko frezje odmiany 'Lisa', traktowane roztworem chitozanu w formie octanowej, wykształciły więcej kwiatów w kwiatostanie I rzędu niż kiedy na rośliny oddziaływało chitozaniem w formie chlorkowej.

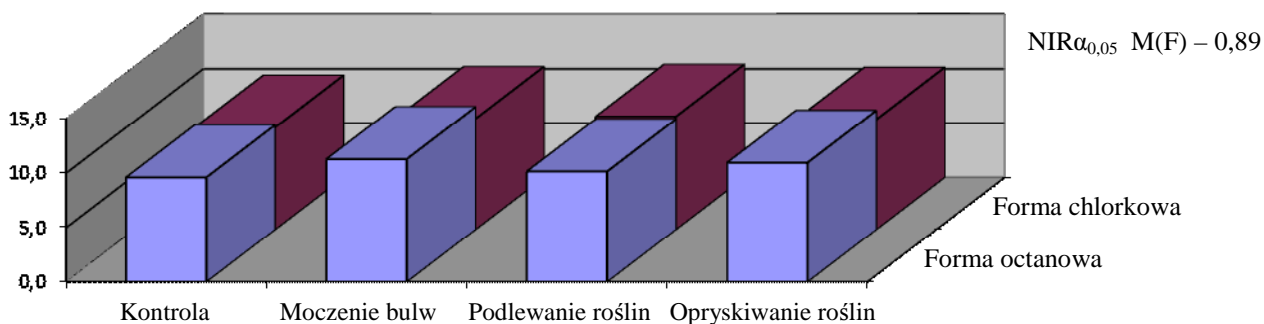
W przypadku wszystkich cech generatywnych, z wyjątkiem liczby kwiatostanów II rzędu, wykazano istotne współdziałanie między metodą aplikacji a formą zastosowanego chitozanu. Niezależnie od uprawianej odmiany, stosując roztwór chitozanu w formie octanowej, dłuższe kwiatostany wykazano u roślin podlewanych lub uzyskanych z bulw moczonych przed sadzeniem, krótsze zaś u frezji kontrolnych i opryskiwanych. W przypadku zastosowania formy chlorkowej dłuższymi głównymi pędami kwiatostanowymi wyróżniały się frezje podlewane roztworem chitozanu jedynie w porównaniu z roślinami kontrolnymi i uprawianymi z bulw moczonych przed sadzeniem w roztworze tego związku (rys. 2). W obiektach, gdzie na frezje oddziaływało roztworem chitozanu w formie octanowej, niezależnie od metody jego aplikacji, uzyskano dłuższe pędy kwiatostanowe I rzędu niż u roślin nietraktowanych roztworem tego związku. Stosując formę chlorkową, najdłuższe pędy kwiatostanowe I rzędu wykształciły frezje podlewane roztworem chitozanu, najkrótsze zaś rośliny kontrolne (rys. 3). W odniesieniu do długości kwiatostanu I rzędu wykazano, że dostarczając roztwór chitozanu w formie octanowej w obiekcie, gdzie bulwy przed sadzeniem moczone w roztworze tego związku, uzyskano dłuższe kwiatostany w porównaniu z obiektem kontrolnym. Przy zastosowaniu formy chlorkowej dłuższe kwiatostany wykształciły rośliny podlewane roztworem chitozanu tylko w stosunku do roślin nietraktowanych roztworem tego związku (rys. 4). Kwiaty o większej średnicy, w obiektach, w których oddziaływało na rośliny roztworem chitozanu w formie octanowej, wykształciły frezje opryskiwane jedynie w odniesieniu do roślin kontrolnych i podlewanych roztworem tego związku. W przypadku zastosowania formy chlorkowej, kwiaty o większej średnicy wykazano u frezji podlewanej lub opryskiwanej roztworem chitozanu tylko w stosunku do roślin kontrolnych (rys. 5).



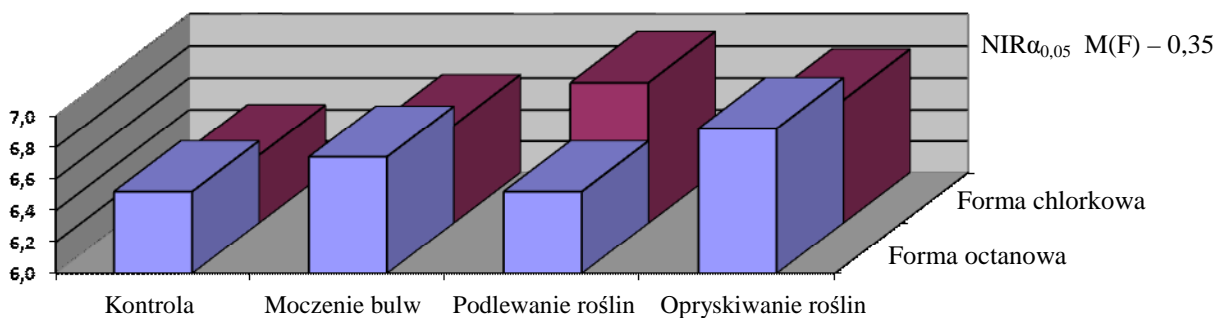
Rys. 2. Długość głównego pędu kwiatostanowego frezji (cm) w zależności od metody aplikacji i formy chitozanu (średnia z dwóch lat uprawy)



Rys. 3. Długość pędu kwiatostanowego I rzędu frezji (cm) w zależności od metody aplikacji i formy chitozanu (średnia z dwóch lat uprawy)



Rys. 4. Długość kwiatostanu frezji (cm) w zależności od metody aplikacji i formy chitozanu (średnia z dwóch lat uprawy)



Rys. 5. Średnica kwiatu frezji (cm) osadzonego w kwiatostanie I rzędu w zależności od metody aplikacji i formy chitozanu (średnia z dwóch lat uprawy)

4.2.4. Plon bulw

Traktowanie frezji roztworem chitozanu wpłynęło istotnie na wielkość uzyskanego plonu bulw potomnych (tab. 20). Niezależnie od metody aplikacji chitozanu i odmiany, stosowanie formy octanowej tego związku, w stosunku do formy chlorkowej, wpływało na zwiększenie współczynnika przyrostu liczby bulw następczych i współczynnika przyrostu masy bulw ogółem frezji – odpowiednio o 5,4 i 7,9%. Zastosowane metody aplikacji chitozanu w niejednakowy sposób wpływały na wielkość porównywanych współczynników. W porównaniu z kontrolą, niezależnie od metody aplikacji chitozanu, uzyskano większy współczynnik przyrostu masy bulw ogółem. W przypadku roślin nietraktowanych roztworem chitozanu i uprawianych z bulw moczonych w roztworze tego biopolimeru wykazano większy współczynnik przyrostu masy bulw następczych niż kiedy rośliny podlewano lub opryskiwano roztworem tego związku. Współczynnik przyrostu liczby bulw następczych pod wpływem chitozanu był zawsze większy od kontroli. Największy współczynnik stwierdzono w obiekcie, w którym rośliny opryskiwano, mniejszy – gdy frezje podlewano i bulwy moczone przed sadzeniem, najmniejszy – w obiekcie kontrolnym. Porównywane w doświadczeniu odmiany frezji różniły się wielkością uzyskanych współczynników. Największym współczynnikiem przyrostu masy bulw ogółem i bulw następczych odznaczały się rośliny odmiany ‘Silver Beach’. Najmniejsze współczynniki natomiast uzyskano u frezji odmiany ‘Lisa’ i były one mniejsze – odpowiednio aż o 87,9 i 136,7%. W przypadku roślin odmiany ‘Silver Beach’ wykazano większy – o 107,8 i 115,4% – współczynnik przyrostu liczby bulw następczych niż u frezji odmian ‘Bon Bon’ i ‘Lisa’.

Na podstawie uzyskanych w badaniach wyników dotyczących wszystkich ocenianych współczynników wykazano istotną interakcję między metodą aplikacji chitozanu a odmianą. U frezji odmiany ‘Lisa’, uprawianej w obiekcie, gdzie rośliny opryskiwano roztworem chitozanu, stwierdzono większy współczynnik przyrostu masy bulw ogółem w porównaniu z roślinami kontrolnymi. Frezje odmiany ‘Bon Bon’, na które oddziaływało roztworem chitozanu, niezależnie od metody jego aplikacji, wyróżniały się większym współczynnikiem przyrostu masy bulw ogółem niż rośliny nietraktowane roztworem tego związku. W przypadku frezji odmiany ‘Silver Beach’ w obiekcie, gdzie bulwy przed sadzeniem moczone w roztworze chitozanu, uzyskano większy współczynnik przyrostu masy bulw ogółem w porównaniu z pozostałymi obiektami doświadczalnymi. Większym współczynnikiem przyrostu masy bulw następczych u frezji odmiany ‘Lisa’ wyróżniały się rośliny nietraktowane roztworem chitozanu jedynie w stosunku do frezji opryskiwanych lub podlewanych roztworem tego związku. Uprawiając frezje odmiany ‘Bon Bon’ w obiekcie, gdzie roztwór chitozanu aplikowano przez oprysk, uzyskano większy współczynnik przyrostu masy bulw następczych niż w obiekcie kontrolnym. U frezji odmiany ‘Silver Beach’ większy współczynnik przyrostu masy bulw następczych stwierdzono w przypadku roślin kontrolnych i uprawianych z bulw moczonych przed sadzeniem w roztworze chitozanu, mniejszy – kiedy frezje opryskiwano lub podlewano roztworem tego związku. Traktując frezje odmiany ‘Lisa’ roztworem chitozanu, większy współczynnik przyrostu liczby bulw następczych wykazano u roślin podlewanych roztworem tego związku jedynie w porównaniu z frezjami kontrolnymi. W odniesieniu do frezji odmiany ‘Bon

Tabela 20. Plon bulw potomnych trzech odmian frezji w zależności od formy i metody aplikacji chitozanu (średnia z dwóch lat uprawy)

Cecha	Odmiana (O)	Metoda aplikacji chitozanu (M)				Forma chitozanu (F)		Średnia
		kontrola	moczenie bulw	podlewanie roślin	opryskiwanie roślin	octanowa	chlorkowa	
Współczynnik przyrostu masy bulw ogółem	Lisa	5,73	6,19	6,63	6,86	6,68	6,02	6,35
	Bon Bon	6,96	7,74	7,91	8,22	7,73	7,69	7,71
	Silver Beach	11,42	12,91	11,65	11,72	12,56	11,29	11,93
	średnia	8,04	8,95	8,73	8,93	8,99	8,33	8,66
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,297	M – 0,376	F – 0,202	O(M) – 0,593	M(O) – 0,651	O(F) – 0,419	F(O) – 0,350
Współczynnik przyrostu masy bulw następczych	Lisa	3,68	3,09	2,70	2,73	3,08	3,01	3,05
	Bon Bon	6,34	6,73	6,98	7,12	6,68	6,90	6,79
	Silver Beach	8,54	8,12	6,43	5,77	7,09	7,34	7,22
	średnia	6,19	5,98	5,37	5,21	5,62	5,75	5,69
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,318	M – 0,403	F – n.i.	O(M) – 0,636	M(O) – 0,698	O x F – n.i.	O x M x F – n.i.
Współczynnik przyrostu liczby bulw następczych	Lisa	1,16	1,30	1,48	1,48	1,31	1,40	1,36
	Bon Bon	1,19	1,60	1,31	1,55	1,45	1,37	1,41
	Silver Beach	2,33	2,50	3,00	3,88	3,09	2,77	2,93
	średnia	1,56	1,80	1,93	2,30	1,95	1,85	1,90
	NIR $\alpha_{0,05}$	O – 0,109	M – 0,138	F – 0,074	O(M) – 0,218	M(O) – 0,240	O(F) – 0,154	F(O) – 0,129

Objaśnienia jak w tabeli 6.

Bon' stwierdzono, że odznaczały się one większym współczynnikiem przyrostu liczby bulw następczych, kiedy bulwy przed sadzeniem moczo w roztworze chitozanu lub rośliny opryskiwano, mniejszym – gdy rośliny podlewano lub nietraktowano roztworem tego związku. Największy współczynnik przyrostu liczby bulw następczych frezji odmiany 'Silver Beach' uzyskano w obiekcie, w którym roztwór chitozanu aplikowano przez oprysk, mniejszy natomiast w tym, gdzie rośliny podlewano tym roztworem. Frezje kontrolne i uprawiane z bulw moczonych przed sadzeniem w roztworze chitozanu charakteryzowały się najmniejszą wartością badanej cechy.

W odniesieniu do współczynników przyrostu masy bulw ogółem i przyrostu liczby bulw następczych stwierdzono istotną interakcję między uprawianymi odmianami a formą chitozanu. Zastosowany roztwór chitozanu w formie octanowej u frezji odmian 'Lisa' i 'Silver Beach' wpływał na zwiększenie współczynnika przyrostu masy bulw ogółem, w porównaniu z formą chlorkową. Takiej zależności nie wykazano w przypadku frezji odmiany 'Bon Bon'. Większy współczynnik przyrostu liczby bulw następczych u frezji odmiany 'Silver Beach' stwierdzono w wyniku aplikowania chitozanu w formie octanowej niż chlorkowej. W uprawie frezji odmian 'Lisa' i 'Bon Bon' nie wykazano istotnego wpływu formy chitozanu na wielkość uzyskanego współczynnika przyrostu liczby bulw następczych.

4.3. Wpływ stężenia i metody aplikacji chitozanu na: wzrost, rozwój, wartość dekoracyjną i plon bulw potomnych frezji, uprawianej w tunelu foliowym

4.3.1. Przebieg faz rozwojowych

W uprawie frezji odmiany 'Silver Beach' w tunelu foliowym zastosowany do moczenia bulw przed sadzeniem roztwór chitozanu w formie octanowej, w stosunku do roślin nietraktowanych tym roztworem, wpływał na nieznaczne opóźnienie rozpoczęcia wschodów pędów głównych. W obiektach, w których zastosowano roztwór chitozanu o stężeniu 0,2%, początek wschodów był opóźniony od 1,5 dnia – kiedy bulwy moczo przez 30 minut – do 2 dni – gdy moczo je przez 60 minut. W przypadku traktowania bulw roztworem chitozanu o stężeniu 0,4%, opóźnienie rozpoczęcia fazy wschodów pędów głównych wahało się od 1,3 dnia – przy moczeniu bulw przez 60 minut do 1,5 dnia – przy oddziaływaniu na nie tym roztworem przez 30 minut (tab. 21). Niezależnie od stężenia, chitozan aplikowany do moczenia bulw przed sadzeniem, a także podlewania lub opryskiwania roślin od fazy dwóch liści, pobudzał do wzrostu większą liczbę pąków przybyszowych na bulwach i wpływał na wydłużenie fazy wschodów pędów dodatkowych. W porównaniu z kontrolą, roztwór chitozanu o stężeniu 0,2% wpływał na wydłużenie tej fazy rozwojowej o 23,6 dnia, natomiast o stężeniu 0,4% – o 27,5 dnia. Zastosowana metoda aplikacji chitozanu wpłynęła również na wydłużenie fazy wschodów pędów dodatkowych. Spośród ocenianych metod najsilniejszy wpływ miało opryskiwanie roślin roztworem tego związku co 7 lub 14 dni. W odniesieniu do kontroli, w przypadku oddziaływania na frezje roztworem chitozanu o stężeniu 0,2% opryskiwanie roślin wpływało na wydłużenie tej fazy od 56,8 dnia – przy stosowaniu zabiegu co 7 dni – do

57,5 dnia przy stosowaniu zabiegu co 14 dni. Nieznacznie silniejszy wpływ na wydłużenie tej fazy rozwojowej miało większe stężenie roztworu chitozanu, tj. 0,4%. W porównaniu z roślinami nietraktowanymi roztworem tego związku, nastąpiło wydłużenie fazy wschodów pędów dodatkowych od 59,3 dnia – gdy rośliny opryskiwano co 14 dni – do 63,5 dnia – gdy rośliny opryskiwano co 7 dni.

Roztwór chitozanu w nieznaczny sposób wpływał na przyspieszenie kłoszenia na pędach głównych i pędach dodatkowych frezji – odpowiednio o 3,5 dnia i 3,1 dnia. Rośliny, w uprawie których aplikowano roztwór tego związku o stężeniu 0,2%, zaczęły się kłosić na pędach głównych i dodatkowych – odpowiednio o 3,3 i 3,9 dnia wcześniej, zaś o stężeniu 0,4% – odpowiednio o 3,8 i 2,2 dnia wcześniej w odniesieniu do roślin kontrolnych. Na przyspieszenie rozpoczęcia kłoszenia frezji wpływała także metoda aplikacji chitozanu. W porównaniu z roślinami nietraktowanymi tym roztworem zarówno przy stężeniu 0,2%, jak i 0,4%, najwcześniej zaczęły wykształcać kwiatostany rośliny opryskiwane co 7 lub 14 dni, podlewane co 7 lub 14 dni, następnie te frezje, które uzyskano z bulw moczonych w roztworze tego związku przez 30 lub 60 minut. Pod wpływem zastosowanego chitozanu nastąpiło wydłużenie fazy kłoszenia. W porównaniu z roślinami nietraktowanymi chitozanem, roztwór tego związku o stężeniu 0,2% wpływał na wydłużenie tej fazy rozwojowej zarówno na pędach głównych, jak i dodatkowych – odpowiednio o 2,3 i 15,5 dnia, natomiast o stężeniu 0,4% – odpowiednio o 4 i 20,4 dnia. Na przebieg fazy kłoszenia frezji wpływała metoda aplikacji chitozanu. W odniesieniu do pędów głównych, w porównaniu z kontrolą, najsilniejszy wpływ na wydłużenie tej fazy rozwojowej miało opryskiwanie roślin co 14 dni, najłabszy zaś moczenie bulw przed sadzeniem przez 60 minut. Na pędach dodatkowych, spośród zastosowanych metod, najsilniejszy wpływ miało opryskiwanie roślin roztworem tego związku co 7 lub 14 dni. W stosunku do kontroli, stosując roztwór chitozanu o stężeniu 0,2% co 7 lub 14 dni rośliny wykształcały kwiatostany – odpowiednio o 18,8 i 21,7 dnia dłużej. Kiedy zastosowano stężenie 0,4% co 7 lub 14 dni, różnica ta była większa i wynosiła odpowiednio – 22,4 i 28,1 dnia.

W przeprowadzonych badaniach chitozan wpływał na przyspieszenie kwitnienia uprawianych roślin. U frezji traktowanej roztworem tego związku o stężeniu 0,2%, niezależnie od metody aplikacji, w porównaniu z kontrolą, kwiaty na pędach głównych i dodatkowych zaczęły rozwijać się odpowiednio o 2,6 i 2 dni wcześniej, zaś kiedy aplikowano roztwór o stężeniu 0,4% – odpowiednio o 4,6 i 1,1 dnia wcześniej. Metoda aplikacji chitozanu w niejednakowy sposób wpływała na rozpoczęcie kwitnienia na pędach głównych i dodatkowych. Na pędach głównych, przy wszystkich metodach dostarczania roztworu chitozanu, kwiaty rozwijały się wcześniej niż u roślin nietraktowanych tym związkiem. Jednak spośród zastosowanych metod najsilniej na przyspieszenie kwitnienia wpływało opryskiwanie roślin co 7 dni. Przy tej metodzie aplikacji, w porównaniu z kontrolą, kwiaty rozwijały się o 5,1 dnia wcześniej. Na pędach dodatkowych, w odniesieniu do frezji kontrolnych, aplikując roztwór chitozanu przez moczenie bulw przed sadzeniem przez 30 lub 60 minut, podlewanie lub oprysk co 7 dni, kwiaty rozwijały się wcześniej, zaś kiedy frezje podlewano lub opryskiwano co 14 dni – później. Traktowanie frezji roztworem chitozanu wpłynęło na opóźnienie zakończenia fazy kwitnienia zarówno na pędach głównych, jak i na pędach dodatkowych u uprawianych roślin. Najsilniejszy wpływ, w porównaniu z frezjami nietraktowanymi roztworem chitozanu, stwierdzono u roślin, które opryskiwano co 7 lub 14 dni roztworem tego związku. Oddzia-

Tabela 21. Przebieg faz rozwojowych (liczba dni uprawy) frezji odmiany ‘Silver Beach’ w zależności od stężenia i metody aplikacji chitozanu (średnia z lat 2008–2011)

Chitozan		Wschody				Kłoszenie				Kwitnienie			
Stężenie (%)	metoda aplikacji	pędy główne		pędy dodatkowe		pędy główne		pędy dodatkowe		pędy główne		pędy dodatkowe	
		P	K	P	K	P	K	P	K	P	K	P	K
0,2	kontrola – bez chitozanu	9,0	15,7	14,4	33,1	72,7	81,1	85,0	126,9	83,8	95,7	98,3	144,7
	moczenie bulw przez 30 minut	10,5	16,9	15,5	40,4	70,0	79,6	80,7	135,7	82,7	93,9	93,1	151,5
	moczenie bulw przez 60 minut	11,0	18,0	17,0	42,9	71,4	79,4	82,4	135,8	80,9	96,8	96,5	152,1
	podlewanie roślin co 7 dni	9,7	14,8	14,8	60,3	68,3	78,3	80,7	136,7	80,0	95,0	94,0	151,5
	podlewanie roślin co 14 dni	9,0	14,9	14,0	57,3	69,1	80,7	82,1	138,0	81,9	95,5	99,2	153,7
	opryskiwanie roślin co 7 dni	9,5	14,9	13,9	70,7	68,1	77,2	79,0	139,7	79,6	96,6	95,6	157,4
	opryskiwanie roślin co 14 dni	9,7	14,6	14,7	72,2	69,5	83,6	81,9	145,5	82,0	97,4	99,3	160,8
0,4	kontrola – bez chitozanu	9,7	14,3	15,0	34,0	72,5	80,4	83,5	121,2	86,0	97,3	97,8	141,1
	moczenie bulw przez 30 minut	11,2	17,8	17,0	46,3	70,5	84,8	81,0	132,2	81,5	95,9	96,2	149,2
	moczenie bulw przez 60 minut	11,0	17,0	16,6	47,9	68,6	77,7	80,6	134,7	81,7	94,2	95,1	149,7
	podlewanie roślin co 7 dni	9,1	14,8	14,5	61,3	68,8	78,2	82,8	140,2	80,1	94,6	92,7	151,6
	podlewanie roślin co 14 dni	9,5	14,1	14,5	63,4	68,7	81,2	81,6	140,7	82,4	96,4	98,4	156,6
	opryskiwanie roślin co 7 dni	9,1	14,9	14,8	78,3	67,0	77,8	80,6	141,7	80,0	92,2	98,4	159,7
	opryskiwanie roślin co 14 dni	9,7	14,6	14,6	73,9	68,8	83,8	81,4	147,2	82,4	97,5	99,2	160,6

Objaśnienia jak w tabeli 5.

lując na rośliny roztworem chitozanu o stężeniu 0,2% co 7 lub 14 dni, kwiaty na pędach głównych rozwijały się odpowiednio o 5,1 i 3,5 dnia dłużej, zaś o stężeniu 0,4% – odpowiednio o 0,9 i 3,8 dnia dłużej. Na pędach głównych różnice te były większe i przy zastosowaniu roztworu o stężeniu 0,2% wynosiły odpowiednio 15,4 i 15,1 dnia, zaś przy stężeniu 0,4% – odpowiednio 18 i 18,1 dnia dłużej.

4.3.2. Cechy wegetatywne

W poszczególnych latach prowadzenia badań, niezależnie od zastosowanych czynników doświadczalnych, uzyskane rośliny różniły się istotnie pod względem wysokości (tab. 22). Podczas pełni kwitnienia, tylko w 2008 roku, stężenie roztworu chitozanu wpływało na wysokość uprawianych frezji. Niezależnie od metody stosowania chitozanu, wyższe były rośliny rosące w obiektach, gdzie dostarczano roztwór tego związku o stężeniu 0,4% niż kiedy oddziaływano na nie stężeniem 0,2%. Pod koniec okresu wegetacji identyczną zależność wykazano w 2008 i 2011 roku. Zastosowany chitozan stymulował wzrost roślin, jednak jego wpływ uzależniony był od sposobu aplikacji. Podczas pełni kwitnienia, w pierwszym roku prowadzenia doświadczenia, wyższe rośliny stwierdzono w obiektach, gdzie roztwór chitozanu stosowano przez moczenie bulw przed sadzeniem przez 60 minut lub podlewanie roślin co 7 dni tylko w stosunku do obiektu kontrolnego. Inną reakcją na zastosowane metody aplikacji chitozanu wykazano w 2009 roku. Wyższe rośliny stwierdzono w obiekcie, w którym frezje opryskiwano co 7 dni tylko w porównaniu z roślinami kontrolnymi i uprawianymi z bulw moczonych przed sadzeniem przez 30 minut w roztworze tego związku. W 2010 roku we wszystkich obiektach, gdzie zastosowano roztwór chitozanu, uzyskano wyższe rośliny niż w obiekcie kontrolnym. Porównując zastosowane metody aplikacji tego związku stwierdzono, że frezje podlewane lub opryskiwane co 7 dni roztworem chitozanu były wyższe jedynie w stosunku do roślin uprawianych z bulw moczonych przed sadzeniem przez 30 minut w roztworze tego związku. W ostatnim roku prowadzenia badań wyższe rośliny uzyskano, mocząc ich bulwy przed sadzeniem w roztworze chitozanu przez 60 minut, w porównaniu z frezjami, na które nie oddziaływano roztworem tego związku. Pod koniec okresu wegetacji, w poszczególnych latach badań, wpływ metody aplikacji roztworu chitozanu był inny niż podczas pełni kwitnienia frezji. W 2008 roku rośliny opryskiwane roztworem chitozanu co 7 dni były wyższe tylko w porównaniu z frezjami kontrolnymi. W kolejnym roku badań różnice w wysokości uprawianych roślin były mniejsze. Wyższe rośliny wykazano w obiektach, gdzie bulwy przed sadzeniem moczono w roztworze chitozanu przez 60 minut lub frezje podlewano co 7 dni, albo opryskiwano co 7 dni roztworem tego związku, jedynie w porównaniu z kontrolą. W 2010 roku, aplikując roztwór chitozanu przez moczenie bulw przed sadzeniem przez 60 minut, uzyskano wyższe frezje w porównaniu z roślinami nietraktowanymi roztworem tego związku. W ostatnim roku prowadzenia doświadczenia nie stwierdzono istotnego wpływu metody aplikacji chitozanu na omawianą cechę.

Na podstawie średnich wyników z lat badań, uzyskanych w pełni kwitnienia i pod koniec okresu wegetacji, wykazano wpływ chitozanu na zwiększenie wysokości uprawianych roślin. W trakcie obydwóch terminów pomiaru wyższe rośliny stwierdzono w obiektach, w których stosowano roztwór tego związku o stężeniu 0,4%, w porównaniu ze stężeniem 0,2%.

Tabela 22. Wysokość (cm) frezji odmiany 'Silver Beach' w zależności od stężenia i metody aplikacji chitozanu podczas pełni kwitnienia i pod koniec okresu wegetacji (w latach 2008–2011 i średnia z lat 2008–2011)

Lata badań	Stężenie chitozanu (%) (S)	Termin pomiaru															
		pełnia kwitnienia								koniec okresu wegetacji							
		metoda aplikacji chitozanu (M)							średnia	metoda aplikacji chitozanu (M)							średnia
		I	II	III	IV	V	VI	VII		I	II	III	IV	V	VI	VII	
2008	0,2	63,5	66,2	68,3	67,8	66,6	67,2	66,8	66,6	71,8	73,8	74,6	73,0	72,9	77,3	73,6	73,9
	0,4	64,3	68,0	70,9	70,6	67,6	68,4	67,2	68,1	72,9	75,1	76,7	75,2	74,3	77,0	77,2	75,5
	średnia	63,9	67,1	69,6	69,2	67,1	67,8	67,0	67,4	72,4	74,5	75,7	74,1	73,6	77,2	75,4	74,7
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – 1,36 M – 3,95 S x M – n.i.								S – 1,50 M – 4,36 S x M – n.i.							
2009	0,2	87,8	86,5	89,5	91,6	89,3	90,9	88,6	89,2	92,0	93,7	97,4	98,4	95,3	98,5	94,8	95,7
	0,4	85,2	88,4	88,2	87,2	88,3	92,4	91,8	88,8	93,5	97,4	95,6	95,8	95,4	97,4	96,5	95,9
	średnia	86,5	87,5	88,9	89,4	88,8	91,7	90,2	89,0	92,8	95,6	96,5	97,1	95,3	98,0	95,7	95,8
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 4,07 S x M – n.i.								S – n.i. M – 3,41 S x M – n.i.							
2010	0,2	63,4	68,2	72,8	73,5	69,8	73,3	71,7	70,4	72,3	74,7	78,4	78,3	75,9	75,2	76,8	75,9
	0,4	65,5	70,0	68,8	75,1	72,3	73,5	69,8	70,7	70,9	76,2	83,0	77,4	75,0	77,6	73,5	76,2
	średnia	64,5	69,1	70,8	74,3	71,1	73,4	70,8	70,6	71,6	75,5	80,7	77,9	75,5	76,4	75,2	76,1
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 3,52 S x M – n.i.								S – n.i. M – 4,36 S x M – n.i.							
2011	0,2	83,8	84,9	88,6	88,9	87,2	85,9	89,7	87,0	96,6	93,0	94,9	97,1	97,1	98,2	96,3	96,2
	0,4	84,1	86,5	94,7	92,3	88,6	84,9	89,9	88,7	94,0	98,8	101,8	104,0	99,0	97,2	99,3	99,2
	średnia	84,0	85,7	91,7	90,6	87,9	85,4	89,8	87,9	95,3	95,9	98,4	100,6	98,1	97,7	97,8	97,7
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 3,72 S(M) – 3,40 M(S) – 5,26								S – 2,19 M – n.i. S x M – n.i.							
2008–2011	0,2	74,6	76,5	79,8	80,5	78,2	79,3	79,2	78,3	83,2	83,8	86,3	86,7	85,3	87,3	85,4	85,5
	0,4	74,8	78,2	80,7	81,3	79,2	79,8	79,7	79,1	82,8	86,9	89,3	88,1	85,9	87,3	86,6	86,7
	średnia	74,7	77,4	80,3	80,9	78,7	79,6	79,5	78,7	83,0	85,3	87,8	87,4	85,6	87,3	86,0	86,1
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – 0,64 M – 1,81 S x M – n.i.								S – 0,79 M – 2,24 S x M – n.i.							

Objaśnienia:

I – kontrola,

IV – podlewanie roślin co 7 dni,

VII – opryskiwanie roślin co 14 dni,

II – moczenie bulw przez 30 minut,

V – podlewanie roślin co 14 dni,

n.i. – różnice nieistotne.

III – moczenie bulw przez 60 minut,

VI – opryskiwanie roślin co 7 dni,

Podczas pełni kwitnienia i pod koniec okresu wegetacji rośliny, w uprawie których zastosowano chitozan, były wyższe niż kontrolne. Porównując metody aplikacji tego związku, podczas pełni kwitnienia stwierdzono, że wyższe były frezje, które podlewano co 7 dni roztworem chitozanu w porównaniu z tymi, na które nie oddziaływano roztworem tego związku. Inną reakcją na zastosowane metody aplikacji chitozanu wykazano pod koniec okresu wegetacji. Wyższe frezje uzyskano z bulw moczonych przed sadzeniem przez 60 minut, jednak tylko w stosunku do roślin uprawianych z bulw moczonych w roztworze chitozanu przez 30 minut.

W przeprowadzonych badaniach, niezależnie od roku i terminu pomiaru, chitozan stymulował wykształcanie przez frezje odmiany 'Silver Beach' większej liczby pędów (tab. 23). Podczas pełni kwitnienia, tylko w 2008 i 2009 roku, liczba uzyskanych pędów w istotny sposób zależała od zastosowanego stężenia roztworu chitozanu. W obydwu latach prowadzenia badań u roślin, na które oddziaływano roztworem chitozanu o stężeniu 0,4%, uzyskano więcej pędów w stosunku do frezji traktowanej roztworem o dwukrotnie mniejszym stężeniu. Pod koniec okresu wegetacji identyczną zależność wykazano jedynie w 2008 roku. Podczas pełni kwitnienia liczba wytworzonych przez frezje pędów w istotny sposób zależała od zastosowanej metody aplikacji chitozanu. W 2008 roku, niezależnie od zastosowanego stężenia, więcej pędów stwierdzono u roślin opryskiwanych co 7 dni roztworem chitozanu, w porównaniu z roślinami kontrolnymi. W kolejnych dwóch latach badań, we wszystkich obiektach gdzie zastosowano roztwór tego związku uzyskano większą liczbę pędów niż u roślin nietraktowanych roztworem tego związku. Porównując zastosowane metody aplikacji chitozanu w 2009 roku, większą liczbę pędów uzyskano, opryskując rośliny co 7 lub 14 dni roztworem chitozanu jedynie w stosunku do frezji uprawianych z bulw moczonych przed sadzeniem przez 60 minut oraz podlewanych co 7 lub 14 dni roztworem tego związku. W 2010 roku więcej pędów stwierdzono u roślin opryskiwanych co 14 dni roztworem chitozanu, w porównaniu z frezjami uprawianymi z bulw moczonych przed sadzeniem przez 60 minut w roztworze tego związku. Inną reakcją na zastosowane metody aplikacji chitozanu wykazano w 2011 roku. Większą liczbę pędów wykształciły rośliny podlewane co 7 dni w stosunku do uprawianych z bulw moczonych przed sadzeniem przez 60 minut w roztworze chitozanu. Podobnie jak w trakcie kwitnienia, tak i pod koniec okresu wegetacji, liczba wytworzonych przez frezje pędów w istotny sposób zależała od zastosowanej metody aplikacji chitozanu. W pierwszym roku prowadzenia badań najwięcej pędów uzyskano u roślin opryskiwanych co 7 dni roztworem chitozanu. Równie dużą liczbę pędów stwierdzono w przypadku frezji opryskiwanych co 14 dni. Oceniając pozostałe metody aplikacji chitozanu, więcej pędów wykształciły rośliny podlewane roztworem chitozanu co 7 lub 14 dni, tylko w porównaniu z frezjami uzyskanymi z bulw moczonych przed sadzeniem przez 30 minut i kontrolnymi. W 2009 i 2010 roku we wszystkich obiektach, w których zastosowano chitozan, stwierdzono u frezji większą liczbę pędów niż w obiekcie kontrolnym. Porównując metody aplikacji chitozanu w 2009 roku, więcej pędów wykształciły rośliny, w przypadku których roztwór chitozanu aplikowano w postaci opryskiwania co 7 lub 14 dni tylko w stosunku do roślin uzyskanych z bulw moczonych przed sadzeniem przez 30 minut. Natomiast w 2010 roku więcej pędów wykazano u roślin opryskiwanych co 7 dni jedynie w odniesieniu do frezji

Tabela 23. Liczba pędów frezji odmiany 'Silver Beach' w zależności od stężenia i metody aplikacji chitozanu podczas pełni kwitnienia i pod koniec okresu wegetacji (w latach 2008–2011 i średnia z lat 2008–2011)

Lata badań	Stężenie chitozanu (%) (S)	Termin pomiaru															
		pełnia kwitnienia								koniec okresu wegetacji							
		metoda aplikacji chitozanu (M)							średnia	metoda aplikacji chitozanu (M)							średnia
		I	II	III	IV	V	VI	VII		I	II	III	IV	V	VI	VII	
2008	0,2	1,6	1,7	1,6	1,8	1,6	2,0	1,9	1,7	1,9	2,2	2,3	2,5	2,5	3,0	2,9	2,5
	0,4	1,4	1,5	1,9	2,1	1,9	2,5	2,3	1,9	2,2	2,3	2,5	2,9	2,8	3,5	3,3	2,8
	średnia	1,5	1,6	1,8	2,0	1,8	2,3	2,1	1,8	2,1	2,3	2,4	2,7	2,7	3,3	3,1	2,7
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – 0,16 M – 0,45 S x M – n.i.								S – 0,12 M – 0,34 S x M – n.i.							
2009	0,2	1,8	2,7	2,5	2,9	3,0	3,1	2,8	2,7	2,9	3,5	3,9	3,9	4,0	4,3	4,2	3,8
	0,4	2,0	3,1	2,8	2,6	2,6	3,0	3,4	2,8	2,5	3,7	3,7	3,7	3,5	4,3	4,2	3,7
	średnia	1,9	2,9	2,7	2,8	2,8	3,1	3,1	2,8	2,7	3,6	3,8	3,8	3,8	4,3	4,2	3,8
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – 0,09 M – 0,25 S(M) – 0,23 M(S) – 0,35								S – n.i. M – 0,51 S x M – n.i.							
2010	0,2	2,4	2,4	2,8	3,5	3,1	2,7	3,0	2,8	2,6	3,7	3,5	4,1	3,8	4,4	4,1	3,7
	0,4	2,3	3,1	2,6	2,8	2,9	3,2	3,6	2,9	3,0	3,9	3,9	3,9	3,6	4,5	4,2	3,9
	średnia	2,4	2,8	2,7	3,2	3,0	3,0	3,3	2,9	2,8	3,8	3,7	4,0	3,7	4,5	4,2	3,8
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 0,29 S(M) – 0,26 M(S) – 0,41								S – n.i. M – 0,77 S x M – n.i.							
2011	0,2	2,0	1,5	1,9	2,6	2,0	2,2	2,5	2,1	2,6	2,4	3,0	3,2	3,2	3,2	3,1	3,0
	0,4	1,9	2,2	1,7	2,5	2,3	2,4	2,4	2,2	2,7	2,9	3,1	3,1	3,0	3,6	3,3	3,1
	średnia	2,0	1,9	1,8	2,6	2,2	2,3	2,5	2,2	2,7	2,7	3,1	3,2	3,2	3,4	3,2	3,1
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 0,61 S x M – n.i.								S – n.i. M – 0,65 S x M – n.i.							
2008–2011	0,2	2,0	2,1	2,2	2,7	2,4	2,5	2,6	2,3	2,5	3,0	3,2	3,4	3,4	3,7	3,6	3,2
	0,4	1,9	2,5	2,3	2,5	2,4	2,8	2,9	2,5	2,6	3,2	3,3	3,4	3,3	4,0	3,8	3,4
	średnia	1,9	2,3	2,2	2,6	2,4	2,6	2,7	2,4	2,6	3,1	3,2	3,4	3,3	3,9	3,7	3,3
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – 0,07 M – 0,20 S(M) – 0,07 M(S) – 0,29								S – 0,10 M – 0,28 S x M – n.i.							

Objaśnienia jak w tabeli 22.

uprawianych z bulw moczonych przed sadzeniem przez 60 minut lub podlewanych co 14 dni roztworem tego związku. W ostatnim roku prowadzenia badań różnice w liczbie wykształconych przez frezje pędów były mniejsze. Większą ich liczbę stwierdzono u roślin opryskiwanych co 7 dni tylko w stosunku do frezji nietraktowanych tym związkiem i uprawianych z bulw moczonych przed sadzeniem przez 30 minut w roztworze chitozanu.

Na podstawie średnich wyników z lat badań, niezależnie od terminu pomiaru, wykazano istotny wpływ stężenia i metody aplikacji chitozanu na liczbę wykształconych pędów u frezji odmiany 'Silver Beach'. Większą liczbą pędów zarówno podczas pełni kwitnienia, jak i pod koniec okresu wegetacji, charakteryzowały się rośliny uzyskane w obiektach, gdzie zastosowano roztwór chitozanu o stężeniu 0,4%, niż kiedy na rośliny oddziaływało stężeniem dwukrotnie mniejszym. Podczas pomiarów wykonanych w tych terminach stwierdzono także, że zastosowany roztwór chitozanu stymulował wykształcanie przez frezje większej liczby pędów w odniesieniu do roślin kontrolnych. Jednak zastosowane metody aplikacji chitozanu w niejednakowy sposób wpływały na liczbę wykształconych pędów. Podczas pełni kwitnienia najwięcej pędów wytworzyły rośliny opryskiwane co 14 dni. Równie dużą ich liczbę wykazano u roślin, które opryskiwano co 7 dni lub podlewano co 7 dni. Pod koniec okresu wegetacji najwięcej pędów uzyskano u roślin opryskiwanych co 7 lub 14 dni. Tylko podczas kwitnienia wykazano istotną interakcję między metodą aplikacji a stężeniem chitozanu. Traktując frezje roztworem chitozanu o stężeniu 0,2%, u roślin podlewanych co 7 dni uzyskano więcej pędów w stosunku do tych frezji, które podlewano roztworem tego związku co 14 dni. Najmniejszą liczbę pędów wykazano u roślin uprawianych z bulw moczonych przed sadzeniem w roztworze chitozanu przez 30 lub 60 minut oraz tych, których nie traktowano roztworem tego związku. W przypadku oddziaływania na frezje roztworem chitozanu o stężeniu 0,4% najwięcej pędów stwierdzono w obiekcie, gdzie rośliny opryskiwano co 14 dni. Równie dużą liczbą pędów odznaczały się frezje, które opryskiwano co 7 dni roztworem tego związku. Najmniej natomiast pędów wykazano u frezji kontrolnych.

Stężenie roztworu chitozanu tylko w 2008 i 2010 roku wpływało istotnie na liczbę liści osadzonych na pędzie głównym u frezji odmiany 'Silver Beach' zarówno podczas pełni kwitnienia, jak i pod koniec okresu wegetacji (tab. 24). Niezależnie od metody stosowania chitozanu, aplikując roztwór tego związku o stężeniu 0,4%, rośliny wykształciły więcej liści niż kiedy oddziaływało na nie roztworem o stężeniu 0,2%. We wszystkich latach prowadzenia badań, podczas pełni kwitnienia, wykazano istotny wpływ metody aplikacji chitozanu na liczbę wytworzonych przez frezje liści na pędzie głównym. W 2008 roku więcej liści wykazano u frezji opryskiwanych co 7 dni, w porównaniu z roślinami kontrolnymi i podlewanymi roztworem chitozanu co 14 dni. Inną reakcją na zastosowane metody aplikacji chitozanu stwierdzono w kolejnym roku badań. Więcej liści wykształciły frezje podlewane co 7 lub 14 dni oraz opryskiwane co 7 lub 14 dni roztworem chitozanu niż frezje kontrolne i uprawiane z bulw moczonych przed sadzeniem przez 30 lub 60 minut w roztworze tego związku. W 2010 roku największą liczbą liści charakteryzowały się frezje uprawiane w obiekcie, gdzie roztwór chitozanu dostarczano przez oprysk co 7 dni. Równie dużą ich liczbą wyróżniały się rośliny opryskiwane co 14 dni roztworem tego związku. W przypadku pozostałych metod aplikacji chitozanu, więcej liści stwierdzono u frezji podlewanych co 14 dni roztwo-

Tabela 24. Liczba liści osadzonych na pędzie głównym frezji odmiany ‘Silver Beach’ w zależności od stężenia i metody aplikacji chitozanu podczas pełni kwitnienia i pod koniec okresu wegetacji (w latach 2008–2011 i średnia z lat 2008–2011)

Lata badań	Stężenie chitozanu (%) (S)	Termin pomiaru																
		pełnia kwitnienia								koniec okresu wegetacji								
		metoda aplikacji chitozanu (M)							średnia	metoda aplikacji chitozanu (M)							średnia	
		I	II	III	IV	V	VI	VII		I	II	III	IV	V	VI	VII		
2008	0,2	7,7	8,1	7,7	8,0	7,3	8,1	7,7	7,8	8,3	8,8	8,5	8,5	8,1	8,9	8,2	8,5	
	0,4	7,5	8,1	7,9	8,3	8,1	9,1	9,2	8,3	8,5	8,6	8,7	9,4	9,0	10,1	9,7	9,1	
	średnia	7,6	8,1	7,8	8,2	7,7	8,6	8,5	8,1	8,4	8,7	8,6	9,0	8,6	9,5	9,0	8,8	
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – 0,25 M – 0,71 S(M) – 0,65 M(S) – 1,01								S – 0,42 M – n.i. S x M – n.i.								
2009	0,2	8,7	9,1	8,4	9,4	9,1	9,6	9,5	9,1	9,5	10,4	9,8	10,3	10,1	10,2	10,1	10,1	
	0,4	8,4	8,3	9,0	9,6	9,5	9,4	9,6	9,1	9,6	9,9	10,4	10,1	10,3	10,7	10,1	10,2	
	średnia	8,6	8,7	8,7	9,5	9,3	9,5	9,6	9,1	9,6	10,2	10,1	10,2	10,2	10,5	10,1	10,2	
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 0,44 S(M) – 0,41 M(S) – 0,63								S – n.i. M – 0,73 S x M – n.i.								
2010	0,2	5,8	5,5	5,9	5,7	5,8	6,2	6,2	5,9	6,1	5,5	6,2	6,2	5,8	6,8	6,2	6,1	
	0,4	5,5	5,8	5,6	6,0	6,2	6,8	6,4	6,0	5,8	6,0	6,0	6,2	6,7	6,7	7,1	6,4	
	średnia	5,7	5,7	5,8	5,9	6,0	6,5	6,3	6,0	6,0	5,8	6,1	6,2	6,3	6,8	6,7	6,3	
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – 0,10 M – 0,28 S(M) – 0,26 M(S) – 0,40								S – 0,21 M – 0,62 S(M) – 0,56 M(S) – 0,87								
2011	0,2	7,2	7,7	7,5	8,2	8,1	8,3	8,1	7,9	8,7	9,4	9,7	9,5	10,0	9,6	9,5	9,5	
	0,4	7,5	7,4	7,8	8,0	7,8	8,6	8,5	7,9	9,2	8,9	9,4	9,4	9,4	10,7	10,7	9,7	
	średnia	7,4	7,6	7,7	8,1	8,0	8,5	8,3	7,9	9,0	9,2	9,6	9,5	9,7	10,2	10,1	9,6	
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 0,87 S x M – n.i.								S – n.i. M – 0,90 S(M) – 0,82 M(S) – 1,27								
2008–2011	0,2	7,4	7,6	7,4	7,8	7,6	8,1	7,9	7,7	8,2	8,5	8,6	8,6	8,5	8,9	8,5	8,5	
	0,4	7,2	7,4	7,6	8,0	7,9	8,5	8,4	7,9	8,3	8,4	8,6	8,8	8,9	9,6	9,4	8,8	
	średnia	7,3	7,5	7,5	7,9	7,7	8,3	8,2	7,8	8,3	8,5	8,6	8,7	8,7	9,3	9,0	8,7	
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – 0,10 M – 0,29 S(M) – 0,10 M(S) – 0,42								S – 0,15 M – 0,42 S(M) – 0,15 M(S) – 0,60								

Objaśnienia jak w tabeli 22.

rem chitozanu tylko w stosunku do roślin kontrolnych i uprawianych z bulw moczonych przed sadzeniem przez 30 minut w roztworze tego związku. W ostatnim roku prowadzenia badań więcej liści wytworzyły frezje opryskiwane co 7 dni roztworem chitozanu, w porównaniu z roślinami nietraktowanymi roztworem tego związku. Pod koniec okresu wegetacji, w poszczególnych latach badań, stwierdzono inną reakcję roślin na zastosowane metody aplikacji chitozanu niż podczas pełni kwitnienia. Tylko w 2008 roku nie wykazano istotnego wpływu metody dostarczenia chitozanu na liczbę liści osadzonych na pędzie głównym. W kolejnym roku prowadzenia doświadczenia więcej liści wykształciły frezje opryskiwane co 7 dni jedynie w porównaniu z roślinami nietraktowanymi roztworem tego związku. W 2010 roku większą liczbą liści na pędzie głównym odznaczały się także rośliny opryskiwane co 7 dni, w odniesieniu do frezji kontrolnych i uprawianych z bulw moczonych przez 30 minut w roztworze chitozanu. Mniejsze różnice w liczbie wykształconych liści na pędzie głównym wykazano w 2011 roku. Więcej liści uzyskano u frezji opryskiwanych co 7 lub 14 dni, tylko w stosunku do roślin kontrolnych i uprawianych z bulw moczonych przez 30 minut.

Na podstawie średnich wyników z lat badań stwierdzono, że liczba liści osadzonych na pędzie głównym u frezji odmiany 'Silver Beach' w istotny sposób zależała od stężenia i metody aplikacji chitozanu. W trakcie obu terminów pomiaru, rośliny uprawiane w obiektach, gdzie stosowano roztwór chitozan o stężeniu 0,4% wykształciły więcej liści w stosunku do roślin traktowanych roztworem o dwukrotnie mniejszym stężeniu. Podczas pełni kwitnienia najwięcej liści uzyskano u roślin opryskiwanych co 7 dni. Równie dużą ich liczbę wykazano u frezji opryskiwanych roztworem chitozanu co 14 dni. W przypadku pozostałych metod więcej liści na pędzie głównym uzyskano u frezji podlewanych co 7 dni roztworem chitozanu w porównaniu z roślinami kontrolnymi. Inną reakcją na zastosowane metody aplikacji chitozanu wykazano pod koniec okresu wegetacji. Więcej liści wykształciły frezje opryskiwane co 7 dni w stosunku do roślin nietraktowanych roztworem chitozanu i uprawianych z bulw moczonych przed sadzeniem przez 30 minut. Zarówno podczas pełni kwitnienia, jak i pod koniec okresu wegetacji, stwierdzono istotną interakcję między metodą aplikacji a stężeniem chitozanu. W trakcie pierwszego terminu pomiaru, stosując roztwór chitozanu o stężeniu 0,2%, więcej liści na pędzie głównym wykształciły frezje opryskiwane co 7 dni w porównaniu z tymi, których bulwy przed sadzeniem moczono przez 60 minut w roztworze tego związku i roślinami kontrolnymi. W obiektach, gdzie frezje traktowano dwukrotnie większym stężeniem roztworu chitozanu, więcej liści uzyskano również, opryskując rośliny co 7 dni w odniesieniu do moczenia bulw przed sadzeniem przez 30 minut i kontroli. Pod koniec okresu wegetacji, w przypadku oddziaływania na frezje roztworem chitozanu o stężeniu 0,2%, więcej liści wykształciły rośliny opryskiwane co 7 dni tylko w stosunku do frezji kontrolnych. Przy zastosowaniu stężenia 0,4% także opryskując frezje co 7 dni uzyskano więcej liści na pędzie głównym, jednak tylko w porównaniu z roślinami podlewanymi co 7 dni, uprawianymi z bulw moczonych przez 30 lub 60 minut i kontrolnymi.

Oceniając liczbę liści ogółem na roślinie podczas pełni kwitnienia, tylko w 2008 i 2009 roku stwierdzono istotny wpływ stężenia roztworu chitozanu na omawianą cechę (tab. 25). Jednak w poszczególnych latach jego wpływ był zróżnicowany. W pierwszym roku badań większą liczbą liści charakteryzowały się rośliny uprawiane w obiektach, gdzie zastosowano

roztwór chitozanu o stężeniu 0,4% w stosunku do tych, na które oddziaływało roztworem o dwukrotnie mniejszym stężeniu. W drugim roku badań wykazano odwrotną zależność. Pod koniec okresu wegetacji, tylko w 2008 roku, stężenie roztworu chitozanu wpływało na liczbę liści ogółem wykształconych przez rośliny. Stosując roztwór o stężeniu 0,4%, uzyskano więcej liści niż kiedy aplikowano roztwór tego związku o stężeniu 0,2%. We wszystkich latach prowadzenia doświadczenia, podczas pełni kwitnienia, stwierdzono istotny wpływ metody aplikacji chitozanu na liczbę liści ogółem osadzonych na roślinach. W poszczególnych latach badań jednak zastosowane metody w niejednakowy sposób oddziaływały na omawianą cechę. W 2008 roku więcej liści stwierdzono u roślin opryskiwanych roztworem chitozanu co 7 dni, w porównaniu z frezjami kontrolnymi. W kolejnym roku badań najwięcej liści ogółem wykształciły frezje opryskiwane roztworem chitozanu co 7 dni. Równie dużą ich liczbą wyróżniały się rośliny opryskiwane co 14 dni oraz uprawiane z bulw moczonych przed sadzeniem przez 30 minut w roztworze tego związku. Najmniej liści ogółem wykształciły rośliny podlewane roztworem chitozanu co 14 dni. Inną reakcją na zastosowane metody aplikacji chitozanu wykazano w 2010 roku. Większą liczbą liści ogółem charakteryzowały się frezje opryskiwane co 14 dni tylko w stosunku do roślin uprawianych z bulw moczonych przed sadzeniem przez 30 lub 60 minut. W 2011 roku więcej liści ogółem stwierdzono u frezji opryskiwanych co 7 dni, w porównaniu z roślinami kontrolnymi i uprawianymi z bulw moczonych przed sadzeniem przez 60 minut w roztworze chitozanu. Pod koniec okresu wegetacji, tylko w 2008 i 2010 roku, metoda aplikacji chitozanu wpływała na liczbę liści ogółem wykształconych przez rośliny. W 2008 roku najwięcej liści wykazano w przypadku frezji opryskiwanej co 7 dni roztworem chitozanu, najmniej – u roślin kontrolnych. W 2010 roku różnice między obiektami były mniejsze. Więcej liści uzyskano u roślin opryskiwanych co 14 dni roztworem chitozanu i uprawianych z bulw moczonych przed sadzeniem przez 60 minut w roztworze tego związku jedynie w stosunku do frezji nietraktowanych chitozanem.

Porównując dane dotyczące liczby liści ogółem u frezji odmiany 'Silver Beach', na podstawie średnich wyników z lat badań tylko podczas pełni kwitnienia stwierdzono, że stężenie roztworu chitozanu w istotny sposób wpływało na omawianą cechę. Więcej liści uzyskano, stosując roztwór tego związku o stężeniu 0,4% niż o stężeniu 0,2%. W trakcie obydwu terminów pomiaru metoda aplikacji chitozanu w istotny sposób wpływała na liczbę liści ogółem wykształconych przez rośliny. Podczas pełni kwitnienia najwięcej liści wykazano u roślin opryskiwanych co 7 dni. Równie dużą liczbą liści ogółem charakteryzowały się frezje opryskiwane roztworem tego związku co 14 dni. Najmniej liści natomiast wytworzyły rośliny kontrolne i uprawiane z bulw moczonych przez 60 minut w roztworze tego związku. Inną reakcją frezji na zastosowane metody aplikacji chitozanu stwierdzono pod koniec okresu wegetacji. Najwięcej liści uzyskano u frezji opryskiwanej co 7 dni roztworem chitozanu, najmniej zaś u roślin nietraktowanych roztworem tego związku. Podczas obydwu terminów pomiaru dowiedziono istotną interakcję między metodą aplikacji a stężeniem chitozanu. W trakcie kwitnienia frezji, w przypadku oddziaływania na nie roztworem chitozanu o stężeniu 0,2%, rośliny opryskiwane co 7 lub 14 dni wykształciły więcej liści ogółem jedynie w stosunku do frezji podlewanych co 14 dni lub nietraktowanych roztworem tego związku. Przy zastosowaniu roztworu chitozanu o stężeniu 0,4% najwięcej liści stwierdzono u roślin

Tabela 25. Liczba liści ogółem frezji odmiany 'Silver Beach' w zależności od stężenia i metody aplikacji chitozanu podczas pełni kwitnienia i pod koniec okresu wegetacji (w latach 2008–2011 i średnia z lat 2008–2011)

Lata badań	Stężenie chitozanu (%) (S)	Termin pomiaru															
		pełnia kwitnienia								koniec okresu wegetacji							
		metoda aplikacji chitozanu (M)							średnia	metoda aplikacji chitozanu (M)							średnia
		I	II	III	IV	V	VI	VII		I	II	III	IV	V	VI	VII	
2008	0,2	11,5	13,5	12,0	13,8	14,0	16,4	14,2	13,6	16,9	19,4	19,1	20,9	19,9	26,1	23,1	20,8
	0,4	10,6	12,2	14,3	16,9	15,4	21,4	20,9	16,0	17,4	19,5	21,0	26,6	25,4	33,0	31,8	25,0
	średnia	11,1	12,9	13,2	15,4	14,7	18,9	17,6	14,8	17,2	19,5	20,1	23,8	22,7	29,6	27,5	22,9
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – 1,32 M – 3,81 S(M) – 3,48 M(S) – 5,39								S – 1,46 M – 4,24 S(M) – 3,87 M(S) – 5,99							
2009	0,2	17,4	20,5	19,4	15,3	14,9	17,5	18,4	17,6	26,8	31,7	31,0	28,5	28,2	27,7	29,5	29,1
	0,4	14,9	16,5	12,9	15,8	13,7	22,2	19,9	16,6	23,3	26,9	24,6	27,7	24,0	32,1	30,9	27,1
	średnia	16,2	18,5	16,2	15,6	14,3	19,9	19,2	17,1	25,1	29,3	27,8	28,1	26,1	29,9	30,2	28,1
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – 0,52 M – 1,52 S(M) – 1,38 M(S) – 2,14								S – n.i. M – n.i. S x M – n.i.							
2010	0,2	13,3	11,4	13,1	18,5	14,7	15,1	18,4	14,9	18,0	21,9	26,4	23,4	23,7	22,2	22,5	22,6
	0,4	14,7	15,4	12,2	16,7	15,9	18,6	19,3	16,1	20,3	20,9	23,2	21,9	22,2	25,4	27,9	23,1
	średnia	14,0	13,4	12,7	17,6	15,3	16,9	18,9	15,5	19,2	21,4	24,8	22,7	23,0	23,8	25,2	22,9
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 5,03 S x M – n.i.								S – n.i. M – 4,98 S x M – n.i.							
2011	0,2	14,6	18,4	15,9	15,8	13,7	17,4	16,9	16,1	23,6	29,3	27,4	25,8	25,0	28,3	26,4	26,5
	0,4	15,1	15,6	13,8	17,2	17,0	17,9	16,5	16,2	21,9	24,5	21,8	24,6	22,8	29,6	25,3	24,4
	średnia	14,9	17,0	14,9	16,5	15,4	17,7	16,7	16,2	22,8	26,9	24,6	25,2	23,9	29,0	25,9	25,5
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 1,81 S(M) – 1,65 M(S) – 2,56								S – n.i. M – n.i. S x M – n.i.							
2008–2011	0,2	14,2	16,0	15,1	15,9	14,3	16,6	17,0	15,6	21,3	25,6	26,0	24,7	24,2	26,1	25,4	24,7
	0,4	13,8	14,9	13,3	16,7	15,5	20,0	19,2	16,2	20,7	23,0	22,7	25,2	23,6	30,0	29,0	24,9
	średnia	14,0	15,5	14,2	16,3	14,9	18,3	18,1	15,9	21,0	24,3	24,4	25,0	23,9	28,1	27,2	24,8
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – 0,56 M – 1,59 S(M) – 0,56 M(S) – 2,25								S – n.i. M – 3,17 S(M) – 1,12 M(S) – 4,48							

Objaśnienia jak w tabeli 22.

roztwór chitozanu o stężeniu 0,4% w stosunku do tych, na które oddziaływało roztworem o dwukrotnie mniejszym stężeniu. W drugim roku badań wykazano odwrotną zależność. Pod koniec okresu wegetacji, tylko w 2008 roku, stężenie roztworu chitozanu wpływało na liczbę liści ogółem wykształconych przez rośliny. Stosując roztwór o stężeniu 0,4%, uzyskano więcej liści niż kiedy aplikowano roztwór tego związku o stężeniu 0,2%. We wszystkich latach prowadzenia doświadczenia, podczas pełni kwitnienia, stwierdzono istotny wpływ metody aplikacji chitozanu na liczbę liści ogółem osadzonych na roślinach. W poszczególnych latach badań jednak zastosowane metody w niejednakowy sposób oddziaływały na omawianą cechę. W 2008 roku więcej liści stwierdzono u roślin opryskiwanych roztworem chitozanu co 7 dni, w porównaniu z frezjami kontrolnymi. W kolejnym roku badań najwięcej liści ogółem wykształciły frezje opryskiwane roztworem chitozanu co 7 dni. Równie dużą ich liczbą wyróżniały się rośliny opryskiwane co 14 dni oraz uprawiane z bulw moczonych przed sadzeniem przez 30 minut w roztworze tego związku. Najmniej liści ogółem wykształciły rośliny podlewane roztworem chitozanu co 14 dni. Inną reakcją na zastosowane metody aplikacji chitozanu wykazano w 2010 roku. Większą liczbą liści ogółem charakteryzowały się frezje opryskiwane co 14 dni tylko w stosunku do roślin uprawianych z bulw moczonych przed sadzeniem przez 30 lub 60 minut. W 2011 roku więcej liści ogółem stwierdzono u frezji opryskiwanych co 7 dni, w porównaniu z roślinami kontrolnymi i uprawianymi z bulw moczonych przed sadzeniem przez 60 minut w roztworze chitozanu. Pod koniec okresu wegetacji, tylko w 2008 i 2010 roku, metoda aplikacji chitozanu wpływała na liczbę liści ogółem wykształconych przez rośliny. W 2008 roku najwięcej liści wykazano w przypadku frezji opryskiwanej co 7 dni roztworem chitozanu, najmniej – u roślin kontrolnych. W 2010 roku różnice między obiektami były mniejsze. Więcej liści uzyskano u roślin opryskiwanych co 14 dni roztworem chitozanu i uprawianych z bulw moczonych przed sadzeniem przez 60 minut w roztworze tego związku jedynie w stosunku do frezji nietraktowanych chitozanem.

Porównując dane dotyczące liczby liści ogółem u frezji odmiany 'Silver Beach', na podstawie średnich wyników z lat badań tylko podczas pełni kwitnienia stwierdzono, że stężenie roztworu chitozanu w istotny sposób wpływało na omawianą cechę. Więcej liści uzyskano, stosując roztwór tego związku o stężeniu 0,4% niż o stężeniu 0,2%. W trakcie obydwu terminów pomiaru metoda aplikacji chitozanu w istotny sposób wpływała na liczbę liści ogółem wykształconych przez rośliny. Podczas pełni kwitnienia najwięcej liści wykazano u roślin opryskiwanych co 7 dni. Równie dużą liczbą liści ogółem charakteryzowały się frezje opryskiwane roztworem tego związku co 14 dni. Najmniej liści natomiast wytworzyły rośliny kontrolne i uprawiane z bulw moczonych przez 60 minut w roztworze tego związku. Inną reakcją frezji na zastosowane metody aplikacji chitozanu stwierdzono pod koniec okresu wegetacji. Najwięcej liści uzyskano u frezji opryskiwanej co 7 dni roztworem chitozanu, najmniej zaś u roślin nietraktowanych roztworem tego związku. Podczas obydwu terminów pomiaru dowiedziono istotną interakcję między metodą aplikacji a stężeniem chitozanu. W trakcie kwitnienia frezji, w przypadku oddziaływania na nie roztworem chitozanu o stężeniu 0,2%, rośliny opryskiwane co 7 lub 14 dni wykształciły więcej liści ogółem jedynie w stosunku do frezji podlewanych co 14 dni lub nietraktowanych roztworem tego związku. Przy zastosowaniu roztworu chitozanu o stężeniu 0,4% najwięcej liści stwierdzono u roślin

opryskiwanych co 7 dni. Równie dużą liczbę liści ogółem wytworzyły frezje opryskiwane co 14 dni roztworem tego związku. W przypadku pozostałych metod aplikacji więcej liści uzyskano u roślin podlewanych co 7 dni tylko w porównaniu z frezjami kontrolnymi i uprawianymi z bulw moczonych przed sadzeniem przez 60 minut w roztworze chitozanu. Pod koniec okresu wegetacji, traktując frezje roztworem chitozanu o stężeniu 0,2%, więcej liści ogółem wytworzyły rośliny opryskiwane tym roztworem co 7 dni lub uprawiane z bulw moczonych przed sadzeniem przez 60 minut tylko w stosunku do frezji kontrolnych. Natomiast aplikując chitozan o stężeniu 0,4%, opryskując rośliny co 7 dni, uzyskano więcej liści ogółem w stosunku do frezji podlewanych co 14 dni, uprawianych z bulw moczonych przed sadzeniem przez 30 lub 60 minut i roślin kontrolnych.

Podczas pełni kwitnienia tylko w 2010 i 2011 roku stwierdzono istotny wpływ stężenia roztworu chitozanu na natężenie zielonej barwy liści frezji (tab. 26). W obydwu latach prowadzenia badań, niezależnie od metody aplikacji chitozanu, u roślin traktowanych roztworem tego związku o stężeniu 0,4% oznaczono większy indeks zazielenienia liści niż kiedy oddziaływano na nie roztworem o stężeniu 0,2%. We wszystkich latach prowadzenia badań, podczas pełni kwitnienia, wykazano istotny wpływ metody aplikacji chitozanu na natężenie zielonej barwy liści frezji odmiany 'Silver Beach'. Zastosowane metody jednak w poszczególnych latach badań w niejednakowy sposób oddziaływały na omawianą cechę. W 2008 roku rośliny o intensywniej zazielenionych liściach stwierdzono w obiekcie, gdzie frezje opryskiwano co 7 dni tylko w stosunku do obiektu kontrolnego i tego, w którym bulwy przed sadzeniem moczone w roztworze chitozanu przez 30 minut. W kolejnym roku badań, spośród zastosowanych metod aplikacji chitozanu, rośliny o większym natężeniu zielonej barwy liści uzyskano, aplikując chitozan przez podlewanie co 7 dni jedynie w odniesieniu do frezji nietraktowanych roztworem tego związku oraz opryskiwanych co 14 dni. Inną reakcją na zastosowane metody aplikacji chitozanu wykazano w 2010 roku. Rośliny opryskiwane co 7 dni roztworem chitozanu odznaczały się liśćmi o większym indeksie zazielenienia tylko w porównaniu z frezjami kontrolnymi oraz uprawianymi z bulw moczonych przez 60 minut lub podlewanymi roztworem co 14 dni. W ostatnim roku prowadzenia badań większe natężenie zielonej barwy liści oznaczono u frezji podlewanych roztworem chitozanu co 7 dni, w porównaniu z roślinami nietraktowanymi roztworem tego związku i uprawianymi z bulw moczonych przed sadzeniem przez 30 minut. Pod koniec okresu wegetacji, tak jak podczas pełni kwitnienia, indeks zazielenienia liści istotnie zależał od metody aplikacji chitozanu. W 2008 roku we wszystkich obiektach, gdzie zastosowano roztwór chitozanu, uzyskano rośliny o intensywniej zazielenionych liściach niż w obiekcie kontrolnym. Porównując zastosowane metody aplikacji chitozanu stwierdzono, że ciemniejszymi liśćmi odznaczały się frezje podlewane co 7 dni jedynie w odniesieniu do roślin uprawianych z bulw moczonych przez 30 minut w roztworze tego związku. W 2009 roku frezje o większym natężeniu zielonej barwy liści uzyskano w wyniku opryskiwania co 14 dni, podlewania co 7 dni lub moczenia bulw przed sadzeniem przez 60 minut tylko w stosunku do roślin nietraktowanych roztworem chitozanu. W kolejnym roku badań większy indeks zazielenienia liści oznaczono u roślin uprawianych w obiekcie, w którym roztwór chitozanu dostarczano przez opryskiwanie co 7 dni jedynie w porównaniu z obiektami, gdzie bulwy przed sadzeniem moczone przez 60 minut. W ostatnim

Tabela 26. Indeks zazielenienia liści (SPAD) frezji odmiany 'Silver Beach' w zależności od stężenia i metody aplikacji chitozanu podczas pełni kwitnienia i pod koniec okresu wegetacji (w latach 2008–2011 i średnia z lat 2008–2011)

Lata badań	Stężenie chitozanu (%) (S)	Termin pomiaru															
		pełnia kwitnienia								koniec okresu wegetacji							
		metoda aplikacji chitozanu (M)							średnia	metoda aplikacji chitozanu (M)							średnia
		I	II	III	IV	V	VI	VII		I	II	III	IV	V	VI	VII	
2008	0,2	61,5	62,2	63,0	63,6	63,1	65,2	63,5	63,2	56,4	59,0	59,8	63,8	61,4	61,3	61,9	60,5
	0,4	60,6	61,3	65,1	63,1	63,5	64,8	63,8	63,2	55,9	61,4	62,1	63,4	62,5	62,4	61,5	61,3
	średnia	61,1	61,8	64,1	63,4	63,3	65,0	63,7	63,2	56,2	60,2	61,0	63,6	62,0	61,9	61,7	60,9
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 3,10 S x M – n.i.								S – n.i. M – 2,74 S x M – n.i.							
2009	0,2	63,2	66,2	66,9	68,3	63,8	65,5	61,5	65,1	59,1	60,9	61,4	64,1	62,1	61,0	62,0	61,5
	0,4	62,2	63,5	64,9	68,9	68,7	63,4	64,1	65,1	57,6	62,1	63,7	64,0	61,6	62,9	62,3	62,0
	średnia	62,7	64,9	65,9	68,6	66,3	64,5	62,8	65,1	58,4	61,5	62,6	64,1	61,9	62,0	62,2	61,8
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 4,17 S x M – n.i.								S – n.i. M – 3,77 S x M – n.i.							
2010	0,2	61,5	63,3	61,5	61,7	59,7	66,9	61,6	62,3	58,4	61,6	59,2	58,0	59,3	63,1	56,0	59,4
	0,4	62,9	63,2	62,9	65,8	62,4	65,9	64,2	63,9	58,6	59,4	57,2	66,0	58,4	62,0	63,2	60,7
	średnia	62,2	63,3	62,2	63,8	61,1	66,4	62,9	63,1	58,5	60,5	58,2	62,0	58,9	62,6	59,6	60,1
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – 1,34 M – 3,87 S x M – n.i.								S – n.i. M – 4,29 S(M) – 4,19 M(S) – 6,50							
2011	0,2	59,9	61,9	61,4	65,6	63,9	64,1	60,5	62,5	57,0	59,9	60,9	63,7	66,7	63,3	60,9	61,8
	0,4	61,5	59,9	64,3	67,3	65,8	62,7	64,9	63,8	60,4	56,6	64,0	66,0	64,0	65,3	66,1	63,2
	średnia	60,7	60,9	62,9	66,5	64,9	63,4	62,7	63,2	58,7	58,3	62,5	64,9	65,4	64,3	63,5	62,5
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – 1,19 M – 3,45 S x M – n.i.								S – n.i. M – 4,80 S x M – n.i.							
2008–2011	0,2	61,5	63,4	63,2	64,8	62,6	65,4	61,8	63,3	57,7	60,4	60,3	62,4	62,4	62,2	60,2	60,8
	0,4	61,8	62,0	64,3	66,3	65,1	64,2	64,3	64,0	58,1	59,9	61,8	64,9	61,6	63,2	63,3	61,8
	średnia	61,7	62,7	63,8	65,6	63,9	64,8	63,1	63,7	57,9	60,2	61,1	63,7	62,0	62,7	61,8	61,3
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – 0,61 M – 1,74 S(M) – 0,61 M(S) – 2,45								S – 0,68 M – 1,92 S(M) – 0,68 M(S) – 2,71							

Objaśnienia jak w tabeli 22.

roku prowadzenia badań liście intensywniej zazielenione stwierdzono u roślin opryskiwanych co 7 lub 14 dni, podlewanych co 7 lub 14 dni tylko w stosunku do frezji kontrolnych i uzyskanych z bulw moczonych przed sadzeniem w roztworze chitozanu przez 30 minut.

Na podstawie średnich wyników z lat badań, podczas obu terminów pomiaru, wykazano istotny wpływ stężenia i metody aplikacji chitozanu na indeks zazielenienia liści frezji. Zarówno podczas kwitnienia, jak i pod koniec okresu wegetacji rośliny, w uprawie których zastosowano roztwór chitozanu o stężeniu 0,4% odznaczały się intensywniej zazielenionymi liśćmi od tych, na które oddziaływało roztworem o dwukrotnie mniejszym stężeniu. Niezależnie od terminu pomiaru, największy indeks zazielenienia liści oznaczono u frezji podlewanej co 7 dni roztworem chitozanu, najmniejszy zaś u roślin nietraktowanych roztworem tego związku. W trakcie pełni kwitnienia i pod koniec okresu wegetacji stwierdzono istotną interakcję między metodą aplikacji a stężeniem chitozanu. Podczas pierwszego terminu pomiaru w obiektach, gdzie na frezje stosowano roztwór chitozanu o stężeniu 0,2%, rośliny opryskiwane co 7 dni wyróżniały się większym natężeniem zielonej barwy liści w stosunku do frezji opryskiwanych co 14 dni i kontrolnych. W przypadku oddziaływania na frezje roztworem chitozanu o stężeniu 0,4%, większy indeks zazielenienia liści stwierdzono u roślin uprawianych w obiektach, gdzie roztwór ten stosowano przez podlewanie co 7 lub 14 dni w porównaniu z kontrolą. W trakcie drugiego terminu pomiaru, przy zastosowaniu roztworu chitozanu o stężeniu 0,2%, intensywniej zazielenione liście uzyskano w wyniku podlewania co 7 lub 14 dni, albo opryskiwania co 7 dni jedynie w stosunku do roślin kontrolnych. U frezji uprawianych w obiektach, w których na rośliny oddziaływało roztworem chitozanu o stężeniu 0,4%, większy indeks zazielenienia oznaczono w liściach roślin podlewanych co 7 dni, w porównaniu z frezjami uprawianymi z bulw moczonych przed sadzeniem przez 30 minut lub nietraktowanych roztworem tego związku.

Pod koniec okresu wegetacji u frezji, we wszystkich obiektach doświadczalnych, gdzie zastosowano roztwór chitozanu, zaobserwowano silniej rozwinięty system korzeniowy w stosunku do roślin kontrolnych. Frezje nietraktowane roztworem tego związku wykształciły grube lecz nieliczne korzenie (fot. 10). Rośliny, w uprawie których zastosowano roztwór chitozanu o stężeniu 0,2%, wytworzyły liczne korzenie boczne. Najsilniej rozwinięty system korzeniowy, przerastający równomiernie całe podłoże, zaobserwowano u roślin opryskiwanych roztworem chitozanu co 7 dni (fot. 15) lub co 14 dni (fot. 16), nieco słabiej u frezji podlewanych co 7 dni (fot. 13) lub co 14 dni (fot. 14). W roślinach, których bulwy przed sadzeniem moczone przez 30 minut (fot. 11) lub 60 minut (fot. 12), korzenie przerosły podłoże głównie w środkowej i w dolnej części pojemnika. Identyczny wpływ roztworu chitozanu na rozwój systemu korzeniowego frezji zaobserwowano przy stężeniu 0,4%.



Fot. 10. Przekrój przez bryłę korzeniową frezji 'Silver Beach' nietraktowanej roztworem chitozanu



Fot. 11. Przekrój przez bryłę korzeniową frezji 'Silver Beach' uprawianych z bulw moczonych w 0,2-procentowym roztworze chitozanu przez 30 minut



Fot. 12. Przekrój przez bryłę korzeniową frezji 'Silver Beach' uprawianych z bulw moczonych w 0,2-procentowym roztworze chitozanu przez 60 minut



Fot. 13. Przekrój przez bryłę korzeniową frezji 'Silver Beach' podlewanych 0,2-procentowym roztworem chitozanu co 7 dni



Fot. 14. Przekrój przez bryłę korzeniową frezji 'Silver Beach' podlewanych 0,2-procentowym roztworem chitozanu co 14 dni



Fot. 15. Przekrój przez bryłę korzeniową frezji ‘Silver Beach’ podlewanych 0,2-procentowym roztworem chitozanu co 7 dni

Fot. 16. Przekrój przez bryłę korzeniową frezji ‘Silver Beach’ podlewanych 0,2-procentowym roztworem chitozanu co 14 dni

4.3.3. Cechy generatywne

W przeprowadzonych badaniach długość głównego pędu kwiatostanowego w 2009, 2010 i 2011 roku w istotny sposób zależała tylko od metody aplikacji chitozanu (tab. 27). W 2009 i 2011 roku dłuższe główne pędy kwiatostanowe uzyskano u frezji uprawianej z bulw moczonych przed sadzeniem w roztworze chitozanu przez 60 minut w stosunku do roślin kontrolnych i opryskiwanych co 14 dni roztworem tego związku. W 2010 roku również dłuższe główne pędy kwiatostanowe wykształciły rośliny, których bulwy przed sadzeniem moczone przez 60 minut w roztworze chitozanu, w odniesieniu do frezji kontrolnych.

Tabela 27. Długość głównego pędu kwiatostanowego (cm) frezji odmiany ‘Silver Beach’ w zależności od stężenia i metody aplikacji chitozanu (w latach 2008–2011 i średnia z lat 2008–2011)

Lata badań	Stężenie chitozanu (%) (S)	Metoda aplikacji chitozanu (M)							Średnia
		I	II	III	IV	V	VI	VII	
2008	0,2	54,0	56,1	61,0	59,8	59,8	57,3	57,9	58,0
	0,4	55,7	58,8	57,4	56,3	54,4	56,7	53,9	56,2
	średnia	54,9	57,5	59,2	58,1	57,1	57,0	55,9	57,1
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – n.i. S x M – n.i.							
2009	0,2	50,8	55,8	57,9	51,5	53,2	56,9	49,7	53,7
	0,4	53,2	55,1	56,4	54,7	54,3	52,1	49,9	53,7
	średnia	52,0	55,5	57,2	53,1	53,8	54,5	49,8	53,7
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 3,49 S(M) – 3,18 M(S) – 4,93							
2010	0,2	54,9	57,0	60,0	57,4	55,2	55,1	56,0	56,5
	0,4	52,7	55,7	60,0	57,2	56,1	55,7	55,5	56,1
	średnia	53,8	56,4	60,0	57,3	55,7	55,4	55,8	56,3
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 3,09 S x M – n.i.							
2011	0,2	57,3	63,2	65,5	59,1	60,4	64,2	58,1	61,1
	0,4	59,6	62,6	63,8	62,3	61,4	59,7	57,2	60,9
	średnia	58,5	62,9	64,7	60,7	60,9	62,0	57,7	61,0
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 3,11 S(M) – 2,84 M(S) – 4,39							
2008–2011	0,2	54,3	58,0	61,1	57,0	57,2	58,4	55,4	57,3
	0,4	55,3	58,1	59,4	57,6	56,6	56,1	54,1	56,7
	średnia	54,8	58,1	60,3	57,3	56,9	57,3	54,8	57,0
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 2,16 S x M – n.i.							

Objaśnienia jak w tabeli 22.

Na podstawie średnich wyników z lat badań stwierdzono tylko istotny wpływ metody aplikacji chitozanu na omawianą cechę. Najdłuższe główne pędy kwiatostanowe uzyskano u roślin uprawianych z bulw moczonych przed sadzeniem przez 60 minut w roztworze chitozanu. W przypadku pozostałych metod aplikacji chitozanu dłuższe główne pędy kwiatostanowe stwierdzono u frezji uprawianej z bulw moczonych przez 30 minut, podlewanych co 7 dni lub opryskiwanych co 7 dni w stosunku do roślin kontrolnych lub opryskiwanych roztworem chitozanu co 14 dni.

Na podstawie syntezy wyników, mimo że w poszczególnych latach prowadzenia badań nie wykazano istotnego wpływu porównywanych w doświadczeniu czynników, stwierdzono tylko istotny wpływ stężenia na długość wykształconych przez frezje pędów kwiatostanowych I rzędu (tab. 28). U roślin traktowanych roztworem tego związku o stężeniu 0,4% uzyskano dłuższe pędy w stosunku do frezji, na które oddziaływało roztworem o dwukrotnie mniejszym stężeniu.

Tabela 28. Długość pędu kwiatostanowego I rzędu (cm) frezji odmiany 'Silver Beach' w zależności od stężenia i metody aplikacji chitozanu (w latach 2008–2011 i średnia z lat 2008–2011)

Lata badań	Stężenie chitozanu (%) (S)	Metoda aplikacji chitozanu (M)							Średnia
		I	II	III	IV	V	VI	VII	
2008	0,2	13,3	12,5	14,6	13,0	12,0	13,1	13,8	13,2
	0,4	12,4	12,2	13,4	12,7	13,9	13,2	12,9	13,0
	średnia	12,9	12,4	14,0	12,9	13,0	13,2	13,4	13,1
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – n.i. S x M – n.i.							
2009	0,2	15,8	15,4	17,0	17,7	16,3	15,5	15,3	16,2
	0,4	17,5	16,5	16,7	17,9	17,7	17,0	15,8	17,0
	średnia	16,7	16,0	16,9	17,8	17,0	16,3	15,6	16,6
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – n.i. S x M – n.i.							
2010	0,2	14,5	14,6	16,0	15,0	13,7	15,3	14,2	14,8
	0,4	15,3	14,9	16,8	15,8	14,7	15,3	15,0	15,4
	średnia	14,9	14,8	16,4	15,4	14,2	15,3	14,6	15,1
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – n.i. S x M – n.i.							
2011	0,2	21,1	20,5	19,1	21,3	19,8	19,5	18,9	20,0
	0,4	20,6	20,3	20,2	21,7	21,4	20,6	19,1	20,6
	średnia	20,9	20,4	19,7	21,5	20,6	20,1	19,0	20,3
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – n.i. S x M – n.i.							
2008–2011	0,2	16,2	15,8	16,7	16,8	15,5	15,9	15,6	16,0
	0,4	16,5	16,0	16,8	17,0	16,9	16,5	15,7	16,5
	średnia	16,4	15,9	16,8	16,9	16,2	16,2	15,7	16,3
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – 0,45 M – n.i. S x M – n.i.							

Objaśnienia jak w tabeli 22.

Tylko w 2010 roku stężenie chitozanu w istotny sposób wpływało na długość uzyskanych kwiatostanów I rzędu (tab. 29). Rośliny, na które oddziaływało roztworem tego związku o stężeniu 0,4%, wykształciły dłuższe kwiatostany niż frezje traktowane roztworem o stężeniu 0,2%. W 2008, 2009 i 2011 roku istotny wpływ na omawianą cechę miała również metoda aplikacji chitozanu. W pierwszym roku prowadzenia badań u roślin uprawianych w obiektach, gdzie chitozan dostarczano przez podlewanie co 7 lub 14 dni, dłuższe kwiatostany stwierdzono tylko w stosunku do frezji kontrolnych. W kolejnym roku prowadzenia badań dłuższe

kwiatostany I rzędu uzyskano, podlewając rośliny co 7 dni roztworem chitozanu jedynie w stosunku do frezji, których bulwy przed sadzeniem moczoano przez 30 minut lub rośliny opryskiwano co 14 dni roztworem tego związku. W 2011 roku frezje podlewane co 7 dni wytworzyły dłuższe kwiatostany tylko w porównaniu z roślinami uzyskanymi z bulw moczonych przez 30 minut, opryskiwanymi co 7 lub 14 dni roztworem chitozanu.

Porównując dane dotyczące długości kwiatostanu I rzędu frezji odmiany ‘Silver Beach’, na podstawie średnich wyników z lat badań, stwierdzono istotny wpływ metody aplikacji chitozanu. Rośliny uzyskane w obiekcie, w którym roztwór chitozanu dostarczano przez podlewanie co 7 dni, wykształciły dłuższe kwiatostany w stosunku do frezji uprawianych w pozostałych obiektach doświadczalnych. W odniesieniu do omawianej cechy wykazano również istotną interakcję między metodą aplikacji a stężeniem chitozanu. U frezji uprawianych w obiektach, gdzie stosowano 0,2-procentowe stężenie roztworu chitozanu, w wyniku podlewania roślin tym roztworem co 7 lub 14 dni, uzyskano dłuższe kwiatostany I rzędu tylko w stosunku do roślin uzyskanych z bulw moczonych w nim przed sadzeniem przez 30 minut. Natomiast, aplikując roztwór tego związku o stężeniu 0,4%, dłuższe kwiatostany I rzędu wykształciły frezje podlewane co 7 dni jedynie w porównaniu z roślinami kontrolnymi i tymi, których bulwy przed sadzeniem moczoano w tym roztworze przez 30 minut.

Tabela 29. Długość kwiatostanu I rzędu (cm) frezji odmiany ‘Silver Beach’ w zależności od stężenia i metody aplikacji chitozanu (w latach 2008–2011 i średnia z lat 2008–2011)

Lata badań	Stężenie chitozanu (%) (S)	Metoda aplikacji chitozanu (M)							Średnia
		I	II	III	IV	V	VI	VII	
2008	0,2	5,1	5,1	5,3	5,8	6,0	5,5	5,7	5,5
	0,4	4,8	5,4	5,3	5,7	5,4	5,5	5,5	5,4
	średnia	5,0	5,3	5,3	5,8	5,7	5,5	5,6	5,5
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 0,60 S x M – n.i.							
2009	0,2	8,9	8,2	8,4	8,9	8,6	8,7	8,2	8,6
	0,4	8,5	8,5	8,6	9,7	8,4	8,4	8,4	8,6
	średnia	8,7	8,4	8,5	9,3	8,5	8,6	8,3	8,6
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 0,86 S x M – n.i.							
2010	0,2	7,2	7,3	7,6	7,7	7,5	8,2	7,8	7,6
	0,4	7,8	8,0	7,9	8,0	7,6	8,1	8,1	7,9
	średnia	7,5	7,7	7,8	7,9	7,6	8,2	8,0	7,8
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – 0,30 M – n.i. S x M – n.i.							
2011	0,2	8,5	8,3	8,6	8,9	9,1	8,5	8,4	8,6
	0,4	8,8	8,5	8,9	9,8	8,5	8,5	8,4	8,8
	średnia	8,7	8,4	8,8	9,4	8,8	8,5	8,4	8,7
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 0,72 S x M – n.i.							
2008–2011	0,2	7,4	7,2	7,5	7,8	7,8	7,7	7,5	7,6
	0,4	7,5	7,6	7,7	8,3	7,5	7,6	7,6	7,7
	średnia	7,5	7,4	7,6	8,1	7,6	7,7	7,6	7,7
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 0,36 S(M) – 0,13 M(S) – 0,51							

Objaśnienia jak w tabeli 22.

We wszystkich latach prowadzenia badań wykazano tylko istotny wpływ metody aplikacji chitozanu na średnicę kwiatów osadzonych w kwiatostanie I rzędu. Oddziaływanie to jednak różniło się w poszczególnych latach (tab. 30). W 2008 roku rośliny opryskiwane roztworem chitozanu co 7 dni wykształciły kwiaty o większej średnicy tylko w stosunku do frezji

podlewanej co 14 dni roztworem tego związku. W kolejnym roku prowadzenia doświadczenia u roślin uprawianych w obiekcie, gdzie chitozan aplikowano przez podlewanie co 7 dni, stwierdzono kwiaty o większej średnicy jedynie w stosunku do frezji kontrolnych i opryskiwanych co 7 lub 14 dni. Inną reakcję na zastosowane metody aplikacji chitozanu wykazano w 2010 roku. U roślin podlewanych roztworem chitozanu co 7 dni uzyskano kwiaty o większej średnicy, w porównaniu z roślinami uprawianymi z bulw moczonych przed sadzeniem przez 60 minut lub opryskiwanymi co 14 dni roztworem chitozanu. W ostatnim roku prowadzenia badań frezje podlewane co 7 dni roztworem chitozanu wykształciły kwiaty o większej średnicy w stosunku do roślin kontrolnych.

Na podstawie średnich wyników z lat badań stwierdzono istotny wpływ metody aplikacji chitozanu tylko na średnicę uzyskanych kwiatów. Frezje uprawiane z bulw moczonych przed sadzeniem przez 30 minut w roztworze chitozanu, podlewane co 7 dni lub opryskiwane co 7 dni roztworem tego związku wytworzyły kwiaty o większej średnicy jedynie w stosunku do roślin kontrolnych.

Na podstawie średnich wyników z lat badań stwierdzono istotny wpływ zarówno stężenia, jak i metody aplikacji chitozanu, na liczbę wykształconych przez rośliny kwiatów w kwiatostanie I rzędu. U frezji, na które oddziaływało roztworem chitozanu o stężeniu 0,4%, uzyskano więcej kwiatów w stosunku do roślin traktowanych roztworem o dwukrotnie mniejszym stężeniu. Frezje uzyskane z bulw moczonych przed sadzeniem w roztworze chitozanu przez 30 minut wykształciły więcej kwiatów od roślin opryskiwanych co 7 lub 14 dni roztworem tego związku.

Tabela 30. Średnica kwiatu osadzonego w kwiatostanie I rzędu (cm) frezji odmiany ‘Silver Beach’ w zależności od stężenia i metody aplikacji chitozanu (w latach 2008–2011 i średnia z lat 2008–2011)

Lata badań	Stężenie chitozanu (%) (S)	Metoda aplikacji chitozanu (M)							Średnia
		I	II	III	IV	V	VI	VII	
2008	0,2	7,1	7,0	7,6	6,9	6,7	7,9	6,7	7,1
	0,4	6,9	7,1	7,6	7,2	6,9	8,0	8,1	7,4
	średnia	7,0	7,1	7,6	7,1	6,8	8,0	7,4	7,3
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 1,01 S x M – n.i.							
2009	0,2	5,9	5,9	6,0	6,5	5,9	5,8	5,9	6,0
	0,4	5,8	6,0	6,2	6,1	6,1	6,0	5,8	6,0
	średnia	5,9	6,0	6,1	6,3	6,0	5,9	5,9	6,0
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 0,40 S x M – n.i.							
2010	0,2	5,5	5,6	5,5	5,7	5,7	5,6	5,5	5,6
	0,4	5,5	5,7	5,3	5,8	5,7	5,6	5,3	5,6
	średnia	5,5	5,7	5,4	5,8	5,7	5,6	5,4	5,6
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 0,25 S x M – n.i.							
2011	0,2	6,1	6,2	6,3	6,4	6,4	6,1	6,1	6,2
	0,4	5,9	6,3	6,4	6,7	6,2	6,0	6,0	6,2
	średnia	6,0	6,3	6,4	6,6	6,3	6,1	6,1	6,2
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 0,30 S x M – n.i.							
2008–2011	0,2	6,2	6,2	6,4	6,4	6,2	6,4	6,1	6,2
	0,4	6,0	6,3	6,4	6,4	6,2	6,4	6,3	6,3
	średnia	6,1	6,3	6,4	6,4	6,2	6,4	6,2	6,3
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 0,27 S x M – n.i.							

Objaśnienia jak w tabeli 22.

Analizując liczbę wytworzonych przez frezje kwiatów w kwiatostanie I rzędu, tylko w 2011 roku stwierdzono istotny wpływ zastosowanego stężenia roztworu chitozanu na omawianą cechę (tab. 31). Niezależnie od metody aplikacji chitozanu, u roślin rosnących w obiektach, gdzie dostarczano roztwór tego związku o stężeniu 0,4% uzyskano więcej kwiatów niż kiedy oddziaływano na nie roztworem o stężeniu 0,2%. Istotny wpływ metody aplikacji chitozanu dowiedziano tylko w 2010 roku. Frezje uprawiane z bulw moczonych przed sadzeniem w roztworze chitozanu przez 30 minut wykształciły więcej kwiatów tylko w stosunku do roślin nietraktowanych roztworem tego związku.

Tabela 31. Liczba kwiatów w kwiatostanie I rzędu frezji odmiany ‘Silver Beach’ w zależności od stężenia i metody aplikacji chitozanu (w latach 2008–2011 i średnia z lat 2008–2011)

Lata badań	Stężenie chitozanu (%) (S)	Metoda aplikacji chitozanu (M)							Średnia
		I	II	III	IV	V	VI	VII	
2008	0,2	10,9	11,7	11,3	10,7	10,7	10,9	10,4	10,9
	0,4	10,5	12,6	11,2	10,8	11,1	11,0	10,6	11,1
	średnia	10,7	12,2	11,3	10,8	10,9	11,0	10,5	11,0
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – n.i. S x M – n.i.							
2009	0,2	11,8	12,2	12,3	12,7	11,5	10,9	10,9	11,8
	0,4	12,9	12,8	12,8	11,8	12,2	11,6	12,2	12,3
	średnia	12,4	12,5	12,6	12,3	11,9	11,3	11,6	12,1
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – n.i. S x M – n.i.							
2010	0,2	10,1	11,0	10,5	10,8	10,8	10,6	10,2	10,6
	0,4	10,4	11,3	10,5	11,1	10,4	10,7	10,7	10,7
	średnia	10,3	11,2	10,5	11,0	10,6	10,7	10,5	10,7
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 0,72 S x M – n.i.							
2011	0,2	12,2	12,4	12,8	12,6	12,6	11,9	12,2	12,4
	0,4	12,9	13,0	13,2	13,2	12,5	12,2	12,7	12,8
	średnia	12,6	12,7	13,0	12,9	12,6	12,1	12,5	12,6
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – 0,32 M – n.i. S x M – n.i.							
2008–2011	0,2	11,3	11,8	11,7	11,7	11,4	11,1	10,9	11,4
	0,4	11,7	12,4	11,9	11,7	11,6	11,4	11,6	11,7
	średnia	11,5	12,1	11,8	11,7	11,5	11,3	11,3	11,6
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – 0,22 M – 0,64 S x M – n.i.							

Objaśnienia jak w tabeli 22.

Liczba wykształconych przez frezje odmiany ‘Silver Beach’ kwiatostanów II rzędu w 2008, 2009 i 2011 roku zależała istotnie tylko od zastosowanej metody aplikacji chitozanu. Takiej zależności nie wykazano w 2010 roku (tab. 32). W pierwszym roku prowadzenia badań w obiekcie, gdzie roztwór chitozanu stosowano przez opryskiwanie co 7 dni, uzyskano większą liczbę kwiatostanów II rzędu jedynie w stosunku do obiektu kontrolnego. W 2009 roku frezje uprawiane z bulw moczonych w roztworze chitozanu przez 60 minut lub opryskiwane co 7 dni wykształciły większą liczbę kwiatostanów tylko w porównaniu z roślinami podlewanymi roztworem tego związku co 14 dni. Inną reakcję na zastosowane metody aplikacji chitozanu wykazano w 2011 roku. U roślin uprawianych z bulw moczonych przed sadzeniem w roztworze chitozanu przez 60 minut stwierdzono większą liczbę kwiatostanów II rzędu jedynie w stosunku do frezji kontrolnych, podlewanych co 7 lub 14 dni oraz opryskiwanych co 14 dni.

Tabela 32. Liczba kwiatostanów II rzędu frezji odmiany 'Silver Beach' w zależności od stężenia i metody aplikacji chitozanu (w latach 2008–2011 i średnia z lat 2008–2011)

Lata badań	Stężenie chitozanu (%) (S)	Metoda aplikacji chitozanu (M)							Średnia
		I	II	III	IV	V	VI	VII	
2008	0,2	1,9	2,8	1,8	2,2	3,4	2,8	2,7	2,5
	0,4	2,0	2,5	2,4	2,3	1,9	2,8	2,7	2,4
	średnia	2,0	2,7	2,1	2,3	2,7	2,8	2,7	2,5
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 0,79 S(M) – 0,72 M(S) – 1,12							
2009	0,2	2,3	2,3	2,3	2,0	1,9	2,3	2,0	2,2
	0,4	2,1	2,0	2,3	2,1	1,9	2,2	2,0	2,1
	średnia	2,2	2,2	2,3	2,1	1,9	2,3	2,0	2,2
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 0,38 S x M – n.i.							
2010	0,2	1,7	1,9	1,7	1,5	1,5	1,6	1,8	1,7
	0,4	1,5	1,8	1,5	1,7	1,6	1,6	1,7	1,6
	średnia	1,6	1,9	1,6	1,6	1,6	1,6	1,8	1,7
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – n.i. S x M – n.i.							
2011	0,2	2,1	2,3	2,4	2,0	2,0	2,3	2,1	2,2
	0,4	2,0	2,1	2,4	2,1	1,9	2,1	2,1	2,1
	średnia	2,1	2,2	2,4	2,1	2,0	2,2	2,1	2,2
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 0,21 S x M – n.i.							
2008–2011	0,2	2,0	2,3	2,1	1,9	2,2	2,3	2,1	2,1
	0,4	1,9	2,1	2,2	2,1	1,8	2,2	2,1	2,1
	średnia	2,0	2,2	2,2	2,0	2,0	2,3	2,1	2,1
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 0,23 S(M) – 0,08 M(S) – 0,33							

Objaśnienia jak w tabeli 22.

Na podstawie syntezy wyników badań wykazano istotny wpływ tylko metody aplikacji chitozanu na liczbę wykształconych przez frezje kwiatostanów II rzędu. U frezji uprawianych w obiekcie, w którym roztwór chitozanu dostarczano przez oprysk co 7 dni, uzyskano więcej kwiatostanów tylko w stosunku do roślin kontrolnych i podlewanych co 7 lub 14 dni roztworem tego związku. W odniesieniu do omawianej cechy wykazano również istotną interakcję między metodą aplikacji a stężeniem chitozanu. Traktując frezje roztworem chitozanu o stężeniu 0,2%, rośliny opryskiwane co 7 dni oraz uzyskane z bulw moczonych przed sadzeniem przez 30 minut wyróżniały się większą liczbą kwiatostanów II rzędu, ale tylko w stosunku do frezji podlewanych tym roztworem co 7 dni. Natomiast w przypadku stosowania roztworu o stężeniu 0,4%, więcej kwiatostanów II rzędu uzyskano, dostarczając go przez podlewanie co 7 dni lub moczenie bulw przed sadzeniem przez 60 minut jedynie w stosunku do podlewania roślin tym roztworem co 14 dni.

4.3.4. Plon bulw

Współczynnik przyrostu masy bulw ogółem w 2008, 2010 i 2011 roku w istotny sposób zależał od stężenia roztworu chitozanu (tab. 33). Niezależnie od roku prowadzenia badań, stosując roztwór chitozanu o stężeniu 0,4%, uzyskano większy współczynnik niż kiedy aplikowano ten związek o dwukrotnie mniejszym stężeniu. We wszystkich latach prowadzenia badań metody aplikacji chitozanu wpływały na wielkość uzyskanego współczynnika. W 2008 roku we wszystkich obiektach, gdzie zastosowano roztwór chitozanu, wykazano większy współczynnik niż w obiekcie kontrolnym. Porównując natomiast zastosowane metody aplika-

cji tego związku, większy współczynnik stwierdzono u frezji opryskiwanych co 7 dni, w porównaniu z roślinami, których bulwy przed sadzeniem moczo w roztworze chitozanu przez 30 minut. W 2009 i 2011 roku, przy wszystkich metodach aplikacji chitozanu, uzyskano większy współczynnik niż u roślin nietraktowanych roztworem tego związku. Inną reakcją na zastosowane metody dostarczenia chitozanu wykazano w 2010 roku. Większym współczynnikiem przyrostu masy bulw ogółem wyróżniały się frezje uprawiane z bulw moczonych przed sadzeniem przez 60 minut lub opryskiwane co 7 dni jedynie w stosunku do roślin kontrolnych lub opryskiwanych roztworem chitozanu co 14 dni.

W przeprowadzonych badaniach, na podstawie syntezy wyników, stwierdzono istotny wpływ wszystkich zastosowanych w doświadczeniu czynników na wielkość uzyskanego współczynnika przyrostu masy bulw ogółem. W obiektach, w których aplikowano roztwór chitozanu o stężeniu 0,4%, uzyskano większy współczynnik w porównaniu z obiektami, gdzie użyto roztwór o stężeniu 0,2%. W przypadku frezji traktowanych roztworem chitozanu, przy wszystkich metodach jego aplikacji, stwierdzono większy współczynnik przyrostu masy bulw ogółem niż u roślin kontrolnych.

Tabela 33. Współczynnik przyrostu masy bulw ogółem frezji odmiany 'Silver Beach' w zależności od stężenia i metody aplikacji chitozanu (w latach 2008–2011 i średnia z lat 2008–2011)

Lata badań	Stężenie chitozanu (%) (S)	Metoda aplikacji chitozanu (M)							Średnia
		I	II	III	IV	V	VI	VII	
2008	0,2	6,82	8,57	8,44	8,83	8,93	10,61	10,30	8,93
	0,4	7,49	8,67	9,33	10,41	10,26	10,70	10,11	9,57
	średnia	7,16	8,62	8,89	9,62	9,60	10,66	10,21	9,25
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – 0,479 M – 1,386 S x M – n.i.							
2009	0,2	8,10	12,78	11,91	12,46	11,98	9,85	9,38	10,92
	0,4	7,96	11,88	12,86	12,05	11,22	11,65	11,42	11,29
	średnia	8,03	12,33	12,39	12,26	11,60	10,75	10,40	11,11
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 2,027 S x M – n.i.							
2010	0,2	6,56	7,12	7,20	7,04	6,39	7,14	6,54	6,86
	0,4	6,84	7,28	7,27	7,07	7,17	7,38	6,90	7,13
	średnia	6,70	7,20	7,24	7,06	6,78	7,26	6,72	6,99
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – 0,238 M – 0,510 S x M – n.i.							
2011	0,2	6,24	9,79	9,69	10,67	10,29	9,90	9,27	9,41
	0,4	6,65	10,58	11,61	10,54	10,58	10,73	10,36	10,15
	średnia	6,45	10,19	10,65	10,61	10,40	10,32	9,82	9,78
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – 0,385 M – 1,115 S x M – n.i.							
2008–2011	0,2	6,93	9,57	9,31	9,75	9,40	9,38	8,87	9,03
	0,4	7,24	9,60	10,27	10,02	9,81	10,12	9,70	9,53
	średnia	7,08	9,58	9,79	9,89	9,60	9,75	9,29	9,28
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – 0,232 M – 0,658 S x M – n.i.							

Objaśnienia jak w tabeli 22.

We wszystkich latach prowadzenia badań stwierdzono tylko istotny wpływ metody aplikacji chitozanu na wielkość współczynnika przyrostu masy bulw następczych. Oddziaływanie to jednak było niejednakowe w poszczególnych latach prowadzenia doświadczenia (tab. 34). W 2008 roku u frezji uprawianych z bulw moczonych przed sadzeniem przez 30 minut w roztworze chitozanu uzyskano większy współczynnik w porównaniu z roślinami kontrolnymi. Najmniejszy współczynnik przyrostu masy bulw następczych stwierdzono

w przypadku frezji opryskiwanych roztworem chitozanu co 7 lub 14 dni. W kolejnym roku badań większym współczynnikiem wyróżniały się frezje, których bulwy przed sadzeniem moczone przez 30 minut w roztworze chitozanu tylko w stosunku do roślin opryskiwanych co 14 dni roztworem tego związku. Inną reakcją na zastosowane metody dostarczania chitozanu stwierdzono w 2010 roku. U frezji nietraktowanych roztworem chitozanu, podlewanych co 7 dni lub opryskiwanych co 7 dni, uzyskano większy współczynnik jedynie w porównaniu z roślinami opryskiwanymi co 14 dni roztworem tego związku. W ostatnim roku prowadzenia badań większy współczynnik wykazano w przypadku roślin uprawianych z bulw moczonych przed sadzeniem przez 60 minut w roztworze chitozanu, w porównaniu z frezjami opryskiwanymi roztworem tego związku co 14 dni.

Na podstawie średnich wyników z lat badań stwierdzono tylko istotny wpływ metody aplikacji chitozanu na wielkość uzyskanego współczynnika przyrostu masy bulw następnych. Większy współczynnik przyrostu masy bulw następnych uzyskano u frezji uprawianej z bulw moczonych przez 30 lub 60 minut w roztworze chitozanu w odniesieniu do frezji podlewanych co 14 dni roztworem tego związku i roślin kontrolnych. Najmniejszy współczynnik stwierdzono u frezji opryskiwanych co 7 lub 14 dni roztworem chitozanu.

Tabela 34. Współczynnik przyrostu masy bulw następnych frezji odmiany 'Silver Beach' w zależności od stężenia i metody aplikacji chitozanu (w latach 2008–2011 i średnia z lat 2008–2011)

Lata badań	Stężenie chitozanu (%) (S)	Metoda aplikacji chitozanu (M)							Średnia
		I	II	III	IV	V	VI	VII	
2008	0,2	3,13	3,83	3,63	3,49	3,26	2,49	2,48	3,19
	0,4	3,25	3,67	3,81	3,37	3,22	2,45	2,7	3,21
	średnia	3,19	3,75	3,72	3,43	3,24	2,47	2,59	3,20
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 0,499 S x M – n.i.							
2009	0,2	2,91	3,16	2,98	2,61	2,75	2,67	2,26	2,76
	0,4	2,70	2,97	3,01	2,99	2,77	2,50	2,54	2,78
	średnia	2,81	3,07	3,00	2,80	2,76	2,59	2,40	2,77
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 0,629 S x M – n.i.							
2010	0,2	2,88	2,65	2,72	2,71	2,65	2,78	2,37	2,68
	0,4	2,76	2,68	2,68	2,72	2,65	2,64	2,57	2,67
	średnia	2,82	2,67	2,70	2,72	2,65	2,71	2,47	2,68
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 0,239 S x M – n.i.							
2011	0,2	2,30	2,60	2,80	2,70	2,70	2,50	2,30	2,56
	0,4	2,60	3,00	3,10	3,00	2,70	2,60	2,20	2,74
	średnia	2,45	2,80	2,95	2,85	2,70	2,55	2,25	2,65
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 0,410 S x M – n.i.							
2008–2011	0,2	2,81	3,06	3,03	2,88	2,84	2,61	2,35	2,80
	0,4	2,83	3,08	3,15	3,02	2,84	2,55	2,50	2,85
	średnia	2,82	3,07	3,09	2,95	2,84	2,58	2,43	2,83
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 0,220 S x M – n.i.							

Objaśnienia jak w tabeli 22.

Wielkość współczynnika przyrostu liczby bulw ogółem w 2008 i 2010 roku w istotny sposób zależała od zastosowanego stężenia roztworu chitozanu (tab. 35). W obydwu latach prowadzenia badań roztwór tego związku o stężeniu 0,4%, w stosunku do stężenia 0,2%, wpływał na zwiększenie omawianego współczynnika. W poszczególnych latach prowadzenia

badania wykazano istotny wpływ zastosowanych metod aplikacji chitozanu na wielkość współczynnika przyrostu liczby bulw ogółem. W 2008 roku u frezji podlewanych co 7 lub 14 dni albo opryskiwanych co 14 dni roztworem chitozanu uzyskano większy współczynnik tylko w stosunku do roślin kontrolnych i tych, których bulwy przed sadzeniem moczo no przez 30 minut w roztworze tego związku. W kolejnym roku badań większym współczynnikiem wyróżniały się frezje uprawiane w obiektach, gdzie bulwy przed sadzeniem moczo no przez 60 minut, rośliny podlewano co 7 lub 14 dni roztworem chitozanu jedynie w porównaniu z roślinami kontrolnymi. W 2010 roku we wszystkich obiektach, gdzie zastosowano chitozan, stwierdzono większy współczynnik przyrostu liczby bulw ogółem niż w obiekcie kontrolnym. Nieco inną reakcję na zastosowane metody aplikacji chitozanu wykazano w 2011 roku. Podobnie jak w roku poprzednim, w porównaniu z kontrolą, związek ten wpływał na zwiększenie uzyskanego współczynnika. Jednak spośród zastosowanych metod silniej na omawianą cechę oddziaływało moczenie bulw przez 60 minut lub podlewanie roślin roztworem chitozanu co 7 dni. W obiektach, w których chitozan dostarczano w ten sposób, uzyskano większy współczynnik tylko w stosunku do obiektu, gdzie frezje opryskiwano co 14 dni roztworem tego związku.

Tabela 35. Współczynnik przyrostu liczby bulw ogółem frezji odmiany ‘Silver Beach’ w zależności od stężenia i metody aplikacji chitozanu (w latach 2008–2011 i średnia z lat 2008–2011)

Lata badań	Stężenie chitozanu (%) (S)	Metoda aplikacji chitozanu (M)							Średnia
		I	II	III	IV	V	VI	VII	
2008	0,2	3,47	3,67	4,33	5,47	5,27	5,67	5,73	4,80
	0,4	4,07	4,13	6,13	7,47	7,60	5,40	6,73	5,93
	średnia	3,77	3,90	5,23	6,47	6,44	5,54	6,23	5,37
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – 0,756 M – 2,191 S x M – n.i.							
2009	0,2	5,27	6,80	8,90	7,40	7,93	7,00	8,33	7,38
	0,4	4,77	6,93	9,00	8,00	7,50	6,40	6,40	7,00
	średnia	5,02	6,87	8,95	7,70	7,72	6,70	7,37	7,19
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 2,353 S x M – n.i.							
2010	0,2	4,10	5,40	7,80	7,13	7,70	7,60	7,00	6,68
	0,4	4,53	9,20	8,30	8,40	7,60	7,53	7,07	7,52
	średnia	4,32	7,30	8,05	7,77	7,65	7,57	7,04	7,10
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – 0,472 M – 1,367 S(M) – 1,49 M(S) – 1,934							
2011	0,2	5,71	7,32	7,81	8,02	7,43	7,71	6,91	7,27
	0,4	5,50	7,40	8,82	8,20	7,33	7,33	7,02	7,37
	średnia	5,61	7,36	8,32	8,11	7,38	7,52	6,97	7,32
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 1,030 S x M – n.i.							
2008–2011	0,2	4,64	5,80	7,21	7,01	7,08	7,00	6,99	6,53
	0,4	4,72	6,92	8,06	8,02	7,51	6,67	6,81	6,96
	średnia	4,68	6,36	7,64	7,51	7,30	6,83	6,90	6,75
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – 0,304 M – 0,861 S x M – n.i.							

Objaśnienia jak w tabeli 22.

W przeprowadzonych badaniach, na podstawie syntezy wyników, dowiedziono istotny wpływ wszystkich zastosowanych w doświadczeniu czynników na wielkość uzyskanego współczynnika przyrostu liczby bulw ogółem. Stosując roztwór chitozanu o stężeniu 0,4% uzyskano większy współczynnik niż kiedy aplikowano ten związek o dwukrotnie mniejszym

stężeniu. Oddziaływanie na frezje roztworem chitozanu pozwoliło, w stosunku do roślin nie-traktowanych tym związkami, uzyskać istotnie większy współczynnik przyrostu liczby bulw ogółem. Spośród porównywanych metod aplikacji silniej na omawianą cechę wpływało moczenie bulw przed sadzeniem przez 60 minut w roztworze chitozanu, a także podlewanie roślin roztworem tego związku co 7 lub 14 dni. Przy takich metodach aplikacji chitozanu stwierdzono większy współczynnik tylko w stosunku do obiektu, gdzie frezje uprawiano z bulw moczonych przed sadzeniem przez 30 minut w roztworze tego związku.

Oceniając współczynnik przyrostu liczby bulw następczych, tylko w 2008 roku wykazano istotny wpływ stężenia roztworu chitozanu na omawianą cechę (tab. 36). Frezje traktowane roztworem o stężeniu 0,4% wyróżniały się większym współczynnikiem niż kiedy oddziaływano na nie roztworem tego związku o stężeniu 0,2%. We wszystkich latach prowadzenia badań stwierdzono istotny wpływ metody aplikacji chitozanu na wielkość uzyskanego współczynnika. Zastosowane metody jednak w poszczególnych latach w niejednakowy sposób oddziaływały na omawianą cechę. W 2008 roku największy współczynnik przyrostu liczby bulw następczych wykazano u frezji opryskiwanej co 7 dni. Równie wysokim współczynnikiem charakteryzowały się rośliny opryskiwane co 14 dni roztworem chitozanu. Większy współczynnik uzyskano w obiektach, gdzie frezje podlewano co 7 lub 14 dni, w porównaniu z roślinami kontrolnymi. W kolejnym roku badań, w porównaniu z kontrolą w obiektach, w których rośliny traktowano chitozanem, wykazano większy współczynnik przyrostu liczby bulw następczych. Spośród zastosowanych metod silniej na omawianą cechę oddziaływało opryskiwanie roślin co 7 dni roztworem chitozanu. W obiektach, gdzie chitozan dostarczano w ten sposób uzyskano większy współczynnik w stosunku do obiektu, w którym bulwy frezji przed sadzeniem moczone przez 30 minut lub rośliny opryskiwane co 14 dni roztworem tego związku. W 2010 roku większy współczynnik wykazano w obiektach, gdzie frezje opryskiwano co 7 dni roztworem chitozanu w odniesieniu do obiektów, w których bulwy przed sadzeniem moczone przez 30 minut lub podlewano co 14 dni roztworem tego związku. Najmniejszy współczynnik uzyskano w przypadku roślin kontrolnych. W ostatnim roku prowadzenia badań większym współczynnikiem przyrostu liczby bulw następczych wyróżniały się frezje opryskiwane co 7 dni roztworem chitozanu, w porównaniu z roślinami, których bulwy przed sadzeniem moczone w roztworze tego związku przez 30 minut.

Na podstawie średnich wyników z lat badań stwierdzono istotny wpływ obydwu zastosowanych w doświadczeniu czynników na wielkość współczynnika przyrostu liczby bulw następczych frezji. Traktując rośliny roztworem chitozanu o stężeniu 0,4%, uzyskano większy współczynnik przyrostu liczby bulw następczych w porównaniu z frezjami, na które oddziaływano roztworem o stężeniu dwukrotnie mniejszym. Niezależnie od zastosowanego stężenia, frezje opryskiwane co 7 lub 14 dni wyróżniały się największym współczynnikiem. Najmniejszy współczynnik stwierdzono w przypadku roślin kontrolnych.

Tabela 36. Współczynnik przyrostu liczby bulw następczych frezji odmiany ‘Silver Beach’ w zależności od stężenia i metody aplikacji chitozanu (w latach 2008–2011 i średnia z lat 2008–2011)

Lata badań	Stężenie chitozanu (%) (S)	Metoda aplikacji chitozanu (M)							Średnia
		I	II	III	IV	V	VI	VII	
2008	0,2	2,00	2,17	2,27	2,50	2,47	3,03	2,87	2,47
	0,4	1,90	2,27	2,47	2,87	2,83	3,47	3,33	2,73
	średnia	1,95	2,22	2,37	2,69	2,65	3,25	3,10	2,60
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – 0,114 M – 0,331 S x M – n.i.							
2009	0,2	2,53	3,53	3,87	3,93	4,00	4,27	4,20	3,76
	0,4	2,93	3,73	3,73	3,80	3,53	4,33	4,27	3,76
	średnia	2,73	3,63	3,80	3,87	3,77	4,30	4,24	3,76
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 0,506 S x M – n.i.							
2010	0,2	2,63	3,60	3,87	4,13	3,87	4,47	4,13	3,81
	0,4	3,00	3,87	3,87	3,87	3,67	4,53	4,20	3,86
	średnia	2,82	3,74	3,87	4,00	3,77	4,50	4,17	3,84
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 0,705 S x M – n.i.							
2011	0,2	2,67	2,37	3,00	3,17	3,20	3,23	3,07	2,96
	0,4	2,73	2,73	3,10	3,10	2,97	3,60	3,33	3,08
	średnia	2,70	2,55	3,05	3,14	3,09	3,42	3,20	3,02
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – n.i. M – 0,571 S x M – n.i.							
2008–2011	0,2	2,46	2,92	3,25	3,43	3,39	3,75	3,57	3,25
	0,4	2,64	3,15	3,29	3,41	3,25	3,98	3,78	3,36
	średnia	2,55	3,03	3,27	3,42	3,32	3,87	3,68	3,31
	NIR $\alpha_{0,05}$	S – 0,091 M – 0,258 S x M – n.i.							

Objaśnienia jak w tabeli 22.

4.3.5. Zawartość makro- i mikrośkładników

Zastosowany w badaniach chitozan w istotny sposób wpływał na zawartość makroskładników w liściach frezji podczas pełni kwitnienia (tab. 37). Stężenie roztworu chitozanu wpływało na zawartość tylko P i K w liściach frezji. W roślinach traktowanych roztworem tego związku o stężeniu 0,4%, w stosunku do stężenia 0,2%, oznaczono więcej P i K. Ilość oznaczonych makroskładników w materiale roślinnym zależała także od metody aplikacji chitozanu. Rośliny uprawiane z bulw moczonych przed sadzeniem w roztworze chitozanu przez 60 minut oraz te, które opryskiwano roztworem tego związku co 7 dni, zawierały w liściach więcej N tylko w stosunku do frezji kontrolnych. Większą zawartość P stwierdzono w materiale roślinnym pobranym z roślin podlewanych roztworem chitozanu co 7 dni, w porównaniu z frezjami uzyskanymi z bulw, które przed sadzeniem moczone przez 30 minut w roztworze tego związku. W przeprowadzonych badaniach wykazano duże różnice w zawartości K oznaczonego w materiale roślinnym. Największą ilość tego makroskładnika stwierdzono w liściach roślin opryskiwanych co 7 dni roztworem chitozanu. Równie wysoką zawartością K odznaczały się frezje uprawiane w obiekcie, gdzie przed sadzeniem bulwy moczone przez 60 minut w roztworze tego związku. Najmniej K stwierdzono w liściach frezji kontrolnych. W trakcie kwitnienia rośliny podlewane roztworem chitozanu co 7 lub 14 dni, a także uprawiane z bulw moczonych przed sadzeniem przez 30 minut w roztworze tego biopolimeru zawierały w liściach więcej Ca w stosunku do roślin nietraktowanych roztworem chitozanu.

Tabela 37. Zawartość makroskładników ($\text{g} \cdot \text{kg}^{-1}$ s.m.) w liściach frezji odmiany 'Silver Beach' w zależności od metody aplikacji i stężenia chitozanu podczas pełni kwitnienia i pod koniec okresu wegetacji (średnia z lat 2008–2011)

Termin	Metoda aplikacji chitozanu (M)	Makroskładnik ($\text{g} \cdot \text{kg}^{-1}$ s.m.)														
		N			P			K			Ca			Mg		
		stężenie (%) (S)		średnia	stężenie (%) (S)		średnia	stężenie (%) (S)		średnia	stężenie (%) (S)		średnia	stężenie (%) (S)		średnia
		0,2	0,4		0,2	0,4		0,2	0,4		0,2	0,4		0,2	0,4	
Pełnia kwitnienia	I	24,8	25,4	25,1	6,12	5,85	5,99	22,6	22,9	22,8	6,82	6,46	6,64	1,65	1,52	1,59
	II	26,3	26,3	26,3	5,41	6,01	5,71	25,3	24,4	24,9	8,64	9,30	8,97	1,33	2,12	1,73
	III	25,7	28,7	27,2	6,30	7,03	6,67	31,2	35,4	33,3	7,71	8,21	7,96	1,62	2,50	2,06
	IV	26,6	26,9	26,8	6,42	8,00	7,21	28,6	26,6	27,6	9,03	8,70	8,87	2,50	2,02	2,26
	V	25,8	26,3	26,1	6,21	7,28	6,75	29,1	29,4	29,3	9,30	8,82	9,06	2,21	2,20	2,21
	VI	27,6	27,6	27,6	6,28	5,82	6,05	28,1	40,3	34,2	8,32	6,20	7,26	2,32	1,80	2,06
	VII	27,2	26,8	27,0	6,43	5,43	5,93	26,5	30,4	28,5	8,72	8,81	8,77	2,31	2,22	2,27
	średnia	26,3	26,9	26,6	6,17	6,49	6,33	27,3	29,9	28,7	8,36	8,07	8,21	1,99	2,05	2,02
	NIR $\alpha_{0,05}$	M – 2,10 S – n.i. M x S – n.i.			M – 0,847 S – 0,284 M(S) – 1,198 S(M) – 0,752			M – 1,05 S – 0,35 M(S) – 1,48 S(M) – 0,93			M – 0,886 S – n.i. M(S) – 1,253 S(M) – 0,787			M – 0,465 S – n.i. M(S) – 0,658 S(M) – 0,413		
Koniec okresu wegetacji	I	17,4	17,1	17,3	6,82	7,52	7,17	43,5	44,2	43,9	9,30	9,00	9,15	1,91	1,82	1,87
	II	19,4	17,5	18,5	7,83	8,20	8,02	45,5	43,7	44,6	9,91	8,60	9,26	1,82	1,90	1,86
	III	17,5	22,6	20,1	10,80	9,08	9,94	48,7	47,5	48,1	9,22	9,96	9,59	2,52	1,81	2,17
	IV	19,6	22,5	21,1	8,75	7,44	8,10	42,5	49,0	45,8	9,01	9,80	9,41	1,80	1,40	1,60
	V	17,0	17,4	17,2	10,01	9,73	9,87	44,6	46,8	45,7	8,80	8,71	8,76	1,90	1,92	1,91
	VI	21,2	21,1	21,2	8,80	8,20	8,50	41,8	43,0	42,4	10,31	11,20	10,76	2,32	2,62	2,47
	VII	20,1	18,4	19,3	9,23	10,02	9,63	43,1	42,8	43,0	10,01	8,62	9,32	1,51	1,81	1,66
	średnia	18,9	19,5	19,2	8,89	8,60	8,75	44,2	45,3	44,8	9,51	9,41	9,46	1,97	1,90	1,93
	NIR $\alpha_{0,05}$	M – 1,28 S – 0,43 M(S) – 1,81 S(M) – 1,13			M – 1,172 S – n.i. M(S) – 1,658 S(M) – 1,041			M – 1,16 S – 0,39 M(S) – 1,65 S(M) – 1,03			M – 0,756 S – n.i. M(S) – 1,07 S(M) – 0,672			M – 0,539 S – n.i. M x S – n.i.		

Objaśnienia jak w tabeli 22.

Więcej Mg oznaczono w materiale pobranym z roślin podlewanych co 7 lub 14 dni albo opryskiwanych co 14 dni, w porównaniu z frezjami kontrolnymi.

Pod koniec okresu wegetacji w liściach frezji stwierdzono więcej P, K i Ca. Zawartość Mg była na zbliżonym poziomie, natomiast oznaczono w liściach mniej N niż podczas kwitnienia. Podobnie jak w trakcie kwitnienia, zawartość makroskładników oznaczonych w materiale roślinnym zależała istotnie od stężenia i metody aplikacji chitozanu. Wykazano wpływ stężenia roztworu chitozanu na zawartość w liściach frezji tylko N i K. Więcej tych makroskładników oznaczono w materiale pobranym z roślin traktowanych roztworem o stężeniu 0,4% niż 0,2%. Natomiast w zależności od metody aplikacji chitozanu, więcej N wykazano w roślinach opryskiwanych co 7 dni lub podlewanych co 7 dni roztworem tego związku w stosunku do frezji kontrolnych i podlewanych roztworem chitozanu co 14 dni. Rośliny uprawiane z bulw moczonych przez 60 minut w roztworze tego związku oraz te, które podlewano co 14 dni, odznaczały się większą zawartością P w liściach w stosunku do frezji kontrolnych. W odniesieniu do zawartości w liściach frezji K, najwięcej tego makroskładnika oznaczono u roślin, których bulwy przed sadzeniem moczone przez 60 minut w roztworze chitozanu. W przypadku pozostałych metod aplikacji roztworu tego związku więcej K stwierdzono w liściach frezji podlewanych co 7 dni, w porównaniu z roślinami opryskiwanymi co 7 dni roztworem tego biopolimeru. Pod koniec okresu wegetacji największą ilość Ca oznaczono w liściach roślin opryskiwanych co 7 dni roztworem chitozanu. Porównując pozostałe metody aplikacji tego związku, większą ilość Ca wykazano w liściach roślin uprawianych z bulw moczonych przed sadzeniem przez 60 minut w roztworze chitozanu jedynie w stosunku do frezji podlewanych co 14 dni roztworem tego związku. W odniesieniu do zawartości Mg więcej tego makroskładnika oznaczono w materiale roślinnym pozyskanym z frezji opryskiwanej co 7 dni roztworem chitozanu w stosunku do roślin podlewanych co 7 dni roztworem tego związku.

Zawartość w liściach frezji tylko Cu i Zn, podczas pełni kwitnienia, zależała od stężenia roztworu chitozanu (tab. 38). Traktując frezję roztworem o stężeniu 0,4%, wykazano w liściach większą zawartość tych mikroskładników w stosunku do roślin, na które oddziaływano tym związkiem o stężeniu dwukrotnie mniejszym. W przypadku wszystkich oznaczonych w liściach mikroskładników stwierdzono istotny wpływ zastosowanej metody aplikacji chitozanu. Najwięcej Cu oznaczono w liściach roślin uprawianych w obiekcie, gdzie chitozan aplikowano w postaci opryskiwania co 7 dni, najmniej natomiast w obiekcie, w którym roztwór ten dostarczano przez podlewanie co 14 dni. Oceniając koncentrację Fe, największą jego ilość stwierdzono w liściach roślin opryskiwanych roztworem chitozanu co 7 dni. Równie dużą zawartością tego mikroskładnika odznaczały się rośliny opryskiwane co 14 dni roztworem tego związku. W przypadku pozostałych metod aplikacji więcej Fe wykazano w materiale pobranym z roślin, których bulwy przed sadzeniem moczone przez 60 minut lub podlewano co 7 dni roztworem chitozanu jedynie w porównaniu z frezjami kontrolnymi. Podczas pełni kwitnienia najwięcej Mn stwierdzono w liściach roślin podlewanych co 7 dni. W przypadku pozostałych metod aplikacji, więcej Mn oznaczono w liściach pozyskanych z roślin uprawianych w obiektach, gdzie bulwy przed sadzeniem moczone przez 60 minut lub opryskiwano przez 14 dni jedynie w porównaniu z roślinami opryskiwanymi co 7 dni, a także kontrolnymi. Inną zależność stwierdzono w odniesieniu do zawartości w liściach frezji Zn. Większą

Tabela 38. Zawartość mikrośladników ($\text{mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ s.m.) w liściach frezji odmiany 'Silver Beach' w zależności od metody aplikacji i stężenia chitozanu podczas pełni kwitnienia i pod koniec okresu wegetacji (średnia z lat 2008–2011)

Termin	Metoda aplikacji chitozanu (M)	Mikrośladnik ($\text{mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ s.m.)											
		Cu			Fe			Mn			Zn		
		stężenie (%) (S)		średnia	stężenie (%) (S)		średnia	stężenie (%) (S)		średnia	stężenie (%) (S)		średnia
		0,2	0,4		0,2	0,4		0,2	0,4		0,2	0,4	
Pełnia kwitnienia	I	4,33	4,55	4,44	101,0	96,9	99,0	80,1	85,5	82,8	49,7	53,0	51,4
	II	4,81	4,47	4,64	101,4	109,6	105,5	81,2	98,6	89,9	47,7	50,5	49,1
	III	4,91	4,75	4,83	109,6	115,4	112,5	97,3	88,7	93,0	45,4	50,4	47,9
	IV	4,67	4,97	4,82	100,5	120,3	110,4	106,2	105,9	106,1	47,6	66,3	57,0
	V	3,99	4,15	4,07	116,4	98,4	107,4	84,2	92,8	88,5	42,4	53,1	47,8
	VI	4,90	5,37	5,14	136,3	138,4	137,4	87,0	80,6	83,8	47,9	42,8	45,4
	VII	4,59	5,01	4,80	133,6	136,3	135,0	91,3	94,5	92,9	54,2	52,6	53,4
	średnia	4,60	4,75	4,68	114,1	116,5	115,3	89,6	92,4	91,0	47,8	52,7	50,3
	NIR $\alpha_{0,05}$	M – 0,197 S – 0,066 M(S) – 0,279 S(M) – 0,175			M – 9,27 S – n.i. M(S) – 13,11 S(M) – 8,24			M – 9,19 S – n.i. M(S) – 12,99 S(M) – 8,16			M – 4,46 S – 1,50 M(S) – 6,31 S(M) – 3,97		
Koniec okresu wegetacji	I	4,54	4,48	4,51	224,9	223,5	224,2	127,1	124,0	125,6	85,5	87,8	86,7
	II	3,62	4,58	4,10	229,8	217,8	223,8	131,0	133,0	132,0	90,3	78,6	84,5
	III	4,25	4,25	4,25	237,1	227,7	232,4	128,5	147,2	137,9	97,8	82,1	90,0
	IV	5,51	5,33	5,42	217,0	230,0	223,5	152,8	148,5	150,7	83,0	88,2	85,6
	V	4,56	5,37	4,97	227,7	218,1	222,9	140,1	138,5	139,3	82,7	90,3	86,5
	VI	4,34	5,18	4,76	248,0	258,2	253,1	140,2	133,0	136,6	94,4	95,3	94,9
	VII	4,62	4,97	4,80	252,1	246,7	249,4	137,7	137,8	137,8	98,7	90,4	94,6
	średnia	4,49	4,88	4,69	233,8	231,7	232,8	136,8	137,4	137,1	90,3	87,5	89,0
	NIR $\alpha_{0,05}$	M – 0,111 S – 0,037 M(S) – 0,157 S(M) – 0,098			M – 9,66 S – n.i. M(S) – 13,66 S(M) – 8,58			M – 11,12 S – n.i. M(S) – 15,73 S(M) – 9,88			M – 2,55 S – 0,86 M(S) – 3,61 S(M) – 2,27		

Objaśnienia jak w tabeli. 22.

koncentrację tego mikroskładnika stwierdzono w przypadku roślin podlewanych co 7 dni roztworem chitozanu w stosunku do frezji opryskiwanych roztworem tego biopolimeru co 7 dni.

W porównaniu z analizami przeprowadzonymi w pełni kwitnienia, w materiale roślinnym pozyskanym z frezji pod koniec okresu wegetacji wykazano znaczne zwiększenie zawartości w liściach Fe, Mn i Zn. Koncentracja Cu kształtowała się na zbliżonym poziomie. W przeprowadzonych badaniach stężenie wpływało tylko na zawartość w liściach Cu i Zn. U frezji, na które oddziaływano roztworem chitozanu o stężeniu 0,4%, w stosunku do roślin uprawianych w obiektach, gdzie stosowano ten związek o stężeniu 0,2%, stwierdzono w liściach większą zawartość Cu. Odwrotną zależność wykazano natomiast w odniesieniu do koncentracji Zn. Zawartość wszystkich oznaczanych w liściach frezji mikroskładników istotnie zależała od metody aplikacji chitozanu. Najwięcej Cu zawierały liście roślin podlewanych co 7 dni roztworem tego związku. Najmniej tego mikroskładnika stwierdzono u roślin uprawianych z bulw moczonych przed sadzeniem przez 30 minut w roztworze chitozanu. W odniesieniu do zawartości Fe więcej tego mikroskładnika oznaczono w liściach roślin opryskiwanych roztworem chitozanu co 7 lub 14, dni w porównaniu z pozostałymi uprawianymi frezjami. W przypadku podlewania roślin co 7 dni roztworem chitozanu stwierdzono w liściach frezji największą ilość Mn. Oceniając pozostałe metody aplikacji tego związku, większą koncentrację Mn wykazano w liściach z frezji uprawianej w obiektach, w których rośliny podlewano co 14 dni lub opryskiwano co 14 dni albo bulwy moczono przed sadzeniem przez 60 minut tylko w stosunku do obiektu kontrolnego. Inną reakcję na zastosowane metody aplikacji chitozanu stwierdzono w odniesieniu do zawartości Zn w liściach frezji. Najwięcej tego mikroskładnika oznaczono u roślin opryskiwanych co 7 dni roztworem chitozanu. Równie dużą zawartość Zn wykazano w materiale pobranym z roślin opryskiwanych co 14 dni roztworem tego związku. Mniej Zn stwierdzono w liściach frezji uprawianych z bulw moczonych przed sadzeniem przez 60 minut w roztworze chitozanu. Najmniejszą koncentracją Zn charakteryzowały się liście roślin uzyskanych z bulw moczonych przed sadzeniem przez 30 minut w roztworze tego biopolimeru. Równie małą zawartością Zn odznaczały się rośliny kontrolne oraz podlewane co 7 lub co 14 dni.

5. DYSKUSJA WYNIKÓW

W dostępnym piśmiennictwie nie ma informacji na temat zastosowania wysuszonego odpadu powstającego przy produkcji krewetek, jako składnika podłoża w uprawie roślin ozdobnych. Przeprowadzone badania własne są pierwszymi, w których frezje uprawiano w podłożu z dodatkiem tego komponentu. W dotychczasowych doświadczeniach Dufault i Korkmaz (2000) oraz Dufault i in. (2001) stosowali osad z dna morskiego, powstający przy produkcji tych skorupiaków, tj. resztek pokarmowych, pancerzy i odchodów, jako nawóz organiczny w uprawie warzyw. Autorzy ci są zgodni, że zastosowany osad powoduje zwiększenie zasolenia podłoża. W badaniach własnych wzbogacenie podłoża o susz krewetkowy w dawkach od 2,5 do 15%, na początku uprawy, wpływało na zwiększenie zasolenia podłoża od 1,49 do 4,67 g NaCl · dm⁻³. Według Strojnego (1993), frezja jest rośliną wrażliwą na zasolenie. Stężenie soli w 1 dm³ podłoża nie powinno przekraczać 1–1,5 g NaCl · dm⁻³ (Startek i in. 2005 b), a EC w pożywkach nie może być większe niż 1,5–2 mS · cm⁻¹ (Lisiecka 2006). Zdaniem Aydingsakir i in. (2010), odmiany frezji różnią się tolerancją na zasolenie podłoża. Przekroczenie dopuszczalnych wartości w doświadczeniu własnym decydowało o konieczności przepłukania podłoża przed posadzeniem bulw frezji. Według Moena (1999), zwiększenie zawartości soli w podłożu wpływa na opóźnienie kiełkowania bulw. W badaniach własnych zastosowany susz krewetkowy jako komponent podłoża u roślin odmiany ‘Silver Beach’ – w dawkach 5–15%, a u odmiany ‘Summer Beach’ – w dawkach 7,5–15%, wpływał zarówno na opóźnienie rozpoczęcia wschodów, jak również na wydłużenie tej fazy rozwojowej. Według Startek i in. (2005 b), nadmierne zasolenie podłoża prowadzi do opóźnienia kwitnienia. W badaniach własnych im większa była dawka dodanego do podłoża suszu krewetkowego, tym później nastąpił początek kwitnienia uprawianych roślin. Bardziej wrażliwe na nadmiar soli w podłożu okazały się rośliny odmiany ‘Summer Beach’. W podłożu, które uzupełniono 15-procentową dawką suszu, początek tej fazy rozwojowej nastąpił o 55,5 dnia później niż u frezji rosnącej w podłożu kontrolnym. U frezji odmiany ‘Silver Beach’ różnica ta była mniejsza i wynosiła 37,7 dnia.

W uprawie *Brassica oleracea* var. *botrytis italica*, wzbogacenie podłoża o osad z dna zbiorników, w których przetrzymywane są krewetki i nawóz mineralny o spowolnionym działaniu (Osmocote 14-6-12), przy niższych dawkach wpływa na zwiększenie plonu róż. Przy wzrastających dawkach, ze względu na zbyt wysokie stężenie soli w podłożu, jest on mniejszy (Dufault i in. 2001). W doświadczeniu własnym w uprawie frezji z grupy Beach, miesiąc po pierwszych wschodach, większą liczbą pędów, liści na pędzie głównym i ogółem odznaczały się rośliny uprawiane w podłożu z dodatkiem 2,5 i 5% suszu krewetkowego. Były one także wyższe niż rośliny kontrolne. Zwiększanie dawek suszu prowadziło do pogorszenia jakości uzyskanych roślin. Podczas kwitnienia i pod koniec okresu wegetacji najwyższe rośliny uzyskano w wyniku ich uprawy w podłożu z dodatkiem 2,5% suszu, natomiast frezje o największej liczbie pędów i liści otrzymano, uprawiając je w podłożu z 5-procentowym dodatkiem suszu. Zwiększanie dawek do 12,5 i 15% powodowało obniżenie jakości uzyska-

nych roślin. Dufault i Korkmaz (2000) w uprawie *Capsicum annuum*, mimo jej wrażliwości na zasolenie, największy i najlepszej jakości plon uzyskali przy zastosowaniu średnich dawek osadu i nawozu mineralnego. W badaniach własnych, kiedy stosowano susz krewetkowy w dawce 15% i dokarmiano frezje pogłównie nawozem Peters Professional Blossom Booster, uzyskano gorszej jakości kwiatostany niż kiedy do podłoża dodano ten komponent w dawkach od 2,5 do 10%. Przy tych dawkach suszu krewetkowego frezje wykształciły dłuższe pędy kwiatostanowe o większej liczbie kwiatów i kwiatostanów II rzędu niż rośliny kontrolne.

Zdaniem Dufault i in. (1996), osad ze zbiorników, w których przetrzymywane są krewetki, nie ma negatywnego wpływu na wzrost *Capsicum annuum* uprawianej w gruncie odkrytym, natomiast w produkcji pod osłonami odpady te mogą powodować deformacje i uszkodzenia roślin. Nie potwierdzono tych doniesień, stosując w uprawie frezji w tunelu foliowym susz krewetkowy w dawkach 2,5–15%. Według Strojnego (1993), w wyniku nadmiernego stężenia soli w podłożu u roślin ozdobnych następuje ograniczenie wzrostu, utrata połysku liści, chloroza, a w ostateczności zasychanie liści postępujące od brzegów. W badaniach własnych rośliny uprawiane w podłożach z dodatkiem 12,5 i 15% suszu krewetkowego, po początkowym ograniczeniu wzrostu, miesiąc po pierwszych wschodach, będącym wynikiem opóźnionego kiełkowania bulw, intensywnie rosły, a pod koniec okresu wegetacji różnice między nimi a kontrolą nie były tak znaczące. Rośliny charakteryzowały się prawidłowo wykształconymi liśćmi, bez jakichkolwiek przebarwień i uszkodzeń. Deformacje stwierdzono w odniesieniu do bulw następczych. Bulwy uzyskane w tych obiektach, gdzie podłoże wzbogacono o 12,5 i 15% suszu nie miały typowego kształtu dla odmiany, były nadmiernie wydłużone oraz pokryte zdeformowanymi łuskami, nieokrywającymi ich całkowicie.

Powstały podczas przerobu krewetek odpad bogaty jest w makroskładniki, takie jak: P, K, Na, Ca i Mg (Heu i in. 2003). Jest on także źródłem niewielkiej ilości mikroskładników: Zn, Fe, Mn i Cu (Chui i in. 1996). W badaniach własnych susz krewetkowy zastosowany jako komponent podłoża zawierał w $\text{mg} \cdot \text{dm}^3$: 251 N-NO₃, 1485 P, 3840 K, 5220 Ca, 885 Mg, 31988 Cl. Według Wojcieszczuk i in. (2000), zawartość makroskładników w liściach frezji jest cechą odmianową i zależy także od fazy rozwojowej. W doświadczeniu własnym, w którym susz krewetkowy zastosowano jako komponent podłoża, pod koniec okresu wegetacji, niezależnie od dawki zastosowanego suszu krewetkowego, w liściach odmiany ‘Summer Beach’ stwierdzono więcej: N, Ca, Cu i Mn niż w materiale roślinnym pozyskanym z roślin odmiany ‘Silver Beach’. Odwrotną zależność wykazano w odniesieniu do zawartości Fe i Zn. Zdaniem Wojcieszczuk i in. (2000), w trakcie wegetacji w liściach zwiększa się zawartość Ca, zmniejsza zaś Mg. W przeprowadzonych badaniach własnych, pod koniec okresu wegetacji, w porównaniu z analizami przeprowadzonymi w czasie kwitnienia, niezależnie od uprawianej odmiany, liście zawierały więcej: P, K, Ca, Fe, Zn. Ilość Mg i Cu utrzymywała się na zbliżonym poziomie. W tym terminie natomiast oznaczono mniej N i Mn. Według Chandkrachang i in. (1991), odpady powstające przy przerobie krewetek można zastosować jako nawóz w produkcji rolnej. W badaniach własnych, ze względu na znaczne zasolenie suszu krewetkowego, wynoszące $28,2 \text{ g NaCl} \cdot \text{dm}^{-3}$, bardzo ważna jest jego dawka. W porównaniu z kontrolą, dodanie do podłoża suszu w dawkach 2,5 i 5% stymulowało wzrost roślin i pozwoliło uzyskać większy plon bulw potomnych. Zwiększanie dawek, niezależnie od uprawia-

nej odmiany, wpływało natomiast na ograniczenie wzrostu i zmniejszenie współczynników przyrostu masy i liczby bulw.

W dostępnej literaturze niejednoznaczne są doniesienia o wpływie chitozanu na wzrost i rozwój roślin. Niestety, wielu autorów nie określa podstawowych właściwości fizykochemicznych chitozanu, w tym jego ciężaru cząsteczkowego, co sprawia, że porównanie uzyskanych wyników jest trudne, a czasem niemożliwe. Według Cho i in. (2008), moczenie nasion *Helianthus annuus* w chitozanie (28 kDa) o stężeniu 0,5% zwiększa zdolność kiełkowania, natomiast moczenie bulw *Gladiolus* sp. 'Blanca Borrego' w roztworze preparatu Biorent o stężeniu 1,5% przyspiesza kiełkowanie bulw (Ramos-Garcia i in. 2009). W badaniach własnych, w których sadzono wyprzeżowane bulwy, z wykształconym pękiem głównym i zawiązkami korzeni, nie potwierdzono tych doniesień. W komorze klimatyzowanej – w stałych warunkach światła, temperatury i wilgotności – w uprawie frezji odmian 'Lisa', 'Bon Bon' i 'Silver Beach' moczenie bulw w roztworze chitozanu o masie cząsteczkowej $10\,000\text{ g}\cdot\text{mol}^{-1}$ i stężeniu 0,2%, niezależnie od jego formy, nie wpływało na termin rozpoczęcia oraz przebieg fazy wschodów. Inną reakcję na traktowanie bulw chitozaniem stwierdzono w tunelu foliowym – w zmiennych warunkach światła, temperatury i wilgotności. U frezji odmiany 'Silver Beach' zastosowany do moczenia bulw chitozan o masie cząsteczkowej $10\,000\text{ g}\cdot\text{mol}^{-1}$, w formie octanowej, niezależnie od stężenia i czasu moczenia, wpływał na nieznaczne opóźnienie rozpoczęcia wschodów zarówno pędów głównych, jak i dodatkowych. Związek ten aplikowany w postaci: moczenia bulw przed sadzeniem, podlewania lub opryskiwania w fazie dwóch liści pobudzał do wzrostu większą liczbę pąków przybyszowych na bulwach i wpływał na wydłużenie fazy wschodów pędów dodatkowych. Niezależnie od warunków uprawy i grupy hodowlanej, bulwy porównywanych odmian kiełkowały w 100%.

Niejednakowe są doniesienia dotyczące wpływu chitozanu na wczesność kwitnienia roślin ozdobnych. Zdaniem Ohta i in. (2004 a), wzbogacenie podłoża o 1% chitozanu przyspiesza zakwitanie *Torenia fournieri* 'Panda Rose', *Exacum affine* 'Darf Midget' *Begonia hiemalis*, *Sinningia speciosa* 'Brocade Red', *Mimulus x hybridus* 'Misty Cream Spot'. Identyczne wyniki uzyskali Ohta i in (2004 b) w uprawie *Eustoma grandiflorum* 'Peter blue line 2' i Utsunomiya i Kinai (1994) w uprawie *Passiflora edulis*. Opryskiwanie *Dendrobium* 'Eiskul', według Limpanavech i in. (2008), decyduje o przyspieszeniu jego kwitnienia. Również Startek i in. (2005 a) oraz Salachna i Bartkowiak (2008) donoszą o pozytywnym wpływie moczenia bulw w 0,2-procentowym roztworze chitozanu na wczesność kwitnienia frezji, jednak oddziaływanie to uzależniają od masy cząsteczkowej chitozanu. Odmienne wyniki w swoich doświadczeniach uzyskali Ohta i in. (2004 a), według których dodatek do podłoża 1% chitozanu nie decyduje o przyspieszeniu kwitnienia *Calceolaria herbeohybrida* 'Midas' i *Campanula fragilis* 'Juane Bell'. W badaniach własnych, niezależnie od miejsca uprawy, zastosowany chitozan o masie cząsteczkowej $10\,000\text{ g}\cdot\text{mol}^{-1}$ wpływał na przyspieszenie kwitnienia frezji. Oddziaływanie to jednak w znacznym stopniu uzależnione było od cech odmianowych, a przede wszystkim od długości okresu produkcji. W komorze klimatyzowanej wpływ ten był bardziej widoczny u odmian charakteryzujących się dłuższym cyklem rozwojowym, tj. 'Lisa' i 'Bon Bon' niż u odmiany 'Silver Beach', wyróżniającej się najkrótszym okresem produkcji. W warunkach kontrolowanych zastosowane formy i metody aplikacji chi-

tozanu w niejednakowy sposób decydowały o kwitnieniu frezji. Zdaniem Salachny i Bartkowiaka (2008), wpływ chitozanu na wczesność kwitnienia uzależniony jest od warunków uprawy. Według tych autorów związek ten o stężeniu 0,2% i masie cząsteczkowej 2 500, 3 500, 6 500, 50 000, 970 000 g · mol⁻¹ oddziałuje silniej w niższych temperaturach uprawy. W doświadczeniu własnym, uprawiając frezje odmiany 'Silver Beach' w komorze klimatyzowanej i tunelu foliowym, silniejszy wpływ na przyspieszenie kwitnienia wykazano w warunkach kontrolowanych, w niższej temperaturze.

Chitozan stymuluje wzrost roślin ozdobnych (Ohta i in. 2004 a, Niekraszewicz i in. 2012), warzywnych (Ziani i in. 2010, Shehta i in. 2012) i sadowniczych (Górnik i in. 2008). Innego zdania natomiast są Tamala i in. (2007), według których oprysk chitozaniem nie wpływa na wysokość uprawianych roślin *Curcuma* 'Laddawan'. Salachna i Bartkowiak (2008) oddziaływanie chitozanu na wysokość frezji odmiany 'Lisa' uzależniają od jego masy cząsteczkowej. Autorzy ci najwyższe rośliny uzyskali, mocząc bulwy w chitozanie o stężeniu 0,2% i masie cząsteczkowej 6 500 g · mol⁻¹, natomiast najniższe, aplikując ten związek o masie cząsteczkowej 970 000 g · mol⁻¹. Zdaniem Żurawika i Bartkowiaka (2009 b), wysokość frezji z grupy Beach zależy również od metody aplikacji chitozanu. Autorzy ci, stosując w swoich badaniach chitozan o masie cząsteczkowej 20 000 g · mol⁻¹ i stężeniu 0,2%, uzyskali pod koniec okresu wegetacji wyższe rośliny, w wyniku ich opryskiwania lub moczenia bulw przed sadzeniem w porównaniu z podlewaniem. W doświadczeniach własnych natomiast, kiedy aplikowano chitozan o masie cząsteczkowej 10 000 g · mol⁻¹, w porównaniu z kontrolą zarówno podczas pełni kwitnienia, jak i pod koniec okresu wegetacji, niezależnie od stężenia, wyższe frezje odmiany 'Silver Beach' uzyskano przy wszystkich metodach aplikacji tego związku. Wyższe rośliny stwierdzono również, gdy stosowano ten związek o stężeniu 0,4%, w porównaniu ze stężeniem 0,2%. W komorze klimatyzowanej, w trakcie kwitnienia, wyższe rośliny uzyskano kiedy stosowano formę octanową chitozanu.

Zastosowanie 5-procentowego roztworu chitozanu decyduje o zwiększeniu liczby pędów *Vigna* sp. (El-Tanahy i in. 2012). Także stymulujący wpływ chitozanu o masie cząsteczkowej 20 000 g · mol⁻¹ i stężeniu 0,2% na wytwarzanie pędów przez frezje wykazali Żurawik i Bartkowiak (2009 b), jednak oddziaływanie tego związku uzależnili od metody jego aplikacji. Autorzy ci, w swoich doświadczeniach, uzyskali pod koniec okresu wegetacji najwięcej pędów w wyniku opryskiwania roślin. Podobną reakcję na zastosowane metody aplikacji chitozanu o masie cząsteczkowej 10 000 g · mol⁻¹ wykazano w badaniach własnych prowadzonych w tunelu foliowym i komorze klimatyzowanej. W warunkach kontrolowanych podczas kwitnienia, stosując chitozan w formie octanowej, uzyskano u frezji więcej pędów niż kiedy oddziaływano na rośliny formą chlorkową tego związku. Jak wynika z doniesień Chibu i Shiyama (2001), Khan i in. (2002), Barka (2004), stymulacja wzrostu frezji oraz pobudzenie do kiełkowania większej liczby pędów pod wpływem chitozanu spowodowane były najprawdopodobniej zwiększeniem intensywności fotosyntezy.

Zdaniem Tamala i in. (2007), chitozan nie wpływa na liczbę wykształconych przez *Curcuma* 'Laddawan' liści. W badaniach własnych nie potwierdzono tych informacji, a uzyskane wyniki są zgodne z danymi publikowanymi przez Żurawika i Bartkowiaka (2009 b), według których frezje traktowane roztworem chitozanu o masie cząsteczkowej

20 000 g · mol⁻¹ i stężeniu 0,2% pod koniec okresu wegetacji wykształcają więcej liści niż rośliny kontrolne. Według Salachny i Bartkowiaka (2008), liczba uzyskanych liści zależy od masy cząsteczkowej chitozanu. Autorzy ci większą liczbę liści stwierdzili, kiedy aplikowali chitozan o stężeniu 0,2% i masie cząsteczkowej 6 500 i 970 000 g · mol⁻¹, mniejszą zaś, gdy stosowali ten związek o masie cząsteczkowej 3 500 g · mol⁻¹. W doświadczeniu własnym, prowadzonym w tunelu foliowym, stosując chitozan o masie cząsteczkowej 10 000 g · mol⁻¹, spośród zastosowanych metod aplikacji, pod koniec okresu wegetacji najwięcej liści na pędzie głównym i ogółem uzyskano w wyniku opryskiwania roślin frezji co 7 lub 14 dni. W komorze klimatyzowanej pod wpływem chitozanu, niezależnie od formy i metody jego aplikacji, frezje wykształciły więcej liści niż rośliny nietraktowane tym związkiem.

Dotychczasowe badania Salachny i Bartkowiaka (2008) wskazują na zwiększenie indeksu zazielenienia liści frezji odmiany 'Lisa' pod wpływem moczenia bulw przed sadzeniem w roztworze chitozanu o stężeniu 0,2% i masie cząsteczkowej 2 500, 6 500, 50 000, i 970 000 g · mol⁻¹. Autorzy ci nie wykazali takiej zależności, stosując chitozan o masie cząsteczkowej 3 500 g · mol⁻¹. W badaniach własnych chitozan o masie cząsteczkowej 10 000 g · mol⁻¹ stosowany w uprawie frezji odmiany 'Silver Beach' w tunelu foliowym, niezależnie od terminu pomiaru, wpływał na zwiększenie natężenia zielonej barwy liści. Oddziaływanie jego uzależnione było jednak od stężenia i metody aplikacji. Intensywniej zazielenionymi liśćmi wyróżniały się rośliny traktowane roztworem chitozanu o stężeniu 0,4%, a także podlewane lub opryskiwane. Natomiast w warunkach kontrolowanych, niezależnie od odmiany i metody aplikacji chitozanu, o zwiększeniu indeksu zazielenienia liści decydowało zastosowanie formy octanowej tego związku. Zdaniem Gregorczyka i in. (1998), indeks zazielenienia liści skorelowany jest z zawartością chlorofilu w liściach. Najprawdopodobniej zwiększenie indeksu zazielenienia liści u frezji w badaniach własnych pod wpływem chitozanu spowodowane było zwiększeniem zawartości chlorofilu w liściach, co jest zgodne także z doniesieniami Obsuwan i in. (2010 a) oraz Sheikha (2011).

W dostępnej literaturze nie ma informacji dotyczących wpływu formy i stężenia oraz zróżnicowanych metod aplikacji chitozanu na jakość pędów kwiatostanowych frezji. Przeprowadzone badania własne są pierwsze, w których w uprawie frezji zastosowano wszystkie te czynniki. W dotychczasowych badaniach Salachna i Bartkowiak (2008) związek ten aplikowali tylko przez moczenie bulw przed sadzeniem. Według tych autorów, w uprawie frezji odmiany 'Lisa' zastosowany chitozan o stężeniu 0,2% wpływa na zwiększenie długości pędów kwiatostanowych I rzędu i kwiatostanów I rzędu. Oddziaływanie to zależy jednak od jego masy cząsteczkowej. Najkorzystniejszy wpływ na długość pędów kwiatostanowych I rzędu autorzy ci stwierdzili, stosując chitozan o masie cząsteczkowej 6 500 g · mol⁻¹, natomiast silniej na długość kwiatostanów I rzędu oddziaływał ten związek o masie cząsteczkowej 50 000 i 970 000 g · mol⁻¹. Korzystny wpływ chitozanu na zwiększenie długości kwiatostanów *Dendrobium* 'Missteen' udowodnili Win i in. (2005). Odmienne zdania są Tamala i in. (2007), którzy nie stwierdzili wpływu opryskiwania roztworem chitozanu na długość wykształconych kwiatostanów *Curcuma* 'Laddawan'. W doświadczeniu własnym nie wykazano wpływu tego związku na długość uzyskanych pędów kwiatostanowych I rzędu, kiedy uprawiano frezje odmiany 'Silver Beach' w tunelu foliowym i stosowano chitozan o masie

cząsteczkowej $10\,000\text{ g}\cdot\text{mol}^{-1}$ do moczenia bulw przed sadzeniem przez 30 lub 60 minut, podlewania roślin co 7 lub 14 dni albo opryskiwania roślin co 7 lub 14 dni. Dłuższe kwiatostany I rzędu stwierdzono u roślin podlewanych co 7 dni roztworem chitozanu. Odmienne wyniki uzyskano w komorze klimatyzowanej. W warunkach kontrolowanych, niezależnie od formy chitozanu i uprawianej odmiany, związek ten wpływał na zwiększenie długości pędów kwiatostanowych i kwiatostanów I rzędu.

Chitozan stosowany do moczenia bulw przed sadzeniem w postaci preparatu Biorent o stężeniu 1,5% wpływa na zwiększenie liczby kwiatów w kwiatostanie *Gladiolus* sp. 'Blanca Borrego' (Ramos-Garcia i in. 2009). Również zdaniem Chandrkrachang (2005), oprysk roztworem chitozanu *Dendrobium Sensational* 'Purple' powoduje zwiększenie liczby wykształconych kwiatów. W badaniach własnych przeprowadzonych w komorze klimatyzowanej przy wszystkich metodach aplikacji chitozanu, niezależnie od formy tego związku i uprawianej odmiany, uzyskano więcej kwiatów niż u roślin kontrolnych.

Nieliczne są także doniesienia dotyczące wpływu chitozanu na średnicę wykształconych kwiatów. Jedynie zdaniem Uthairatanakij i in. (2006), związek ten zastosowany w postaci oprysku decyduje o zwiększeniu średnicy kwiatów u *Dendrobium* 'Sonia' No. 17. W badaniach własnych prowadzonych w tunelu foliowym, aplikując chitozan o masie cząsteczkowej $10\,000\text{ g}\cdot\text{mol}^{-1}$ przez moczenie bulw przed sadzeniem przez 60 minut, podlewanie roślin co 7 dni lub opryskiwanie roślin co 7 dni w trakcie uprawy, niezależnie od jego stężenia, uzyskano kwiaty o większej średnicy. Słabszy wpływ chitozanu na średnicę wykształconych kwiatów wykazano w komorze klimatyzowanej. W niższych temperaturach uprawy kwiaty o większej średnicy uzyskano tylko w wyniku opryskiwania roślin.

W dostępnym piśmiennictwie nie ma informacji o wpływie chitozanu na wykształcanie przez rośliny ozdobne kwiatostanów dalszych rzędów. W badaniach własnych w komorze klimatyzowanej, stosując chitozan o masie cząsteczkowej $10\,000\text{ g}\cdot\text{mol}^{-1}$, w uprawie frezji odmian 'Lisa', 'Bon Bon' i 'Silver Beach' nie stwierdzono wpływu zarówno formy, jak i metody aplikacji chitozanu na liczbę wytworzonych pędów kwiatostanowych II rzędu. Natomiast w tunelu foliowym, w uprawie frezji odmiany 'Silver Beach', wpływ na tę cechę miała metoda aplikacji tego związku. Rośliny opryskiwane co 7 dni wytworzyły więcej pędów kwiatostanowych II rzędu niż frezje kontrolne i podlewane co 7 lub 14 dni.

W doświadczeniu prowadzonym przez Iriti i in. (2009) w uprawie *Phaseolus coccineus* wykazano u roślin opryskiwanych roztworem chitozanu tworzenie się cienkiej powłoki na powierzchni liści. W badaniach własnych zaobserwowano taką powłokę na powierzchni liści, kiedy opryskiwano rośliny roztworem chitozanu tylko w formie octanowej.

Z dostępnego piśmiennictwa wynika, że dodatek do podłoża 1% chitozanu intensyfikuje ukorzenianie się bulw u *Arisaema ternatipartitum* (Hasegawa i Kanechika 2005). Podlewanie *Phaseolus coccineus* 0,5-procentowym roztworem chitozanu pobudza do wzrostu większą liczbę korzeni bocznych (Sheikha i AL-Malki 2011). W badaniach własnych, niezależnie od miejsca uprawy i odmiany, związek ten o masie cząsteczkowej $10\,000\text{ g}\cdot\text{mol}^{-1}$ stymulował wzrost i rozwój systemu korzeniowego frezji. Intensywniej korzenie rozwijały się u roślin opryskiwanych lub podlewanych roztworem chitozanu, słabiej u uzyskanych z bulw moczonych w roztworze tego związku, naj słabiej – u frezji kontrolnych.

Salachna i in. (2007) podają, że chitozan o masie cząsteczkowej $3\ 000\ \text{g} \cdot \text{mol}^{-1}$ i stężeniu 0,2%, zastosowany do moczenia bulw przed ich sadzeniem, jest skuteczny w ograniczeniu porażania frezji przez *Fusarium oxysporum*. W badaniach własnych, aplikując chitozan o masie cząsteczkowej $10\ 000\ \text{g} \cdot \text{mol}^{-1}$ przez moczenie bulw, podlewanie lub opryskiwanie roślin zarówno w komorze klimatyzowanej – w stałych warunkach temperatury, jak i w tunelu foliowym – w zmiennych warunkach, u żadnej z porównywanych odmian przez cały okres prowadzenia badań nie stwierdzono objawów fuzaryjnego więdnienia.

Zdaniem Ramos-Garcia i in. (2009), moczenie bulw *Gladiolus* sp. ‘Blanca Borrego’ w roztworze preparatu Biorent o stężeniu 1,5% decyduje o zwiększeniu liczby uzyskanych bulw potomnych. Również w uprawie *Freesia hybrida* ten sposób traktowania bulw wpływa na zwiększenie współczynnika przyrostu masy i liczby bulw potomnych zarówno frezji uprawianych na kwiat cięty odmian ‘Versailles’ – grupa New Generation (Salachna i in. 2007), ‘Lisa’ – grupa standardowa (Salachna i in. 2008), jak i w doniczkach odmian ‘Popey’ – grupa Easy Pot (Startek i in. 2005 a). Wszyscy ci autorzy, stymulujący wpływ chitozanu na zwiększenie plonu bulw uzależniają od jego masy cząsteczkowej. W przeprowadzonych badaniach własnych, kiedy stosowano chitozan o masie cząsteczkowej $10\ 000\ \text{g} \cdot \text{mol}^{-1}$, stwierdzono korzystny wpływ tego związku na zwiększenie plonu bulw potomnych frezji. Zarówno w komorze klimatyzowanej, jak i w tunelu foliowym, chitozan wpływał na zwiększenie współczynników przyrostu liczby i masy bulw ogółem, a także współczynnika przyrostu liczby bulw następnych. Według Żurawika i Bartkowiaka (2009 a), metoda aplikacji chitozanu wpływa na wielkość uzyskanych współczynników. W doświadczeniu własnym, kiedy uprawiano frezje w tunelu foliowym, stwierdzono, że opryskiwanie roślin roztworem chitozanu, w porównaniu z podlewaniem i moczeniem bulw, powodowało zwiększenie współczynnika przyrostu liczby bulw następnych oraz zmniejszenie współczynnika przyrostu masy bulw następnych. W warunkach kontrolowanych zastosowanie formy octanowej tego związku, w stosunku do formy chlorkowej, wpłynęło na zwiększenie współczynnika przyrostu liczby bulw następnych i współczynnika przyrostu masy bulw ogółem frezji. W tunelu foliowym w uprawie frezji odmiany ‘Silver Beach’, kiedy traktowano rośliny roztworem chitozanu o masie cząsteczkowej $10\ 000\ \text{g} \cdot \text{mol}^{-1}$ w formie octanowej o stężeniu 0,4%, uzyskano większe współczynniki przyrostu masy bulw ogółem, liczby bulw ogółem i liczby bulw następnych w porównaniu z frezjami, na które oddziaływano roztworem o stężeniu dwukrotnie mniejszym. Zwiększenie współczynnika przyrostu liczby bulw następnych w doświadczeniu własnym wynikało z wykształcania przez rośliny większej liczby pędów, u podstawy których uformowały się nowe bulwy. Natomiast zwiększenie współczynnika przyrostu masy najprawdopodobniej spowodowane było zwiększeniem powierzchni asymilacji będącej wynikiem wykształcania przez frezje większej liczby liści.

W dostępnym piśmiennictwie nie ma informacji na temat wpływu chitozanu na zawartość w liściach frezji makro- i mikrośladników. W przeprowadzonych badaniach własnych określono ilość tych składników w liściach frezji w zależności od stężenia i metody aplikacji chitozanu. Zdaniem Sukwattanasinittetal (2001) oraz Becker i in. (2000), chitozan może być stosowany w produkcji roślinnej jako nawóz. W przeprowadzonych badaniach własnych w tunelu foliowym, pod koniec okresu wegetacji, frezje odmiany ‘Silver Beach’, na które

oddziaływano tym związkiem, zawierały w liściach więcej N, P i Mn w porównaniu z roślinami nietraktowanymi chitozanem. Jak wynika z doniesień Bennewitz i Hlusek (2006), większa zawartość składników mineralnych w liściach prawdopodobnie spowodowana była tym, że chitozan ułatwia pobieranie składników pokarmowych z gleby. W badaniach własnych rośliny traktowane roztworem tego związku wytworzyły system korzeniowy przerastający całe podłoże w pojemnikach, co mogło również wpłynąć na większe pobranie składników z podłoża i tym samym większą ich akumulację w liściach. W odniesieniu do pozostałych makro- i mikrośladników, wpływ ten nie był tak wyraźny i w bardzo dużym stopniu zależał od metody aplikacji chitozanu. U roślin opryskiwanych co 7 lub 14 dni roztworem tego związku stwierdzono więcej Fe i Zn niż przy pozostałych metodach aplikacji. Nie potwierdzono doniesień Shehta i in. (2012), że rośliny opryskiwane roztworem chitozanu pobierają więcej K. W doświadczeniu własnym w materiale roślinnym, pozyskanym z roślin opryskiwanych roztworem tego związku, stwierdzono mniejszą ilość K. Niezależnie od metody aplikacji, kiedy traktowano frezje roztworem chitozanu o masie cząsteczkowej $10\ 000\ \text{g} \cdot \text{mol}^{-1}$ i stężeniu 0,4%, oznaczono w liściach więcej N, K i Cu. Odwrotną zależność wykazano w stosunku do Zn, co jest zgodne z doniesieniami Kamari i in. (2012), że chitozan ogranicza pobieranie z gleby tego mikrośladnika.

6. WNIOSKI

1. Suchy odpad, powstały podczas przerobu krewetek, bogaty jest w makroskładniki, takie jak: N, P, K, Ca i Mg. Podłoża z jego dodatkiem mogą być stosowane w produkcji frezji, wymagają jednak zmniejszenia zasolenia.

2. W uprawie frezji dodatek do podłoża suszu krewetkowego powoduje opóźnienie kiełkowania bulw, kłoszenia i kwitnienia, jednak zastosowany w dawce od 2,5 do 10% poprawia jakość uzyskanych kwiatostanów przez zwiększenie długości pędów kwiatostanowych, liczby kwiatów i kwiatostanów II rzędu.

3. Podłoża zawierające 2,5 i 5% suszu krewetkowego stymulują wzrost oraz wykształcenie większej liczby pędów i liści. Zwiększenie dawki od 7,5 do 15% suszu wpływa negatywnie na jakość uprawianych roślin.

4. Wzbogacenie podłoża o 2,5 i 5% suszu krewetkowego zwiększa plon bulw potomnych. Dalsze zwiększanie dawek, niezależnie od uprawianej odmiany, powoduje zmniejszenie współczynników przyrostu masy i liczby bulw. Przy dawce 15-procentowej uzyskane bulwy są drobne, nadmiernie wydłużone oraz pokryte zdeformowanymi łuskami i nie nadają się do sadzenia w kolejnym sezonie wegetacyjnym.

5. Chitozan o masie cząsteczkowej $10\,000\text{ g} \cdot \text{mol}^{-1}$ powoduje przyspieszenie kwitnienia frezji, jednak jego oddziaływanie zależy od uprawianej odmiany i warunków uprawy. U odmian o dłuższym okresie produkcji i w niższych temperaturach wpływa silniej niż u odmian o krótszym okresie produkcji i w wyższych temperaturach.

6. W warunkach kontrolowanych, niezależnie od odmiany i metody aplikacji chitozanu, forma octanowa tego związku stymuluje wzrost roślin oraz wytwarzanie większej liczby pędów, pozwala uzyskać rośliny o liściach intensywniej zazielenionych i dłuższych kwiatostanach I rzędu, a także o większym współczynniku przyrostu masy bulw ogółem i przyroście liczby bulw następczych niż forma chlorkowa.

7. Moczenie bulw przed sadzeniem, podlewanie lub opryskiwanie roślin roztworem chitozanu w komorze klimatyzowanej, niezależnie od odmiany i formy tego związku, poprawia jakość uzyskanych kwiatostanów przez zwiększenie długości pędu kwiatostanowego i kwiatostanu I rzędu oraz liczby i średnicy kwiatów.

8. Zarówno w komorze klimatyzowanej, jak i w tunelu foliowym chitozan, niezależnie od metody aplikacji, powoduje zwiększenie wysokości roślin, liczby wykształconych pędów i liści na pędzie głównym oraz ogółem, a także indeksu zazielenienia liści.

9. Roztwór chitozanu o stężeniu 0,4% wpływa korzystniej na cechy wegetatywne, jakość uzyskanych kwiatostanów oraz plon bulw potomnych frezji niż roztwór o stężeniu 0,2%.

10. Stosowanie chitozanu w uprawie frezji zarówno w komorze klimatyzowanej, jak i w tunelu foliowym, wpływa korzystnie na wielkość plonu bulw potomnych przez zwiększenie współczynników przyrostu liczby i masy bulw ogółem, a także współczynnika przyrostu liczby bulw następczych.

11. Opryskiwanie frezji roztworem chitozanu wpływa na zwiększenie współczynnika przyrostu liczby bulw następczych, powoduje jednak zmniejszenie współczynnika przyrostu masy bulw następczych.

12. Zastosowany jako komponent podłoża susz krewetkowy wpływa na zwiększenie w liściach frezji zawartości N i K pod koniec okresu wegetacji. Rośliny uprawiane w tych podłożach charakteryzują się mniejszą ilością w liściach Fe i Zn.

13. Chitozan stosowany w uprawie frezji wpływa na zwiększenie w liściach zawartości N, P i Mn pod koniec okresu wegetacji. Roztwór tego związku o stężeniu 0,4% wpływa na zwiększenie zawartości N, K, i Cu, zmniejszenie zaś ilości Zn. Opryskiwanie roślin co 7 lub 14 dni powoduje zwiększenie w liściach zawartości Fe i Zn, zmniejszenie natomiast ilości K.

PIŚMIENNICTWO

- ABDEL-MAWGOUD A.M.R., TANTAWY A.S., EL-NEMR M.A., SASSINE Y.N. 2010. Growth and yield responses of strawberry plants to chitosan application. *Eur. J. Sci. Res.* 39 (1), 161–168.
- ADENIYI A.A., ODUGUWAB O.O., ASUNUMEH O.C., IKEKHUA Y.O., FABIYI A.O. 2004. Levels of total petroleum hydrocarbons (TPH) and heavy metals in shrimp waste meal supplemented broiler feeds and droppings. *Pak. J. Sci. Ind. Res.* 47 (1), 1–4.
- AGRAWAL, G.K., RAKWAL R., TAMOGAMI S., YONEKURA M., KUBO A., SAJI H. 2002. Chitosan activates defense/stress response(s) in the leaves of *Oryza sativa* seedlings. *Plant Physiol. Bioch.* 40 (12), 1061–1069.
- AI H., WANG F.R., YANG Q.S., ZHU F., LEI C.L. 2008. Preparation and biological activities of chitosan from the larvae of housefly, *Musca domestica*. *Carbohydr. Polym.* 72, 419–423.
- AI H., WANG F.R., XIA Y., CHEN X., LEI C. 2012. Antioxidant antifungal and antiviral activities of chitosan from the larvae of housefly, *Musca domestica* L. *Food Chem.* 132 (1), 493–498.
- AJIT N.S., VERMA R., SHANMUGAM V. 2006. Extracellular chitinases of fluorescent pseudomonads antifungal to *Fusarium oxysporum* f. sp. *dianthi* causing carnation wilt. *Curr. Microbiol.* 52 (4), 310–316.
- ALGAM S.A.E., XIE G., LI B., YU S., SU T., LARSEN J. 2010. Effects of paenibacillus strains on plant growth promotion and control Ralstonia wilt in tomato. *J. Plant Pathol.* 92 (3), 593–600.
- ALI T., KHATTAK A.M., KHAN M.A. 2011 a. Effect of growing media on the cormelization of freesia under the agro-climatic conditions of Pakistan. *Sarhad. J. Agric.* 27 (1), 33–38.
- ALI T., KHATTAK A.M., AMIN N.U., KHAN M.A. 2011 b. Response of freesia cultivars to different growing media under Peshawar conditions. *Sarhad. J. Agric.* 27 (1), 43–49.
- ANONIM 2000. Let's talk about Van Staaveren. *Info.*, 7.
- ANONIM 2006. Review of the application of shellfish by-products to land. Seafish Industry Authority, Wolverhampton, 40.
- AYDINSAKIR K., TEPE A., BUYUKTAS D. 2010. Effects of saline irrigation water applications on quality characteristics of freesia grown in greenhouse. *Akad. Üniv. Ziraat Fakültesi* 23 (1), 41–46.
- AYE K.N., KARUPPUSWAMY R., AHAMED T., STEVENS W.F. 2006. Peripheral enzymatic deacetylation of chitin and reprecipitated chitin particles. *Biores. Technol.* 97, 557–582.
- AZIAN E., ZAKI A.R.M., MOHAMED M.T.M., KAMURUZAMAN S. 2004. The use of chitosan on vase life of cut chrysanthemum (*Dendranthema morifolium* Ramat). Proceedings of APEC Symposium on quality management in postharvest system. August 3–5. Bangkok, Thailand, 403.
- BABEL S., KURNIWAN T.A. 2003. Low-cost adsorbents for heavy metals uptake from contaminated water. *J. Hazard. Mater.* 97, 219–243.
- BABU C.M., CHAKRABARTI R., SURYA SAMBASIVARAO K.R. 2008. Enzymatic isolation of carotenoid-protein complex from shrimp head waste and its use as a source of carotenoids. *LWT Food Sci. Technol.* 41 (2), 227–235.
- BACH A. 1992. Introduction of somatic embryogenesis and regeneration of plants in *Freesia x hybrida* cultures. *Folia Hort.* 1, 11–22.
- BARKA E.A., EULLAFFROY P., CLEMENT C., VERNET G. 2004. Chitosan improves development and protects *Vitis vinifera* L. against *Botrytis cinerea*. *Plant Cell. Rep.* 22, 608–614.
- BARTKOWIAK A. 2001. Binary polyelectrolyte microcapsules based on natural polysaccharides. *Rozpr. PS, Szczecin*, 1–102.
- BASAK A. 2007. Efficacy of natural compounds used for thinning in organic apple orchards. *J. Fruit. Orn. Plant Res.* 15, 47–58.
- BASSI R., PRASHER S.O., SIMPSON B.K. 2000. Extraction of Metals from A Contaminated Sandy Soil Using Citric Acid. *Environ. Prog.* 19 (4), 275–282.
- BAUTISTA-BAÑOS S., HERNANDEZ-LOPEZ M., BOSQUEZ-MOLINA E., WILSON C.L. 2003. Effects of chitosan and plant extracts on growth of *Colletotrichum gloeosporioides*, anthracnose levels and quality of papaya fruit. *Crop Protect.* 22, 1087–1092.

- BAUTISTA-BAÑOS S., HERNÁNDEZ-LAUZARDO A.N., VELÁZQUEZ-DEL VALLE M.G., HERNÁNDEZ-LÓPEZ M., AIT BARKA E., BOSQUEZ-MOLINA E., WILSON C.L. 2006. Chitosan as a potential natural compound to control pre and postharvest diseases of horticultural commodities. *Crop Protect.* 25 (2), 108–118.
- BEANEY P., LIZARDI-MENDOZA J., HEALY M. 2005. Comparison of chitins produced by chemical and bioprocessing methods. *J. Chem. Technol. Biotechnol.* 80, 145–150.
- BEAULIEU C. 2007. The multiple effects of chitosan. *Phytoterapie* 5 (supl. 1), 38–45.
- BECKER T., SCHLAAK M., STRASDEIT H. 2000. Adsorption of Nickel, Zinc and Cadmium Cation by New Chitosan Derivatives. *React. Funct. Polym.* 44 (3), 289–298.
- BEGUM S., IKEJIMA K., ARA H., ISLAM M.Z. 2006 a. Solar drying as an option for shrimp processing biowaste in Khulna district-southwest Bangladesh. *J. Appl. Sci.* 6, 1302–1306.
- BEGUM S., IKEJIMA K., ARA H., ISLAM M.Z. 2006 b. Alternative processing option from shrimp processing biowaste in Khulna district-southwestern Bangladesh. *J. Appl. Sci.* 6, 1307–1313.
- BELL A.A., HUBBARD J.C., LIU L., DAVIS R.M., SUBBARAO K.V. 1998. Effects of chitin and chitosan on the incidence and severity of Fusarium yellows in celery. *Plant Dis.* 82, 322–328.
- BENNEWITZ E., HLUSEK J. 2006. Effect of application of two biopreparations on the nutritional status, vegetative and generative behavior of 'Jonagold' apple trees. *Acta Hort.* 721, 129–135.
- BERECICI D.N., BĀLA M. 2011. The influence of the planting material quality on the quantity and quality of the flowers of Freesia hybrid. *J. Hort. For. Biotechnol.* 15 (2), 19–26.
- BERGHOEF J., ZEVENBERGEN A.P. 1990. The effect of air and soil temperature on assimilate partitioning and flower bud initiation of Freesia. *Acta Hort.* 266, 169–176.
- BHASKAR N., SURESH P.V., SAKHARE P.Z., SACHINDRA N.M. 2007. Shrimp biowaste fermentation with *Pediococcus acidolactici* CFR2182: Optimization of fermentation conditions by response surface methodology and effect of optimized conditions on deproteinization/demineralization and carotenoid recovery. *Enzyme Microb. Technol.* 40, 1427–1434.
- BITTELLI M., FLURY M., CAMPBELL G.S., NICHOLS E.J. 2001. Reduction of transpiration through foliar application of chitosan. *Agric. Forest. Meteorol.* 107, 167–175.
- BORKOWSKI J., DYKI B. 2003. Wpływ chitozanu, Tytanitu i innych preparatów na ograniczenie rozwoju mączniaka prawdziwego na pomidorach w szklarni. *Folia Hort.*, (supl. 1), 559–561.
- BORKOWSKI J., DYKI B., FELCZYŃSKA A., KOWALCZYK W. 2007. Effect of Biochikol 020 PC (Chitosan) on the plant growth, fruit yield and healthiness of tomato plant roots and stems. *Pol. Chitin Soc.* 12, 217–223.
- BORNET A., TEISSEDE P.L. 2007. Chitosan, chitin-glucan and chitin effects on minerals (iron, lead, cadmium) and organic (ochratoxin A) contaminants in wines. *Eur. Food Res. Technol.* 226 (4), 681–689.
- BOUKHLIFI F., BENCHEIKH A. 2000. Characterization of natural biosorbents used for the depollution of waste water. *Ann. Chim. Sci. Mat.* 25 (2), 153–160.
- BURFORD M.A., WILLIAMS K.C. 2001. The fate of nitrogenous waste from shrimp feeding. *Aquaculture* 198 (1–2), 79–93.
- BURROWS F., LOUIME C., ABAZINGE M., ONOKPISE O. 2007. Extraction and evaluation of chitosan from crab exoskeleton as a seed fungicide and plant growth enhancer. *Am.-Eur. J. Agric. Environ. Sci.* 2 (2), 103–111.
- CAI J., YANG J., DU Y., FAN L., QIU Y., LI J., KENNEDY J.F. 2006. Enzymatic preparation of chitosan from the waste *Aspergillus niger* mycelium of citric acid production plant. *Carbohydr. Polym.* 64 (2), 151–157.
- CHAN H.Y., CHEN M.H., YUAN G.F. 2001. Fungal chitosan. *Fungal Sci.* 16 (1–2), 39–52.
- CHANDRKRACHANG S. 2002. The applications of chitin and chitosan in agriculture in Thailand. in: *Adv. Chitin Sci.* eds. Suchiva K., Chandkrachang S., Methacanon P., Peter M.G. Bangkok, vol. 5458–462.
- CHANDRKRACHANG S., CHINADIT U., CHANDAYOT P., SUPASIRI T. 1991. Profitable spin-off from shrimp seaweed polyculture. *Infofish* 6, 26–28.
- CHANDRKRACHANG S., SOMPONGCHAIKUL P., SANGTAIN S. 2005. Profitable spinoff from using chitosan in orchid farming in Thailand. *J. Met. Mater. Min.* 15, 45–48.

- CHANG K.L.B., TSAI G. 1997. Response surface optimization and kinetics of isolating chitin from pink shrimp (*Solenocera melantho*) shell waste. *J. Agric. Food Chem.* 45 (5), 1900–1904.
- CHATTERJEE S., CHATTERJEE B.P., GUHA A.K. 2004. Clarification of fruit juice with chitosan. *Process Biochem.* 39, 2229–2232.
- CHE S.Q., QIN W.Y. 1998. Effects of light quality on test-tube corm of meristem in *Freesia refracta*. *J. Shanghai Agric. Coll.* 16 (2), 121–123.
- CHIBU H., SHIAYAMA H. 2001. Effects of chitosan applications on the growth of several crops, in: *Chit. Chitos. Life Sci.*, eds. Uragami T., Kurita K., Fukamizo T. Yamaguchi, 235–239.
- CHIRKOV S.N. 2002. The antiviral activity of chitosan. *Appl. Biochem. Microbiol.* 38, 1–8.
- CHO Y.I., NO H.K., MEYERS S.P. 1998. Physicochemical characteristics and functional properties of various commercial chitin and chitosan products. *J. Agric. Food Chem.* 46, 3839–3843.
- CHO M.H., NO H.K., PRINYAWIWATKUL W. 2008. Chitosan treatments affect growth and selected quality of sunflower sprouts. *J. Food Sci.* 73 (1), 70–77.
- CHUI V.W.D., MOK K.W., NG C.Y., LUONG B.P., MA K.K. 1996. Removal and recovery of copper(II), chromium(III), and nickel(II) from solutions using crude shrimp chitin packed in small columns. *Environ. Int.* 22 (4), 463–468.
- CHUNG B.N., CHOI Y.J., CHOI K.H., DO Y.S., LEE S.Y. 2012. First report stolbur phytoplasma infection in commercial *Freesia hybrida* cultivars. *Plant Dis.* 96, 1820.
- CIRA L.A., HUERTA S., HALL G.M., SHIRAI K. 2002. Pilot scale lactic acid fermentation of shrimp wastes for chitin recovery. *Process Biochem.* 37, 1359–1366.
- COETZEE J.H. 2002. Benefit sharing from flowering bulb – is it still possible. *Acta Hort.* 570, 21–27.
- COQUEIRO D.S.O., DI PIERO R.M. 2011. Antibiotic activity against *Xanthomonas gardneri* and protection of tomato plants by chitosan. *J. Plant Pathol.* 93 (2), 337–344.
- COWARD-KELLY G., AGBOGBO F.K., HOLTZAPPLE M.T. 2006. Lime treatment of shrimp head waste for the generation of highly digestible animal feed. *Biores. Technol.* 97, 1515–1520.
- DAAYF F., EL BELLAJ M., EL HASSNI M., J'AITI F., EL HADRAMI I. 2003. Elicitation of soluble phenolics in date palm (*Phoenix dactylifera* L.) callus by *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis* culture medium. *Environ. Exp. Bot.* 49, 41–47.
- DE SOUZA BEZERRA R., ABADIE-GUEDES R., MELO F.R.M., PAIVA A.M.D.A., AMANCIO-DOS-SANTOS A., GUEDES R.C.A. 2005. Shrimp carotenoids protect the developing rat cerebral cortex against the effects of ethanol on cortical spreading depression. *Neurosci. Lett.* 391 (1–2), 51–55.
- DEVLEIGHIERE F., VERMEULEN A., DEBEVERE J. 2004. Chitosan: antimicrobial activity, interactions with food components and applicability as a coating on fruit and vegetables. *Food Microbiol.* 21 (6), 703–714.
- DIAZ-ROJAS E.I., ARGUELLES-MONAL W.M., HIGUERA-CIAPARA L., HERNANDEZ J., LIZARDI-MENDOZA J., GOYCOOLEA F.M. 2006. Determination of chitin and protein contents during the isolation of chitin from shrimp waste. *Macromol. Biosci.* 6 (5), 340–347.
- DŁUŻNIEWSKA J. 2006. Przydatność biopreparatów do ochrony wierzby energetycznej (*Salix viminalis* L.) przed patogenami grzybowymi. *Prog. Plant Prot./Postępy Ochr. Rośl.* 46 (2), 633–635.
- DOI M., IMAMURA-TORATA Y., MANIWA H., IMANISHI H. 2001. High temperature storage of freesia cormlets for delaying flowering time. *J. Jpn. Soc. Hort. Sci.* 70 (6), 740–746.
- DOI M., ISHIKAWA N., INAMOTO K. 2004. Promotive effect of exposing *Freesia* corms to 3°C on flowering and factors affecting their chilling sensitivity. *J. Jpn. Soc. Hort. Sci.* 73 (2), 178–183.
- DUFAULT R.J., HOPKINS S., SANDIFER P. 1996. Potential of shrimp biosolids from aquaculture lagoons as a soil amendment for bell pepper production. *Proc. Nat. Pepper Conf.* 96–97.
- DUFAULT R.J., KORKMAZ A. 2000. Potential of biosolids from shrimp aquaculture as a fertilizer in bell pepper production. *Compost Sci. Util.* 8 (4), 310–319.
- DUFAULT R.J., KORKMAZ A., WARD B. 2001. Potential of biosolids from shrimp aquaculture as a fertilizer for broccoli production. *Compost Sci. Util.* 9 (2), 107–114.
- DYREKTYWA RADY 2000/29/WE w sprawie środków ochronnych przed wprowadzaniem do Wspólnoty organizmów szkodliwych dla roślin lub produktów roślinnych i przed ich rozprzestrzenianiem się we Wspólnocie. w: DzU Unii Europ. 03/29 z 1.07.2000, 258–279.
- EBEL J., MITHÖFER A. 1998. Early events in the elicitation of plant defence. *Planta* 206, 335–348.

- EHRLICH L., GRÜNEBERG H., ULRICHS C. 2010. South African geophytes: Comparison of temperature and light intensity requirements for container production under Central European conditions. *Eur. J. Hortic. Sci.* 75 (2), 71–76.
- EINBU A., VARUM K.M. 2008. Characterization of chitin and its Hydrolysis to GlcNAc and GlcN. *Biomacromolecules* 9, 1870–1875.
- EL HADRAMI A., ADAM L.R., EL HADRAMI I.E., DAAYF F. 2010. Chitosan in Plant Protection. *Mar. Drugs* 8, 968–987.
- EL HASSNI M., EL HADRAMI A., DAAYF F., CHÉRIF M., AIT BARKA E., EL HADRAMI I. 2004. Chitosan, antifungal product against *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis* and elicitor of defence reactions in date palm roots. *Phytopathol. Mediterr.* 43, 195–204.
- EL-SAWY N.M., ABD EL-REHIM H.A., ELBARBARY A.M., HEGAZY E.S.A. 2010. Radiation-induced degradation of chitosan for possible use as a growth promoter in agricultural purposes. *Carbohydr. Polym.* 79 (3), 555–562.
- EL-SAYED A., SAFIA E.H., NABIH A., ATOWA D.I. 2012. Reising *Freesia refracta* cv. Red Lion corms from cormels in response to different growing media and Actosol levels. *J. Hortic. Sci. Ornament. Plants* 4 (1), 89–97.
- EL-TANAHY A.M.M., MAHMOUD A.R., ABDE-MOUTY M.M., ALI A.H. 2012. Effect of Chitosan doses and nitrogen sources on the growth, yield and seed quality of cowpea. *Aust. J. Basic Appl. Sci.* 6 (4), 115–121.
- EL-TANTAWY E.M. 2009. Behavior of tomato plants as affected by spraying with chitosan and aminofort as natural stimulator substances under application of soil organic amendments. *Pak. J. Biol. Sci.* 12 (17), 1164–1173.
- ERHARDT W., GÖTZ E., BÖDEKER N., SEYBOLD S. 2008. Zander Handwörterbuch der Pflanzennamen, Eugen Ulmer GmbH & Co, Stuttgart: 83, 84, 92, 94, 399.
- EVERS D.J., CARROLL D.J. 1996. Preservation of crab and shrimp waste as silage for cattle. *Anim. Feed Sci. Tech.* 59 (4), 233–244.
- EVERS D.J., CARROLL S.J. 1998. Ensiling salt-preserved shrimp waste with grass straw and molasses. *Anim. Feed Sci. Tech.* 71 (3–4), 241–249.
- FALCON A.B., CABRERA J.C., COSTALES D., RAMIREZ M.A., CABRERA G., TOLEDO V., MARTINEZ-TELLEZ M.A. 2008. The effect of size and acetylation degree of chitosan derivatives on tobacco plant protection against *Phytophthora parasitica nicotianae*. *World J. Microb. Biot.* 24 (1), 103–112.
- FAORO F., SANT S., IRITI M., APPIANO A. 2001. Chitosan-elicited resistance to plant viruses: a histochemical and cytochemical study, in: *Chitin Enzymol.*, (eds.) Muzzarelli R.A.A. Grottammare. Italy, 57–62.
- FIEMA J., PISKORZ-BIŃCZYCKA B. 2002. Działanie różnych form chitosanu na grzybnię *Aspergillus giganteus* mut. *alba* Zurz. *Zesz. Probl. Postępow. Nauk Rol.* 481, 633–639.
- GAMLATH M., ABEYWICKRAMA K., WICKRAMARACHCHI S. 2010. Root growth promotion of ficus species during air-layering. *Cey. J. Sci.* 39 (1), 45–51.
- GAO X., YANG D., CAO D., AO M., XIN S., WANG Q., KIMATU J.N., WANG LI. 2010. In vitro micropropagation of *Freesia hybrida* and the assessment of genetic and epigenetic stability in regenerated plantlets. *J. Plant Growth Regul.* 29, 257–267.
- GENTILI A.R., CUBITTO M.A., FERRERO M., RODRIGUÉZ M.S. 2006. Bioremediation of crude oil polluted seawater by a hydrocarbon-degrading bacterial strain immobilized on chitin and chitosan flakes. *Int. Biodeter. Biodegr.* 57, 222–228.
- GEORGE T.S., GURU K.S.S., VASANTHI N.S., KANNAN K.P. 2011. Extraction, purification and characterization of chitosan from endophytic fungi isolated from medicinal plants. *World J. Sci. Technol.* 1 (4), 43–48.
- GERENTE C., LEE Y.K.C., LE CLOIREC P., MCKAY G. 2007. Application of chitosan for the removal of metals from wastewaters by adsorption – mechanisms and models review. *Crit. Rev. Environ. Sci. Tech.* 37 (1), 41–127.
- GILDBERG A., STENBERG E. 2001. A new process for advanced utilization of shrimp waste. *Process Biochem.* 36 (8–9), 809–812.

- GIMENO M., RAMIREZ-HERNANDEZ J.Y., MÁRTINEZ-IBARRA C., PACHECO N., GARCIA-ARRAZOLA R., BARZANA E., SHIRAI K. 2007. One- solvent extraction of astaxanthin from lactic acid fermented shrimp wastes. *J. Agric. Food Chem.* 55, 10345–10350.
- GOODRICH J.D., WINTER T.W. 2007. B-Chitin Nanocrystals Prepared from shrimp shells and their specific surface area measurement. *Biomacromolecules* 8, 252–257.
- GÓRNIK K., GRZESIK M., ROMANOWSKA-DUDA B. 2008. The Effect of Chitosan on Rooting of Grapevine Cuttings and on Subsequent Plant Growth under Drought and Temperature Stress. *J. Fruit Ornament. Plant Res.* 16, 333–343.
- GREGORCZYK A., RACZYŃSKA A., PACEWICZ K. 1998. Analiza krzywych wzorcowych zawartości chlorofilu dla podstawowych gatunków zbóż. *Biul. Magnezol.* 3 (1), 19–24.
- GUAN Y., HU J., WANG X., SHAO C. 2009. Seed priming with chitosan improves maize germination and seedling growth in relation to physiological changes under low temperature stress. *J. Zhejiang University Sci.* 10 (6), 427–433.
- GUO W., YIN H., YE Z., ZHAO X., YUAN J., DU Y. 2012. A comparison study on the interactions of two oligosaccharides with tobacco cells by time-resolved fluorometric method. *Carbohydr. Polym.* 90 (1), 491–495.
- HADWIGER L.A., KLOSTERMAN S.J., CHOI J.J. 2002. The mode of action of chitosan and its oligomers in inducing plant promoters and developing disease resistance in plants. *5 Adv. Chitin Sci.* Bangkok, 452–457.
- HADWIGER L.A., MCBRIDE P.O. 2006. Low-level copper plus chitosan applications provide protection against late blight of potato. *Int. Plant Health Prog.* 23, 124–131.
- HANDAYANI A.D., SUTRISNO NANI I., SURYADI I. 2008. Extraction of astaxanthin from giant tiger (*Panaeus monodon*) shrimp waste using palm oil: Studies of extraction kinetics and thermodynamic. *Biores. Technol.* 99, 4414–4419.
- HASEGAWA A., KANECHIKA R. 2005. Effect of low temperature and chitosan on dormancy breaking and growth of young corms of three *Arisaema species*. *Acta Hortic.* 673, 603–609.
- HE H., CHEN X., SUN C., ZHANG Y., GAO P. 2006. Preparation and functional evaluation of oligopeptide-enriched hydrolysate from shrimp (*Acetes chinensis*) treated with crude protease from *Bacillus* sp. SM98011. *Biores. Technol.* 97, 385–390.
- HEALY M., GREEN A., HEALY A. 2003. Bioprocessing of marine crustacean shell waste. *Acta Biotechnol.* 23, 151–160.
- HEU M.S., KIM J.S., SHAHIDI F. 2003. Components and nutritional quality of shrimp processing by-products. *Food Chem.* 82, 235–242.
- HIEN Q.N. 2004. Radiation processing of chitosan and some biological effects. *Radiat. Process. Polysac.* 1, 67–73.
- HITOMI A., YUYA M., SRIBUTTA A., KASSTUM H. 2006. Growth promotion by some chitosans and effects of chitosan on the soil microorganism in *Eustoma grandiflorum* (Raf.). *Shinn. Bull. Fac. Life Environ. Sci. Shimane Univ.* 11, 43–48.
- HUSSAIN I., KHATTAK A.M., AMIN N.U., RAHMAN H.U., MUNSIF F. 2011. Response of cormlets of different freesia cultivar to various phosphorus levels. *Sarhad. J. Agric.* 27 (1), 39–42.
- IBRAHIM H.M., SALAMA M.F., EL-BANNA H.A. 1999. Shrimp's waste: chemical composition, nutritional value and utilization. *Nahrung* 43 (6), 418–423.
- IMAMURA-TORATA Y., DOI M., IMANISHI H. 1996. Differences in dormancy release and flowering responses to chilling in freesia corms and cormlets, *J. Jpn. Soc. Hortic. Sci.* 65 (1), 121–127.
- IMAMURA-TORATA Y., DOI M., IMANISHI H. 2000. Multidirectional effects of exposing freesia corms to chilling on flower bud initiation, flower bud development and flower stalk elongation, and corm formation. *J. Jpn. Soc. Hortic. Sci.* 69 (1), 115–117.
- IMANISHI H. 1993. Freesia, in: *The Physiology of Flower Bulbs*, eds. De Hertogh A.A., Le Nard M., Elsevier Sci. Publish., Amsterdam. 21, 285–296.
- INAMOTO K., MATSUBARA K., DOI M., IMANISHI H. 2011. Evaluation of freezing hardiness of ornamental geophytes. *Acta Hortic.* 886, 105–112.
- IRITI M., PICCHI V., ROSSONI M., ARASCA S.G., LUDWIG N., GARGANO M., FAORO F. 2009. Chitosan antitranspirant activity is due to abscisic acid-dependent stomatal closure. *Environ. Exp. Bot.* 66, 493–500.

- ISLAM M.S., KHAN S., TANAKA M. 2004. Waste loading in shrimp processing effluents: potential source of hazards to the coastal and nearshore environments. *Mar. Pollut. Bull.* 49 (1–2), 103–110.
- JAWORSKA M.M., KONIECZNA E. 2001. Biotechniczne wytwarzanie chitozanu. *Inż. Chem. Proces.* 22 (3), 555–560.
- JAYARAJ J., RAHMAN M., WAN A., PUNJA Z.K. 2009. Enhanced resistance to foliar fungal in carrot by application of elicitors. *Ann. Appl. Biol.* 155 (1), 71–80.
- JE J.Y., KIM S.K. 2006. Reactive oxygen species scavenging activity of aminoderivatized chitosan with different degree of deacetylation. *Bioorgan. Med. Chem.* 14 (17), 5989–5994.
- JIN T., GURTNER J.B. 2012. Inactivation of salmonella on tomato stem scars by edible chitosan and organic acid coatings. *J. Food Prot.* 75 (8), 1368–1372.
- JING Y.J., HAO Y.J., QU H., SHAN Y., LI D.S., DU R.Q. 2007. Studies on the antibacterial activities and mechanisms of chitosan obtained from cuticles of housefly larvae. *Acta Biol. Hung.* 58, 75–86.
- JUGNIA L.B., MOTTIAR Y., DJUIKOM E., CABRAL A.R., GREER CH.W. 2012. Effect of compost, nitrogen salts, and NPK fertilizers on methane oxidation potential at different temperatures. *Appl. Microbiol. Biotechnol.* 93, 2633–2643.
- JUNG W.J., JO G.H., KUK J.H., KIM K.Y., PARK R.D. 2006. Extraction of chitin from red crab shell waste by cofermentation with *Lactobacillus paracasei* subsp. *tolerans* KCTC-3074 and *Serratia marcescens* FS-3. *Appl. Microbiol. Biotechnol.* 71, 234–237.
- KACZMAREK-CICHOSZ R., CHOJNACKI J., DESZCZ E. 2011. Evaluation of efficiency of use of Biochikol 020 PC to semi-dry spring wheat grain dressing. *J. Res. Appl. Agric. Eng.* 56 (3), 184–188.
- KAMARI A., PULFORD I.D., HARGREAVES J.S.J. 2012. Metal accumulation in *Lolium perenne* and *Brassica napus* as affected by application of chitosans. *Int. J. Phytorem.* 14 (9), 894–907.
- KAMIŃSKA M. 1990. Występowanie silnej nekrozy frezji, deformacji i przebarwień kwiatów frezji. *Pr. Inst. Sadow. Kwiac. Skier., Ser. B Rośl. Ozdob.* 15, 125–130.
- KAMIŃSKA M., ŚLIWA H., STARTEK L. 2001. First report of phytoplasma infection in freesia plant. *Plant Dis.* 85, 336.
- KANANONT N., PICHYANGKURA R., CHANPRAME S., CHADCHAWAN S., LIMPANAVECH S. 2010. Chitosan specificity for the in vitro seed germination of two *Dendrobium orchids* (*Asparagales: Orchidaceae*). *Sci. Hortic.* 124 (2), 239–247.
- KATALOG 2004. Freesia. Royal Van Zanten Plants B.V., 2–10.
- KATALOG 2007. Freesia – Royal Van Zanten surprising nature. Van Zanten Plants B.V., 2–6.
- KHAN W., PRITHIVIRAJ B., SMITH D.L. 2002. Effect of foliar application of chitin and chitosan oligosaccharides on photosynthesis of maize and soybean. *Phytosynth Res.* 40, 621–624.
- KHAN M.K., SAJID M., RAB A., JAN I., ZADA H., ZAMIN M., HAQ I., ZAMAN A., SHAH S.T., REHMAN A. 2012. Influence of nitrogen and phosphorus on flower and corm production of freesia. *Afr. J. Biotechnol.* 11 (56), 11936–11942.
- KHORRAMI M., NAJAFPOUR G.D., YOUNESI H., HOSSEINPOUR M.N. 2012. Production of Chitin and Chitosan from Shrimp Shell in Batch Culture of *Lactobacillus plantarum*. *Chem. Biochem. Eng. Q.* 26 (3), 217–223.
- KIM H.J., CHEN F., WANG X., RAJAPAKSE N.C. 2005 a. Effect of chitosan on the biological properties of sweet basil (*Ocimum basilicum* L.). *J. Agric. Food Chem.* 53 (9), 3696–3701.
- KIM D.K., KIM J.M., KIM E.S., JUNG B.G. 1998. Effect of mulching on summer season cut-flower production of freesia in sub-alpine area. *RDA J. Hortic. Sci.* 40, 1, 40–44.
- KIM H.J., LEE A.K., SUH J.K. 2005 b. Effect of certain pre-treatment substances on vase life and physiological character in *Lilium* spp. *Acta Hortic.* 673, 307–314.
- KJARTANSSON G.T., ZIVANOVIC S., KRISTBERG K., WEISS J. 2006. Sonication-assisted extraction of chitin from north atlantic shrimps (*Pandalus borealis*). *J. Agric. Food Chem.* 54, 5894–5902.
- KOŁODZIEJ B. 2006. The effect of chitosan in american ginseng (*Panax quinquefolium*) protection. *Pol. Chitin Soc.* 11, 183–192.
- KOŁODZIEJSKA I., WOJTASZ-PAJAŁ A., SIKORSKI Z.E. 1995. Enzymatyczna modyfikacja chityny. *Biotechnol.* 3 (30), 133–139.
- KRAJEWSKA B. 2004. Application of chitin- and chitosan-based materials for enzyme immobilizations. *Enzyme Microb. Technol.* 35, 126–139.

- KULIKOV S.N., CHIRKOV S.N., IL'IANA A.V., LOPATIN S.A., VARLAMOV V.P. 2006. Effect of the molecular weight of chitosan on its antiviral activity in plants. *Prik. Biokhim. Microbiol.* 42 (2), 224–228.
- KURITA K. 2006. Chitin and Chitosan: Functional biopolymers from marine crustaceans. *Marine Biotechnol.* 8, 203–226.
- KURZAWIŃSKA H., MAZUR S. 2012. Wpływ wybranych preparatów stosowanych w okresie wegetacji ziemniaka na występowanie zgnilizn bulw podczas ich przechowywania. *Prog. Plant Prot./Postępy Ochr. Rośl.* 52 (1), 73–71.
- KUZEBSKI E., JANUSZ M. 2012. Ta ostatnia makrela... Zielone pomysły na pełne oceany. *Wiad. Ryb.* 7–8 (188), 10–13.
- LAMARQUE G., VITON C., DOMARD A. 2004 a. Comparative study of the first heterogeneous deacetylation of α and β chitins in a multistep process. *Biomacromolecules* 5, 992–1001.
- LAMARQUE G., VITON C., DOMARD A. 2004 b. Comparative study of the second and third heterogeneous deacetylation of α and β chitins in a multistep process. *Biomacromolecules* 5, 1899–1907.
- LÁREZ V.C. 2008. Some potentialities of chitin and chitosan for uses related to agriculture in Latin America. *Rev. Cien. UDO Agricol.* 8 (1), 1–22.
- LEE J.J., CHOI Y.G., KIM J.C. 2003 a. Physiological and biochemical changes during pupation of *Freesia hybrida* corms in response to storage temperature. *Acta Hort.* 620, 325–331.
- LEE J.J., JEONG J.S., CHOI J.S., KWON YR., BARK H.B. 2003 b. Effects of pre-harvest temperature during the introduction period of dormancy on growth, dormancy development and pupation in *Freesia hybrida* corms. *Acta Hort.* 620, 281–287.
- LEE S., CHOI H., SUH S., DOO I.S., OH K.Y., CHOI E.J., SCHROEDER TAYLOR A.T., LOW P.S., LEE Y. 1999. Oligogalacturonic acid and chitosan reduce stomatal aperture by inducing the evolution of reactive oxygen species from guard cells of tomato and *Commelina communis*. *Plant Physiol.* 121, 147–152.
- LERTSUTTHIWONG P., HOW N.CH., CHANDRKRACHANG S., STEVENS.F. 2002. Effect of Chemical Treatment on the Characteristics of chimp chitosan. *J. Met. Mater. Mineral.* 12 (1), 11–18.
- LI S.J., SEYMOUR T.A., KING A.J., MORRISSEY M.T. 1998. Color stability and lipid oxidation of rockfish as affected by antioxidant from shrimp shell waste. *J. Food Sci.* 63 (3), 438–441.
- LIMAM Z., SADOK S., EL ABED A. 2008. Enzymatic Hydrolysis of Shrimp Head Waste: Functional and Biochemical Properties. *Food Biotechnol.* 22 (4), 352–362.
- LIMPANAVECH P., CHAIYASUTA S., VONGPROMEK R., PICHYANGKURA R., KHUNWASI C., CHADCHAWAN S., LATRAKUL P., BUNJONGRAT R., CHAIDEE A., BANGYEKHUN T. 2008. Chitosan effects on floral production, gene expression, and anatomical changes in the *Dendrobium* orchid. *Sci. Hort.* 116 (1), 65–72.
- LIN W., HU X., ZHANG W., JOHN ROGERS W., CAI W. 2005. Hydrogen peroxide mediates defence responses induced by chitosans of different molecular weights in rice. *J. Plant Physiol.* 162 (8), 937–944.
- LIPA J.J., PRUSZYŃSKI S. 2010. Stan wykorzystania metod biologicznych w ochronie roślin w Polsce i na świecie. *Prog. Plant Prot./Postępy Ochr. Rośl.* 50 (3), 1033–1042.
- LISIECKA A. 2006. Frezja, w: *Kwiaty cięte uprawiane pod osłonami*, red M. Jerzy, PWRiL, Poznań, 101–109.
- LIZÁRRAGA-PAULI E.G., TORRES-PACHECO I., MORENO-MARTINEZ E., MIRANDA-CASTRO S.P. 2011. Chitosan application in maize (*Zea mays*) to counteract the effects of abiotic stress at seedling level. *Afr. J. Biotechnol.* 10 (34), 6439–6446.
- LOPEZ-CERVANTES J., SANCHEZ-MACHADO D.L., RIOS-VAZQUEZ N.J. 2006. High-performance liquid chromatography method for the simultaneous quantification of retinol, α -tocopherol, and cholesterol in shrimp waste hydrolysate. *J. Chromatogr. A* 1105 (1–2 Spec. Iss.), 135–139.
- LÓPEZ H.M., VÁZQUEZ E.O., AGUILAR J.J.Z., UC G.L. 2010. Treatment with chitosan protects habanero pepper against the infection with *Phytophthora capsici*. *Isr. J. Plant Sci.* 58 (1), 61–65.
- LÓPEZ-MONDÉJAR R., BLAYA J., OBIOL M., ROS M., PASCUAL J.A. 2012. Evaluation of the effect of chitin-rich residues on the chitinolytic of *Trichoderma harzianum*: In vitro and greenhouse nursery experiments. *Pestic. Biochem. Physiol.* 103 (1), 1–8.

- LUAN L.Q., HA V.T., NAGASAWA N., KUME YOSHII F., NAKANISHI T.M. 2005. Biological effects of irradiated chitosan on plants in vitro. *Biotechnol. Appl. Biochem.* 41 (1), 49–57.
- MAHDAVI B., SANAVY S.A.M.M., AGHAALIKHANI M., SHARIFI M., DOLATABADIAN A. 2011. Chitosan improves osmotic potential tolerance in safflower (*Carthamnus tinctorius*) seedlings. *J. Crop Impro.* 25 (6), 728–741.
- MANDEVILLE S., YAYLAYAN V., SIMPSON B.K. 1992. Proximate analysis, isolation and identification of amino acids and sugars from raw and cooked commercial shrimp waste. *Food Biotechnol.* 6 (1), 51–64.
- MANDEVILLE S., YAYLAYAN V., SIMPSON B., RAMASWAMY H. 1991. Isolation and identification of carotenoid pigments, lipids and flavor active components from raw commercial shrimp waste. *Food Biotechnol.* 5 (2), 185–195.
- MANNING J.C., GOLDBLATT P. 2008. The Iris family: natural history & classification. Timber Press Oregon, Portland, 149–152.
- MANNING, J.C., GOLDBLATT P., SNIJMAN D. 2002. The color encyclopedia of Cape bulbs. Timber Press Oregon, Portland, 223–229.
- MARTIN J., YERAN Y., GUELORGET O., PHAM D. 1998. Shrimp rearing: stocking density, growth, impact on sediment, waste output and their relationships studied through the nitrogen budget in rearing ponds. *Aquaculture* 164 (1–4), 135–149.
- MATHEW P., NAIR K.G.R. 2006. Ensilation of shrimp waste by *Lactobacillus fermentum*. *Fish Technol.* 43, 59–64.
- MEJÍA-SAULÉS J.E., WALISZEWSKI K.N., GARCIA M.A., CRUZ-CAMARILLO R. 2006. The Use of Crude Shrimp Shell Powder for Chitinase Production by *Serratia marcescens* WF. *Food Technol. Biotechnol.* 44 (1), 95–100.
- MOEN M. 1999. The cultivation of Freesias. Van Staaveren. Aalsmeer, 1–28.
- MOJARRAD J.S., NEMATI N., VALIZADEH H., ANSARIN M., BOURBOUR S. 2007. Preparation of glucosamine from exoskeleton of shrimp and predicting production yield by response surface methodology. *J. Agric. Food. Chem.* 55, 2246–2250.
- MONDAL M.M.A., MALEK M.A., PUTEH A.B., ISMAIL M.R., ASHRAFUZZAMAN M., NAHER L. 2012. Effect of foliar application of chitosan on growth and yield in okra. *Aust. J. Crop Sci.* 6 (5), 918–921.
- MOREIRA M.D.R., PONCE A., ANSORENA R., ROURA S.I. 2011. Effectiveness of edible coatings combined with mild heat shocks on microbial spoilage and sensory quality of fresh cut broccoli (*Brassica oleracea*). *J. Food Sci.* 76 (6), 367–374.
- MOTOZU T., IMANISHI H. 2003. After-effect of storing freesia 'Elegance' corms between 2°C and 8°C on flower-bud initiation. *J. Jpn. Soc. Hort. Sci.* 72 (4), 342–346.
- MOTOZU T., KOMAGATA T., ICHIMURA T., ASANO A. 1999. Effects of exposure of freesia corms to chilling temperatures on flowering. *J. Jpn. Soc. Hort. Sci.* 68 (5), 1033–1037.
- MOTOZU T., KOMAGATA T., ICHIMURA T., ASANO A. 2000. Observation on the development of forced freesia flower buds exposed to high temperature just after chilling and morphological classification of heat injury at flowering. *J. Jpn. Soc. Hort. Sci.* 69 (1), 109–114.
- MUCHA M. 2010. Chitozan wszechstronny polimer ze źródeł odnawialnych. Wydaw. Nauk. Techn. Warszawa, 17–21.
- MUÑOZ Z., MORET A. 2010. Sensitivity of *Botrytis cinerea* to chitosan and acibenzolar-S-methyl. *Pest Manag. Sci.* 66 (9), 974–979.
- MURDOCK L., JONES S., BOWLEY C., NEEDHAM P., JAMES J., HOWE P. 1997. Using Chlorophyll Meter to make nitrogen recommendations on wheat. Cooperative Extension Service. University of Kentucky. *AGR* 170, 1–3.
- MURPHY J.G., RAFFERTY S.M., CASSELLS A.C. 2000. Stimulation of wild strawberry (*Fragaria vesca*) arbuscular mycorrhizas by addition of shellfish waste to the growth substrate: interaction between mycorrhization, substrate amendment and susceptibility to red core (*Phytophthora fragariae*). *Appl. Soil. Ecol.* 15, 153–158.
- MYNETT K., STARTEK L. 2000. Wpływ wielkości bulw matecznych na dynamikę wzrostu oraz plon bulw potomnych frezji ogrodowej (*Freesia hybrida*) w uprawie bez osłon, *Folia Univ. Agric. Stetin. Agricultura* 83, 113–118.

- MYNETT K., STARTEK L. 2002. Wpływ metod uprawy na plon bulw frezji ogrodowej (*Freesia Eckl. ex Klatt*). *Zesz. Probl. Postęp. Nauk Rol.* 483, 149–160.
- NARYAN B., VELAPPAN S.P., ZITUJI S.P., MANJABHATTA S.N., GOWDA L.R. 2010. Yield and chemical composition of fractions from fermented shrimp biowaste. *Waste Manag. Res.* 28 (1), 67–70.
- NAZNIN R. 2005. Extraction of Chitin and Chitosan from Shrimp (*Metapenaeus monoceros*) Shell by chemical Method. *Pak. J. Biol. Sci.* 8 (7), 1051–1054.
- NGE K.L., NWE N., CHANDRKRACHANG S., STEVENS W.F. 2006. Chitosan as growth stimulator in orchid tissue culture. *Plant Sci.* 170 (6), 1185–1190.
- NIEDERHOFER A., MUELLER B.W. 2004. A method for direct preparation of chitosan with low molecular weight from fungi. *Eur. J. Pharm. Biopharm.* 57 (1), 101–105.
- NIEKRASZEWICZ A., CIECHAŃSKA D., WIŚNIEWSKA-WRONA M., STROBIN G., POSPIESZNY H., ORLIKOWSKI L.B. 2007. Studies of application of the products of microcrystalline chitosan biodegradation. *Polimery* 52 (3), 217–220.
- NIEKRASZEWICZ A., WIŚNIEWSKA-WRONA M., KOPANIA E., ORLIKOWSKI L.B., POSPIESZNY H. 2012. Biopolymer compositions for ecological protection and growth stimulation of plants. *Prog. Chem. Appl. Chitin Deriv.*, 145–158.
- NO H.K., PARK N.Y., LEE S.H., MEYERS S.P. 2002. Antibacterial activity of chitosans and chitosan oligomers with different molecular weights. *J. Food Microbiol.* 74, 65–72.
- NOWOSIELSKI O. 1988. *Zasady opracowywania zaleceń nawozowych w ogrodnictwie*. wyd. III PWRiL. Warszawa, 205–221.
- NTHUMBI R.M., NGILA C.J., MOODLEY B., KINDNESS A., PETRIK L. 2012. Application of chitosan/polyacrylamide nanofibres for removal of chromate and phosphate in water. *Phys. Chem. Earth* 50–52, 243–251.
- OBSUWAN K., SAWANGSRI K., UKONG S., UTHAIRATANAKIJ A. 2010 a. Effects of chitosan concentration on in vitro growth of dendrobium hybrid seedlings. *Acta Hort.* 878, 289–294.
- OBSUWAN K., SAWANGSRI K., UTHAIRATANAKIJ A. 2010 c. Influence of foliar chitosan sprays on growth of mokara and phalaenopsis seedlings. *Acta Hort.* 867, 295–302.
- OBSUWAN K., YOODEE S., UTHAIRATANAKIJ A. 2010 b. Application of chitosan in vitro of rhynchostylis gigantean protocorms and seedlings. *Acta Hort.* 878, 283–288.
- OHTA K., ASAO T., HOSOKI T. 2001. Effects of chitosan treatments on seedling growth, chitinase activity and flower quality in *Eustoma grandiflorum* (Raf.) Shinn. 'Kairyoku Wakamurasaki'. *J. Hortic. Sci. Biotechnol.* 76 (5), 612–614.
- OHTA K., ATARASCHI H., SHIMATANI Y., MITSUMOTO S., ASAO T., HOSOKI T. 2000. Effects of chitosan with or without nitrogen treatments on seedling growth in *Eustoma grandiflorum* (Raf.) Shinn. 'Kairyoku Wakamurasaki'. *J. Jpn. Soc. Hortic. Sci.* 69 (1), 63–65.
- OHTA K., MORISHITA S., SUDA K., KOBAYASHI N., HOSOKI T. 2004 a. Effects of chitosan soil mixture treatment in the seedling stage on the growth and flowering of several ornamental plants. *J. Jpn. Soc. Hortic. Sci.* 73 (1), 66–68.
- Ohta K., Suzuki M., Matsumoto S., Hosoki T., Kobayashi N., 2004 b. Effects of nitrogenous organic compounds on growth and flowering in *Eustoma grandiflorum* (Raf.) Shinn. *Hortic. Sci.* 39 (6), 1438–1440.
- OHTA K., TANIGUCHI A., KONISHI N., HOSOKI T. 1999. Chitosan treatments affects plant growth and flower quality in *Eustoma grandiflorum*. *Hortic. Sci.* 34 (2), 233–234.
- OLIVEIRA CAVALHEIRO J.M., OLIVEIRA DE SOUZA E., BORA P.S. 2007. Utilization of shrimp industry waste in the formulation of tilapia (*Oreochromis niloticus* Linnaeus) feed. *Biores. Technol.* 98, 602–606.
- ONG S.Y., WU J., MOOCHHALA S.M., TAN M.H., LU J. 2008. Development of a chitosan-based wound dressing with improved hemostatic and antimicrobial properties. *Biomaterials* 29 (32), 4323–4332.
- ORLIKOWSKI L., SKRZYPCZAK CZ., NIEKRASZEWICZ A., STRUSZCZYK H. 2001. Influence of chitosan on the development of *Fusarium* wilt of carnation. w: Struszczyk H. (red.). *Prog. Chem. Appl. Chitin Deriv. Monog.* 7. Łódź, 155–158.

- ORLIKOWSKI L.B., SKRZYPCZAK CZ., WOJDYŁA A. 1998. Mikrokrystaliczny chitozan – mechanizm oddziaływania na grzyby chorobotwórcze oraz skuteczność w ochronie roślin ozdobnych. *Zesz. Nauk. AR Kraków* 333, 729–733.
- ORLITA A., SIDWA-GORYCKA M., PASZKIEWICZ M., MALIŃSKI E., KUMIRSKA J., SIEDLECKA E.M., WOJKOWSKA E., STĘPNOWSKI P. 2008. Application of chitin and chitosan as elicitors of coumarins and furoquinolone alkaloids in *Ruta graveolens* L. *Biotechnol. Appl. Bioc.* 51 (2), 91–96.
- OSTROWSKA A., GAWLIŃSKI S., SZCZUBIAŁKA Z. 1991. Metody analizy i oceny właściwości gleb i roślin. Instytut Ochrony Środowiska. Warszawa, 298–334.
- PASTUCHA A. 2005. The effect of chitosan on the formation of microorganism communities in the rhizosphere soil of soybean. *Acta Sci. Pol. Hort. Cult.* 4 (2), 69–77.
- PAUL W., GARSIDE C.P. 2000. Chitosan, a drug carrier for the 21st century: a review. *STP Pharma Sci.* 10, 5–22.
- PEREIRA R.B., DE RESENDE M.L.V., RIBEIRO J.P.M., AMARAL D.R., LUCAS G.C., CAVALCANTI F.R. 2008. Activation of defence responses on cocoa against *Yercillium* wilt by natural extracts and acibenzolar-S-methyl. *Pesqui. Agropecu. Bras.* 43 (2), 171–178.
- PÉREZ QUINONES J., SZOPKO R., SCHMIDT C., PENICHE COVAS C. 2011. Novel drug systems: Chitosan conjugates covalently attached to steroids with potential anticancer and agrochemical activity. *Carbohydr. Polym.* 84 (3), 858–864.
- PHOTCHANACHAI S., SINGKAEW J., THAMTHONG J. 2006. Effects of chitosan seed treatment on *Colletotrichum* sp. and seedling growth of chili cv. 'Jinda'. *Acta Hort.* 712, 585–590.
- PIĘTA D., PASTUCHA A. 2002. Efektywność ochronnego działania chitozanu w ograniczeniu chorób grzybowych soi. *Acta Sci. Pol. Hort. Cult.* 1 (1), 31–43.
- PIĘTA D., PASTUCHA A., PATKOWSKA E. 1998. Wpływ chitozanu na grzyby chorobotwórcze przeżywające w glebie. *Zesz. Nauk. AR Kraków* 333 (57), 825–828.
- PINELLI SAAVEDRA A., TOLEDO GUILLEN A.R., ESQUERRA BRAUER I.R., LUVIANO SILVA A.R., HIGUERA CIAPARA I. 1998. Shrimp shell waste as a source of chitin biopolymers. *Arch. Latinoam. Nutr.* 48 (1), 58–61.
- POCHANAVANICH P., SUNTORNSUK W. 2002. Fungal chitosan production and its characterization. *Lett. Appl. Microbiol.* 35 (1), 17–21.
- POGROSZEWSKA E., RUBINOWSKA K., MICHAŁEK W. 2009. Influence of selected growth regulators and chitosan on senescence of *Paeonia lactiflora* Pall. flowers. *Ann. Wars. Agric. Univ. Life Sc. – SGGW, Hort. Lan. Architect.* 30, 31–39.
- POSPIESZNY H. 1997. Niektóre aspekty stosowania chitozanu w ochronie roślin. *Prog. Plant Prot./Postępy Ochr. Rośl.* 37 (1), 306–310.
- PRAMEELA K., MOHAN CH., HEMALATHA K.P.J. 2010 c. Bio-efficiency of *Paediococcus acidilactici* ATCC 8042 for recovery of Chitin and carotenoids in the fermentation of Shrimp Biowaste. *Int. J. Chem. Tech. Res.* 4 (2), 1924–1928.
- PRAMEELA K., MURALI MOHAN CH., SMITHA P.V., HEMALATHA K.P.J. 2010 a. Bioremediation of shrimp biowaste using natural probiotic for chitin and carotenoid production an alternative method to hazardous chemical method. *Int. J. Appl. Biol. Pharmac. Technol.*, 903–910.
- PRAMEELA K., MURALI MOHAN CH., SMITHA P.V., HEMALATHA K.P.J. 2010 b. Extraction of pharmaceutically important Chitin and Carotenoides from shrimp biowaste by microbial fermentation method. *J. Pharmacy Res.* 3(10), 2393–2395.
- QI L.F., XU Z.R., JIANG X., HU C.H., ZOU X.F. 2004. Preparation and antibacterial activity of chitosan nanoparticles. *Carbohydr. Res.* 339, 2693–2700.
- RADWAN M.A., FARRAG S.A.A., ABU-ELAMAYEM M.M., AHMED N.S. 2012. Extraction, characterization, and nematicidal activity of chitin and chitosan derived from shrimp shell wastes. *Biol. Fert. Soils.* 48 (4), 463–468.
- RAGHU G., BABU C.M., CHAKRABARTI R. 2008. Recovery of carotenoprotein from tropical shrimp head wastes. *J. Food Sci. Tech.* 45 (4), 323–327.
- RAHMAN M.M., KABIR S., RASHID T.U., NESA B., NASRIN R., HAQUE P., KHAN M.A. 2013. Effect of γ -irradiation on the thermomechanical and morphological properties of chitosan obtained from prawn shell: Evaluation of potential for irradiated chitosan as plant growth stimulator for Malabar spinach. *Radiat. Phys. Chem.* 82 (1), 112–118.

- RAMONES E.A., PAEZ G.B., MARMOL Z.M., FERRER J., RINCON M. 1997. Production of extracellular chitinase from *Serratia marcescens* Q M B1466 using chitin from shrimp shells waste. *Rev. Tec.* 20 (3), 215–222.
- RAMOS-GARCIA M., ORTEGA-CENTENO S., HERNÁNDEZ-LAZUARDO A.N., ALIA-TEJACAL I., BOSQUEZ-MOLINA E., BAUTISTA-BAÑOS S. 2009. Response of gladiolus (*Gladiolus* spp) plants after exposure corms to chitosan and hot water treatments. *Sci. Hortic.* 121 (4), 480–484.
- RANDRIAMAHATODY Z., SYLLA K.S.B., NGUYEN H.T.M., DONNAY-MORENO C., RAZANAMPARANY L., BOURGOUGNON N., BERGÉ J.P. 2011. Proteolysis of shrimp byproducts (*Penaeus monodon*) from Madagascar. *J. Food.* 9, 220–228.
- RAO M.S., MUNOZ J., STEVENS W.F. 2000. Critical factors in chitin production by fermentation of shrimp biowaste. *Appl. Microbiol. Biot.* 54 (6), 808–813.
- RAO M.S., STEVENS W.F. 2005 a. Chitin production by *Lactobacillus* fermentation of shrimp biowaste in a drum reactor and its chemical conversion to chitosan. *J. Chem. Technol. Biotechnol.* 80, 1080–1087.
- RAO M.S., STEVENS W.F. 2005 b. Quality parameters of chitosan derived from fermentation of shrimp biomaterial using a drum reaction. *J. Chem. Technol. Biotechnol.* 80, 1081–1087.
- RAO M.S., STEVENS W.F. 2006. Fermentation of shrimp biowaste under different salt concentrations with amylolytic and non-amylolytic *Lactobacillus* strains for chitin production. *Food Technol. Biotechnol.* 44 (1), 83–87.
- RAVINDRA PRADHAN V., BEDEKAR A.N. 2002. Study of biopolymer chitin: coastal and species variation. *Ecol. Environ. Conserv.* 8 (4), 341–343.
- REID A.L. 2006. Preliminary tests on a novel adsorbent for the removal of aluminium from water treatment facility wastewater. *J. New Eng. Water Works Assoc.* 120 (1), 17–28.
- REINTEN E.Y., COETZEE J.H., VAN WYK B.E. 2011. The potential of South African indigenous plants for the international cut flower trade. *South Afr. J. Botany.* 77 (4), 934–946.
- REN H., ENDO H., HAYASHI T. 2001. Antioxidative and antimutagenic activities and polyphenol content of pesticide-free and organically cultivated green vegetable using water-soluble chitosan as a soil modifier and leaf surface spray. *J. Sci. Food Agric.* 81, 1426–1432.
- RINAUDO M. 2006. Chitin and chitosan: Properties and applications. *Prog. Polym. Sci.* 31, 603–632.
- RODDE R.H., EINBU A., YARUM K.M. 2008. A seasonal study of the chemical composition and chitin quality of shrimp shell obtained from northern shrimp (*Pandalus borealis*). *Carbohydr. Polym.* 71 (3), 388–393.
- RODRÍGUEZ A.F., RODRÍGUEZ A.T., RAMÍREZ M.A., RIVERO D., CABRERA J.C., COSTALES D., CRUZ A., GONZÁLEZ L.G., JMÉNEZ M.C., HERNÁNDEZ L.I., PENA D.G., MÁRQUEZ R. 2010. Chitosans as bioactive macromolecules to protect economically relevant crops from their main pathogens. *Biotechnol. Appl.* 27 (4), 305–309.
- ROZPORZĄDZENIE PARLAMENTU EUROPEJSKIEGO I RADY (WE) 1107/2009 DOTYCZĄCE WPROWADZANIA DO OBROTU ŚRODKÓW OCHRONY ROŚLIN, w: *DzU Unii Europ.* L 309 z 24.11.2009. 1–38.
- RUAMRUNGSRI S., BUNDITHYA W., POTAPOHN N., OHTAKE N., SUEYOSHI K., OHYAMA T. 2011. Effect of NPK levels on growth and bulb quality of some geophytes in substrate culture. *Acta Hortic.* 886, 213–218.
- RUPPRECHT H. 1988. Die Freesie. VEB Deutscher Landwirtschaftsverlag Berlin, 124–136.
- RUTTANAPORNVAREESAKUL Y., IKEDA M., HARA K., OSAKO K., ORAWAN K., NOZAKI Y. 2005. Effect of shrimp head protein hydrolysates on the state of water and denaturation of fish myofibrils during dehydration. *Fish. Sci.* 71, 220–228.
- RUTTANAPORNVAREESAKUL Y., IKEDA M., HARA K., OSATOMI K., OSAKO K., KONGPUN O., NOZAKI Y. 2006. Concentration-dependent suppressive effect of shrimp head protein hydrolysate on dehydration-induced denaturation of lizardfish myofibrils. *Biores. Technol.* 97, 762–769.
- SABER W.I.A., GHONEEM K.M., EL-METWALLY M.M., ELWAKIL M.A. 2009. Identification of *Puccinia pimpinellae* on Anise Plant in Egypt and its control. *Plant Pathol. J.* 8 (2), 32–41.
- SACHINDRA N.M., BHASKAR N. 2008. In vitro antioxidant activity of liquor from fermented shrimp biowaste. *Biores. Technol.* 99 (18), 9013–9016.
- SACHINDRA N.M., BHASKAR N., MAHENDRAKAR N.S. 2005. Carotenoids in different body components of Indian shrimps. *J. Sci. Food Agric.* 85, 167–172.

- SACHINDRA N.M., BHASKAR N., SIDDEGOWDA G.S., SATHISHA A.D., SURESH P.V. 2007. Recovery of carotenoids from ensilaged shrimp waste. *Biores. Technol.* 98, 1642–1646.
- SACHINDRA N.M., MAHENDRAKAR N.S. 2005. Process optimization for extraction of carotenoids from shrimp waste with vegetable oils. *Biores. Technol.* 96 (10), 1195–1200.
- SAGHEER F.A.A., AL-SUGHAYER M.A., MUSLIM S., ELSABEE M.Z. 2009. Extraction and characterization of chitin and chitosan from marine sources in Arabian Gulf. *Carbohydr. Polym.* 77, 410–419.
- SAISUTTICHA B., MANNING D.A.C. 2007. Geochemical characteristics and expansion properties of a highly potassic perilitic from Lopburi, Thailand. *Res. Geol.* 57, 301–312.
- SAKORNYEN S., UTHAIRATANAKIJ A., JITAREERAT P. 2010. Induction of plant disease defence and growth of *Dendrobium* 'Eia Sakul' by chitosan treatments. *Acta Hort.* 875, 539–542.
- SALACHNA P., BARTKOWIAK A. 2008. Wpływ miejsca uprawy i chitozanu o różnym ciężarze cząsteczkowym na wzrost i plonowanie frezji odmiany 'Lisa'. Część I. Cechy morfologiczne i kwitnienie. *Zesz. Probl. Postęp. Nauk Rol.* 525, 367–374.
- SALACHNA P., BARTKOWIAK A., KAMIŃSKA M., MAZURKIEWICZ-ZAPAŁOWICZ K. 2008. Wpływ miejsca uprawy i chitozanu o różnym ciężarze cząsteczkowym na wzrost i plonowanie frezji odmiany 'Lisa'. Część II. Plon i zdrowotność bulw. *Zesz. Probl. Postęp. Nauk Rol.* 525, 375–382.
- SALACHNA P., BARTKOWIAK A., MAZURKIEWICZ-ZAPAŁOWICZ K., PLACEK M. 2007. Ocena wpływu chitozanu na plon i zdrowotność bulw frezji (*Freesia* Eckl. ex Klatt) odmiany 'Versailles'. *Rocz. AR Pozn. CCCXXXIII, Ogród.* 41, 177–181.
- SALACHNA P., PLACEK M. 2007. Wzrost i rozwój frezji uprawianej w gruncie w zależności od terminu sadzenia. *Rocz. AR Pozn. CCCLXXXIII, Ogród.* 41, 183–187.
- SANIEWSKA A. 2001. The effect of chitosan on limitation of growth and development of some pathogenic fungi for ornamental plants. *Acta Agrobot.* 54 (1), 17–29.
- SANIEWSKA A., HORBOWICZ M., SANIEWSKI M. 2006. Effect of chitosan and tulip polysaccharide gum on red pigment formation in wounded bulbs of *Hippeastrum hybr.* hort. *Zesz. Probl. Postęp. Nauk Rol.* 509, 361–368.
- SELMER-OLSEN E., RATNAWEERA H.C., PEHRSON R. 1996. A novel treatment process for dairy wastewater with chitosan produced from shrimp shell waste. *Water Sci. Technol.* 34 (11), 33–40.
- SENNEFELDER G., CHANG S., GREIG R., THURBERG F., CALABRESE A. 1996. Metals in deepwater and shrimps. *J. Mar. Environ. Eng.* 3 (2–4), 205–225.
- SEYMOUR T.A., LI S.J., MORRISSEY M.T. 1996. Characterization of a natural antioxidant from shrimp shell waste. *J. Agric. Food Chem.* 44 (3), 682–685.
- SHAHIDI F., BOTTA J.R. 1994. Sea foods: chemistry, processing, technology and quality. Blackie Academic and Professional, London, Glasgow, Weinheim, New York, Tokyo, Melbourne, Madras, 320–333.
- SHAHIDI F., KAMIL J.K., JEON Y.J., KIM S.K. 2001. Antioxidant role of chitosan in a cooked cod (*Gadus morhua*) model system. *J. Food Lipids* 9, 57–64.
- SHEHTA S.A., FAWZY Z.F., EL-RAMADY H.R. 2012. Response of cucumber plants to foliar application of chitosan and yeast under greenhouse conditions. *Aust. J. Basic Appl. Sci.* 6 (4), 63–71.
- SHEIKHA S.A.A.K. 2011. Physiological Studies for Different Concentration from Biochikol 020 PC (Chitosan) on Bean Plant. *J. Asian Sci. Res.* 1 (2), 73–86.
- SHEIKHA S.A.A.K., AL-MALKI F.M. 2011. Growth and Chlorophyll Responses of Bean Plants to the Chitosan Applications. *Eur. J. Sci. Res.* 50 (1), 124–134.
- SHIRAI K., PALELLA D., CASTRO Y., GUERRERO-LEGARETTA I, SAUCEDO-CASTANEDA G., HUERTA-OCHOA S., HALL G.M. 1998. Characterization of chitins from lactic acid fermentation of prawn wastes. in: *Adv. Chitin Sci.*, eds. Chen R.H., Chen H.C. wyd. 3. Elsevier, Tajwan, 103–110.
- SINHA S., TRIPATHI P., CHAND S. 2012. A new bifunctional chitosanase enzyme from *Streptomyces* sp. and its application in production antioxidant chitoooligosaccharides. *Appl. Biochem. Biotechnol.* 167 (5), 1029–1039.
- SKRZYPCZAK CZ., ORLIKOWSKI L.B. 2006. Influence of microcrystalline chitosan and *Trichoderma viride* on population dynamic of *Phytophthora cryptogea* and healthiness *Gerbera*. *Pol. Chitin Soc.* 11, 179–189.

- SLOOTWEG G. 2005. Effects of greenhouse conditions on the quality and vase life of freesia 'Yvone'. A nursery comparison. *Acta Hort.* 669, 297–301.
- SOPALUN K., THAMMASIRI K., ISHIKAWA K. 2010. Micropropagation of the Thai orchid *Grammatophyllum speciosum* Blume. *Plant Cell, Tiss. Organ Cult.* 101 (2), 143–150.
- SPASOVA M., MANOLOVA N., NAYDENOV M., KUZMANOVA J., RASHKOV I. 2011. Electrospun biohybrid materials for plant biocontrol containing chitosan and *Trichoderma viride* spores. *J. Bioact. Compat. Polym.* 26 (1), 48–55.
- SRI JUARI S., SUNDARI S., SUDIONO S., RAHMANTO W.H. 2006. A new type of adsorbent based on the immobilization of humic acid on chitin and its application to adsorb Cu (II). *e-J. Surf. Sci. Nanotechnol.* 4 (12), 46–52.
- STARTEK L. 2002. Growth dynamics and decorative value of 'Easy Pot' potted Freesia depending on the growing conditions. *Acta Hort.* 570, 385–390.
- STARTEK L., BARTKOWIAK A., SALACHNA P., KAMIŃSKA M., MAZURKIEWICZ-ZAPAŁOWICZ K. 2005 a. The influence of new methods of corm coating on freesia growth, development and health. *Acta Hort.* 673, 611–616.
- STARTEK L., MYNETT K., ŻURAWIK P. 2002. The effect of the method of cultivation on the development of freesia (*Freesia* Eckl. Ex Klatt), *Acta Hort.* 570, 377–383.
- STARTEK L., WOJCIESZCZUK T. 2000. Wpływ miejsca i terminu uprawy na rozwój i cechy morfologiczne frezji ogrodowej (*Freesia hybrida* Klatt), *Rocz. AR Pozn. CCCXVIII, Ograd.* 31, cz. I, 163–168.
- STARTEK L., ŻURAWIK P. 2002. Ocena przydatności kilkunastu odmian frezji ogrodowej (*Freesia* Eckl. ex Klatt) do uprawy letniej bez chłodzenia podłoża. *Zesz. Probl. Postęp. Nauk Rol.* 483, 227–236.
- STARTEK L., ŻURAWIK P., REJENT J., DOBROWOLSKA A. 2000. Wpływ temperatury i długości okresu przechowywania bulw na rozwój frezji doniczkowej. *Zesz. Nauk. ISiK* 7, 105–112.
- STARTEK L., BARTKOWIAK A., SALACHNA P., KAMIŃSKA M., MAZURKIEWICZ-ZAPAŁOWICZ K. 2005 a. The influence of new methods of cormcoating on freesia growth, development and health. *Acta Hort.* 673, 611–616.
- STARTEK L., ŻURAWIK P., SALACHNA P. 2005 b. Technologia uprawy frezji. *Biul. SPORC.* 17, 60–66.
- STEVENS W.F., CHEYPRATUB P., HAIQING S., LERTSUTTHIWONG P., HOW N.C., CHANDRKRACHANG S. 1998. Alternatives in shrimp biowaste processing, in: *Advances in shrimp biotechnology*. ed. Flegel T. W, National Center for Genetic Engineering and Biotechnol. Bangkok, 19–25.
- STROJNY Z. 1993. Nawożenie roślin ozdobnych pod osłonami. Centrum Ogrodnicze Skierniewice, 25–26.
- SUBASINGHE S. 1999. Chitin from shellfish waste- health benefits over- shadowing industrial uses. *Info. Fish. Int.* 3, 58–65.
- SUBRAMANYAM R., KARTHIKEYAN J. 1998. Influence of aquafarm (paenoid shrimp farming) waste water on the water and soil environment. *J. Ind. Poll. Cont.* 14 (1), 59–65.
- SUKWATTANASINITT M., KLAIKHERD A., SKULNEE K., AIBA S. 2001. Chitosan as releasing device for 2,4-D herbicide, in: *Chit. Chitos. Life Scie.* (eds.) Urugami K., Kurita K., Fukamizo T. Yamaguchi, 142–143.
- SUNTORNUSUK W., POCHANAVANICH P., SUNTORNUSUK L. 2002. Fungal chitosan production on food processing by-products. *Proc. Biochem.* 37, 727–729.
- SURESH P.V. 2012. Biodegradation of shrimp processing bio-waste and concomitant production of chitinase enzyme and N-acetyl-Dglucosamine by marine bacteria: production and process optimization. *World J. Microbiol. Biotechnol.* 28 (10), 2945–2962.
- SYNOWIECKI J., AL-KHATEEB N.A.A.Q. 2000. The recovery of protein hydrolysate during enzymatic isolation of chitin from shrimp *Crangon crangon* processing discards. *Food Chem.* 68 (2), 147–152.
- TAMALA W., JITAREERAT P., UTHAIRATANAKIJ A., OBSUWAN K. 2007. Effect of pre-harvest chitosan sprays on growth of Curcuma 'Laddawan' (*Curcuma alismatifolia* x *Curcuma cordata*). *Acta Hort.* 755, 387–393.
- TAN E.W.Y., LEE V.R. 2002. Enzymatic hydrolysis of prawn shell waste for purification of chitin. Final report R & D project, Supervised by Hall GM. Department of Chemical Engineering, Loughborough University, UK.

- TERRY L.A., JOYCE D.C. 2004. Elicitors of induced disease resistance in postharvest horticultural crops: a brief review. *Postharvest Biol. Technol.* 32, 1–13.
- THOMAS M., MATHESON S., SPURWAY M. 1998. Nutrition of container-grown freesias. *J. Plant Nutrition.* 21, 2485–2496.
- TIYABOONCHAI W. 2003. Chitosan nanoparticles: a promising system for drug delivery. *Naresuan Univ. J.* 11 (3), 51–66.
- TOLAIMATE A., DESBRIERES J., RHAZI M., ALAGUI A., YINCENDON M., YOTTERO P. 2000. On the influence of deacetylation process on the physicochemical characteristics of chitosan from squid chitin. *Polymer* 41 (7), 2463–2469.
- TOMALAK M., SOSNOWSKA D., LIPA J.J. 2010. Tendencje rozwoju metod biologicznych w ochronie roślin. *Prog. Plant Prot./Postępy Ochr. Rośl.* 50 (4), 1650–1660.
- TSENG R.L., WU F.C., WANG X.Y. 1999. Pore structure and metal adsorption ability of chitosans prepared from fishery wastes. *J. Environ. Sci. Health* 34 (9), 1815–1828.
- UDDIN A.F.M., HASHIMOTO F., SHIMIZU K., SAKATA Y. 2004. Monosaccharides and chitosan sensing in bud growth and petal pigmentation in *Eustoma grandiflorum* (Raf.) Shinn. *Sci. Hortic.* 100, 127–138.
- UPPAL A.K., EL HADRAMI A., ADAM L.R., TENUTA M., DAAFY F. 2008. Biological control of potato Verticillium wilt under controlled and field conditions using selected bacterial antagonists and plant extracts. *Biol. Control.* 44, 90–100.
- UTHAIRATANAKIJ A., JITAREERAT P., KANLAYANARAT S., PILUEK C., OBSUWAN K. 2006. Efficacy of chitosan spraying on quality of *Dendrobium* 'Sonia' No. 17 inflorescence. 27th International Horticultural Congress & Exhibition. Korea. 150.
- UTHAIRATANAKIJ A., TEIXEIRA DA SILVA J.A., OBSUWAN K. 2007. Chitosan for Improving Orchid Production and Quality. *Orchid Sci. Biotechnol.* 1 (1), 1–5.
- UTSUNOMIYA N., KINAI H. 1994. Effect of chitosan-oligosaccharides soil conditioner on the growth of passionfruit. *J. Jpn. Soc. Hortic. Sci.* 64, 176–177.
- UTSUNOMIYA N., KINAI H., MATSUI Y., TAKEBAYASHI T. 1998. The effects of chitosan oligosaccharides soil conditioner and nitrogen fertilizer on the flowering and fruit growth of purple passionfruit (*Passiflora edulis* Sims var. *edulis*). *J. Jpn. Soc. Hortic. Sci.* 67 (4), 567–571.
- VAN ORNUM J. 1992. Shrimp waste – must it be wasted? *Infofish*, 158–164.
- VAN TOAN N., NG C.H., AYE K.N., TRANG T.S., STEVENS W.F. 2006. Production of high-quality chitin and chitosan from preconditioned shrimp shells. *J. Chem. Technol. Biot.* 81 (7), 1113–1118.
- VASYUKOVA N.I., ZINOVEVA L.I., ILINSKAYA E.A., PEREKHOD G.I., CHALENKO N.G., ILINA A.V., VARLAMOV V.P., OZERETSKOVSKAYA O.L. 2001. Modulation of plant resistance to diseases by water-soluble chitosan. *Appl. Biochem. Microbiol.* 37, 103–109.
- WALKER R., MORRIS T., BROWN P., GRACIE A. 2004. Evaluation of potential for chitosan to enhance plant defense. *Publication No. 04. of Rural Industries Research and Development Corporation.* Australia, 55.
- WANG S.L., CHANG T.J., LIANG T.W. 2010. Conversion and degradation of shellfish wastes by *Serratia* sp. TKU016 fermentation for the production of enzymes and bioactive materials. *Biodegradation* 21 (3), 321–333.
- WANG W.P., DU Y.M., WANG X.Y. 2008. Physical properties of fungal chitosan. *World J. Microbiol. Biotechnol.* 24 (11), 2717–2720.
- WANG S.L., HUANG J.R. 2001. Microbial reclamation of shellfish wastes for the production of chitinases. *Enzyme Microb. Technol.* 28, 376–382.
- WANG X., XING B. 2007. Importance of structural makeup of biopolymers for organic contaminant sorption. *Environ. Sci. Technol.* 41, 3559–3565.
- WANICHPONGPAN P., SURIYACHAN K., CHANDRKRACHANG S. 2001. Effects of chitosan on the growth of Gerbera flower plant (*Gerbera jamesonii*), [in.] *Chit. Chitos. Life Sci.* (eds.) Kuriata K., Uragami T., Fukamizo T. Yamaguchi, 198–201.
- WIN N.K.K., JITAREERAT P., KANLAYANARAT S. 2005. Preharvest chitosan spraying on leaf spot disease and growth of orchid (*Dendrobium* Missteen). Proceedings of APEC Symposium on assuring quality and safety of fresh produce. August 1–3. Bangkok, Thailand, 457–461.

- WOJCIESZCZUK T., STARTEK L., TYSZKIEWICZ K. 2000. Wpływ podłoża na skład chemiczny liści pięciu odmian frezji ogrodowej, *Rocz. AR Pozn. CCCXXIII, Ogrod.* 31, cz. 1, 189–194.
- WOJDYŁA A.T. 2004. Chitosan (Biochikol 020 PC) in the control of some ornamental foliage diseases. *Comm. Agric. Appl. Biol. Sci.* 69, 705–715.
- WU T., ZIVANOVIC S., DRAUGHON F.A., CONWAY W.S., SAMS C.E. 2005. Physicochemical properties and bioactivity of fungal chitin and chitosan. *J. Agric. Food Chem.* 53 (10), 3888–3894.
- XU Y., GALLERT C., WINTER J. 2008. Chitin purification from shrimp wastes by microbial deproteination and decalcification. *Appl. Microbiol. Biotechnol.* 79, 687–697.
- YANG F., HU J., LI J., WU X., QIAN Y. 2009. Chitosan enhances leaf membrane stability and antioxidant enzyme activities in apple seedlings under drought stress. *Plant Growth Regul.* 58, 131–136.
- YEN M.T., YANG J.H., MAU J.L. 2009. Physicochemical characterization of chitin and chitosan from crab shells. *Carbohydr. Polym.* 75, 15–21.
- YIN H., FRETTE X.C., CHRISTENSEN L.P., GREVSEN K. 2012. Chitosan oligosaccharides promote the content of polyphenols in Greek oregano (*Origanum vulgare* ssp. *hirtum*). *J. Agric. Food Chem.* 60 (1), 136–143.
- YOSHIHIRO K., HIDEO T., HAJIME S., TOMAHIRO H., HIROHIKO H., MASATOSHI K., TADAYUKI I., TAKESHI T. 2008. Interaction force of chitin-binding domains onto chitin surface. *Biomacromolecules* 9, 2126–2131.
- YOUNIS A., BHATTI M.Z.M., RIAZ A., TARIQ U., ARFAN M., NADEEM M., AHSAN M. 2012. Effect of different of mulching on growth and flowering of *Freesia alba* cv. Aurora. *Pak. J. Agri. Sci.* 49 (4), 429–433.
- YUAN Y., QIAN H., WANG Y., SHI Y., TANG D. 2012. Hormonal regulation of *Freesia* cutflowers and *FhACS1*. *Sci. Hortic.* 143, 75–81.
- YUAN Y., QIAN H., YU Y., LIAN F., TANG D. 2011. Thermotolerance and antioxidant response induced by heat acclimation in *Freesia* seedlings. *Acta Physiol Plant* 33, 1001–1009.
- ZHAI X., HAWKINS S.J. 2002. Interactions of aquaculture and waste disposal in the coastal zone. *J. Ocean Univ. Qingdao* 1, 8–12.
- ZHAO Y., PARK R.D., MUZZARELLI R.A.A. 2010. Chitin deacetylases: Properties and applications. *Mar. Drugs.* 8 (1), 24–46.
- ZHELJAZKOV V.D., HORGAN T.E., ASTATKIE T., FRATESI D., MISCHKE C.C. 2011. Study of shrimp waste water and vermicompost as a nutrient source for bell peppers. *Hort. Sci.* 46 (11), 1493–1496.
- ZIANI K., URSÚA B., MATÉ J.I. 2010. Application of bioactive coatings based on chitosan for artichoke seed protection. *Crop Protect.* 29 (8), 853–859.
- ŻURAWIK P. 2009. Wpływ rodzaju i dawki nawozu na cechy morfologiczne frezji z grupy Easy Pot. *Zesz. Probl. Postęp. Nauk Rol.* 538, 383–390.
- ŻURAWIK P., BARTKOWIAK A. 2009 a. Plon bulw potomnych frezji z grupy Beach w zależności od metody aplikacji chitozanu. *Zesz. Probl. Postęp. Nauk Rol.* 539, 823–829.
- ŻURAWIK P., BARTKOWIAK A. 2009 b. Wpływ chitozanu na cechy morfologiczne frezji z grupy Beach. *Zesz. Probl. Postęp. Nauk Rol.* 539, 831–837.
- ŻURAWIK P., PLACEK M. 2011. The influence of fertilization on quality of inflorescences of Easy Pot freesia (*Freesia Eckl. ex Klatt*) grown from adventitious corms. *Acta Agrobot.* 64 (3), 59–66.
- ŻURAWIK P., STARTEK L. 2007. Wpływ niektórych regulatorów wzrostu na cechy morfologiczne frezji z grupy Easy Pot uprawianej w okresie wiosenno-letnim. Część I. Giberelina A₃. *Folia Univ. Agric. Stetin. Agric., Aliment., Pisc., Zootech.* 261 (6), 143–152.
- ŻURAWIK P., ZAWADZIŃSKA A. 2011. Wielkość i jakość plonu bulw potomnych frezji z grupy Easy Pot w zależności od rodzaju i dawki nawozu. *Folia Pomer. Univ. Technol. Stetin. Agric., Aliment., Pisc., Zootech.* 283 (17), 67–72.

Informacje z zasobów światowej sieci internetowej z 31.01.2013 roku:

1. <http://www.floraholland.com/media/127448/Kengetallen%20EN%202011.pdf>
2. <http://www.vandenbos.nl/site>
3. <http://www.peningfreesia.nl/>

The impact of dried shrimp waste and chitosan as well as of the methods of cultivation on growth, development, decorative values and yield of cormlets (*bulbotuber*) of freesia (*Freesia* Eckl. ex Klatt)

Summary

Between 2005 and 2011 in the West Pomeranian University of Technology in Szczecin, in a climatized chamber and an unheated foil tunnel, three independent experiments were carried out to check what impact had a dose of dried shrimp waste, used as a substrate component, as well as the form, concentration and methods of chitosan application on the course and length of development stages, vegetative features, decorative value and the yield of cormlets of freesia cultivated for flowers. It was also compared how varieties of freesia, belonging to various cultivation groups respond to the applied factors.

In the tests, in which dry waste from shrimp processing was used as a substrate component, it was found out that it caused an increase in the substrate's salt content, which had an impact on delaying the beginning of germination as well as coming into ear and flowering of the Beach group freesia. The larger the dose, the stronger the impact. The 'Silver Beach' variety proved to be more tolerant to substrate salt content. The dose of dry shrimp waste was also decisive for the growth and yield of the plant. At the end of the vegetation period, the freesias, growing in the substrate with an addition of 2,5% of dried shrimp waste were the highest, however, in the dry waste enriched by 5%, they generated the largest number of sprouts, the number of leaves on the leader and their total number. The substrate enrichment with dried shrimp waste in doses of 2,5 and 5% had an impact on an increase in the received yield of cormlets. A further increase in the dose of dry shrimp waste had an impact on the reduction of mass increment factors and the number of cormlets. The freesias cultivated in the substrate with an addition of the largest dose of dried shrimp waste, i.e. 15% had deformed corms which were not good for planting in the subsequent cultivation cycle. The addition of dried shrimp waste to the substrate, independently on the dose, caused at the end of vegetation an increase in N and K content in the leaves of freesia, but a reduction in the Fe and Zn content.

Chitosan of the molecular mass of $10\,000\text{ g}\cdot\text{mol}^{-1}$, applied in the climatized chamber contributed to the acceleration of freesia flowering. The impact of this compound was, however, dependent on the variety being cultivated. A stronger impact was ascertained in the plants of 'Lisa' and 'Bon Bon' varieties, characterized by a longer production cycle, and weaker in the case of 'Silver Beach' variety of freesia, distinguished by a shorter period of cultivation. The impact of chitosan on the vegetative and generative features and the yield of corms in control conditions, depended upon the form and methods of this compound application. When applying the acetic form, plants with a larger number of sprouts, more intensely green leaves, and longer first-order inflorescence were obtained, and they also had a larger coefficient of total corm mass increment and of the number of secondary corms increments

than when applying the chloride form. Independently on the method of application, this compound had it that the plant generated longer first-order inflorescence sprouts and also longer first-order inflorescences with a larger number and diameter of flowers. Keeping the corms in water before planting and watering or spraying the plants with a chitosan solution caused an increase in the increment coefficient of the total corm mass of the cultivated freesia. However, spraying the plants with chitosan solution caused an increase in the coefficient of increment of the number of secondary corms, but it decided upon the reduction in the coefficient of increment of secondary corms mass.

In the foil tunnel, chitosan, independently on the method and concentration of application, had an impact on the acceleration of freesia flowering. This compound stimulated also the growth of the plant, forming a larger number of sprouts and of leaves in total and also had an impact on the increase in the index of leaves becoming green, the length of the inflorescence leader, the diameter of flowers and the number of second-order inflorescences. An increase in the chitosan concentration from 0,2% to 0,4% had it that the plants cultivated were higher, with a larger number of sprouts and leaves on the leader, and they were characterized by more intensely green leaves and longer inflorescence sprouts and first-order inflorescences, and also by a larger number of flowers. Chitosan solution in a concentration of 0,4% had also an impact on obtaining a larger coefficient of mass increment and a total number of corms and the coefficient of increment of secondary corms number. Chitosan applied while spraying the plants every 7 or 14 days contributed to an increased number of formed sprouts and leaves on the leader. It caused an increase in the coefficient of increment of the secondary corm number and a reduction in the coefficient of their mass increment. Treating freesia with chitosan caused an increase in the N, P and Mn content in the leaves at the end of the period of vegetation.

Einfluss von getrockneten Garnelen und Chitosan als auch von Anbaumethoden auf das Wachstum, die Entwicklung, den dekorativen Wert und die Ernte von Tochterknollen der Gartenfreesien (*Fressia* Eckl. ex Klatt)

Zusammenfassung

Im Zeitraum 2005–2011 wurden an der Technischen Universität Szczecin in einer Klimakammer und einem unbeheizten Folientunnel drei unabhängige Versuche durchgeführt, in welchen geprüft wurde, welchen Einfluss auf den Verlauf und die Länge von Entwicklungsphasen, die vegetativen Eigenschaften, den dekorativen Wert als auch auf die Ernte von Tochterknollen der für Schnittblumen angebauten Freesien eine Dosis der als Nährbodenkomponente genutzten getrockneten Garnelen als auch die Form, Konzentration und Applikationsmethode von Chitosan haben. Es wurde auch untersucht, wie die Freesiensorten, die zu verschiedenen Anbaugruppen gehören, auf die verwendeten Faktoren reagieren.

In Untersuchungen in welchen als eine Komponente des Nährbodens trockener Abfall aus der Verarbeitung von Garnelen verwendet wurde, stellte man fest, dass dieser die Erhöhung der Salzbelastung des Nährbodens verursachte und dadurch die Verspätung des Beginns des Aufgehens als auch die Verspätung beim Ährenbildung und Blühen der Freesien aus der Gruppe Beach bewirkte. Je größer war die Dosis, desto stärker war diese Wirkung. Mehr tolerant gegenüber der Salzbelastung des Nährbodens erwies sich die Sorte 'Silver Beach'. Die Dosis des Trockengutes war auch für das Wachstum und die Ernte der Pflanzen entscheidend. Am Ende der Vegetationsperiode waren die auf dem Nährboden mit Zugabe von 2,5% Trockengut wachsenden Freesien am größten, dagegen bei Zugabe von 5% Trockengut bildeten sie die größte Anzahl von Trieben und die größte Anzahl von Blättern auf dem Haupttrieb und insgesamt. Die Zugabe zum Nährboden der Trockengutdosen von 2,5% und 5% bewirkte die Erhöhung des Ertrags von Tochterknollen. Eine weitere Erhöhung der Trockengut-Dosis bewirkte eine Verringerung der Koeffizienten der Massenzunahme und der Anzahl der Knollen. Die Freesien, die auf einem Nährboden mit Zugabe der größten Trockengutmenge angebaut werden, d. i. 15%, bildeten deformierte Knollen, die für das Pflanzen im nächsten Anbauzyklus ungeeignet waren. Die Zugabe von getrockneten Garnelen zum Nährboden verursachte unabhängig von deren Dosis die Zunahme des Gehalts an N und K und die Abnahme von Fe und Zn in Freesienblättern am Ende der Vegetationsperiode.

Das in der Klimakammer eingesetzte Chitosan mit der Molekularmasse von $10\,000\text{ g}\cdot\text{mol}^{-1}$ bewirkte eine Beschleunigung des Blühens von Freesien. Die Wirkung von dieser Substanz war jedoch von der angebauten Sorte abhängig. Einen stärkeren Einfluss stellte man bei den Pflanzen der Sorten 'Lisa' und 'Bon Bon' fest, die sich durch einen längeren Produktionszyklus kennzeichnen, dagegen einen schwächeren im Fall von Freesien der Sorte 'Silver Beach', deren Anbauzeit kürzer ist. Der Einfluss von Chitosan auf vegetative und generative Eigenschaften und den Ertrag von Knollen unter kontrollierten Bedingungen war von der Form und Methode der Applikation von dieser Substanz abhängig. Im Fall der Verwendung

der Azetatform erzielte man Pflanzen mit einer größeren Anzahl von Trieben, mit intensiver begrüntem Blättern, längeren Blütenständen des 1. Grades als auch mit einem größerem Koeffizient der allgemeinen Zunahme der Knollenmasse und der Anzahl von Tochterknollen als im Fall des Einsatzes der Chloridform. Unabhängig von der Applikationsmethode verursachte diese Substanz die Herausbildung durch die Pflanzen von längeren Blütenstandstrieben des 1. Grades mit einer größeren Anzahl und einem größeren Durchmesser von Blüten. Das Einweichen der Knollen vor dem Pflanzen als auch das Begießen oder Bespritzen der Pflanzen mit der Chitosan-Lösung hatte einen Einfluss auf die Erhöhung in den angebauten Freesien des Koeffizienten der allgemeinen Zunahme der Knollenmasse. Das Bespritzen der Pflanzen mit der Chitosan-Lösung bewirkte dagegen die Erhöhung des Koeffizienten der Zunahme der Anzahl von Tochterknollen, war jedoch für die Reduzierung des Koeffizienten der Massenzunahme der Tochterknollen entscheidend.

Im Folientunnel hatte Chitosan unabhängig von seiner Konzentration und der Applikationsmethode einen Einfluss auf die Beschleunigung des Freesien-Blühens. Diese Substanz stimulierte auch das Wachstum von Pflanzen, das Herausbilden einer größeren allgemeinen Anzahl von Trieben und Blättern, als auch beeinflusste die Erhöhung des Indexes der Blätterbegrünung, der Länge des Hauptblütenstandtriebes, des Blütendurchmessers und der Anzahl von Blütenständen des 2. Grades. Die Erhöhung der Chitosan-Konzentration aus 0,2% auf 0,4% hatte zur Folge, dass die angebauten Pflanzen höher waren, eine größere Anzahl von Trieben und Blättern auf dem Haupttrieb hatten, sich durch intensiver begrünzte Blätter, längere Blütenstandstriebe und Blütenstände des 1. Grades als auch durch eine größere Anzahl von Blüten kennzeichneten. Die 0,4%ige Chitosan-Lösung bewirkte auch das Erzielen eines größeren Koeffizienten der Zunahme der allgemeinen Knollenmasse und der Anzahl von Knollen als auch des Koeffizienten der Zunahme der Anzahl von Tochterknollen. Das durch Bespritzen der Pflanzen alle 7 oder 14 Tage verabreichte Chitosan bewirkte eine Vergrößerung der Anzahl von ausgebildeten Trieben und Blättern auf dem Haupttrieb. Es verursachte auch die Erhöhung des Koeffizienten der Zunahme der Anzahl von Tochterknollen, jedoch eine Verringerung des Koeffizienten der Massenzunahme. Die Behandlung von Freesien mit Chitosan bewirkte eine Zunahme des Gehalts an N, P und Mn in den Blättern am Ende der Vegetationsperiode.