Zachodniopomorski Uniwersytet Technologiczny w Szczecinie

WKŚiR

Paulina Kukla

Wpływ wybranych czynników agrotechnicznych na stan fizjologiczny i ukorzenianie sadzonek liściowych oraz plon cebul eukomis czubatej `Sparkling Burgundy`

Effects of selected agrotechnical treatments on physiological characteristics and rooting of leaf cuttings and bulblet yield of pineapple lily `Sparkling Burgundy`

praca doktorska
napisana pod kierunkiem
dr. hab. inż. Piotra Żurawika

Katedra Ogrodnictwa

Szczecin, 2019

Pragnę złożyć serdeczne podziękowania
promotorowi mojej pracy,
Panu dr hab. inż. Piotrowi Żurawikowi
za niezastąpioną pomoc w planowaniu doświadczeń,
cierpliwość, wyrozumiałość, motywację
oraz inspirację do zgłębiania
zagadnień naukowych.

„Rodzina, to ludzie, którzy cię kochają.
Ludzie, którzy cię wspierają”.
Cassandra Clare

***Mojemu synowi** i **narzeczonemu**,*
za miłość
i niegasnącą wiarę we mnie.

***Mamie** i **siostrom**,*
za ciepło, miłość i oparcie.

Memini tui, memento mei.
Tacie

SPIS TREŚCI

1. WSTĘP ... 6
2. PRZEGLĄD LITERATURY ... 7
2.1. Pochodzenie i opis botaniczny rodzaju *Eucomis* ... 7
2.2. Rozmnażanie roślin ozdobnych za pomocą sadzonek liściowych ... 10
2.3. Czynniki wpływające na stan fizjologiczny i ukorzenianie sadzonek ... 12
2.3.1. Selekcja roślin matecznych ... 12
2.3.2. Stosunki wodne ... 13
2.3.3. Temperatura ... 14
2.3.4. Barwa światła ... 14
2.3.5. Rodzaj podłoża ... 16
2.3.6. Preparaty stymulujące ukorzenianie sadzonek ... 17
2.3.7. Chitozan ... 18
3. CEL I ZAKRES BADAŃ ... 20
4. MATERIAŁ I METODY ... 21
4.1. Materiał roślinny ... 21
4.2. Metody badań ... 21
4.2.1. Ogólna charakterystyka prowadzonych badań ... 21
4.2.2. Szczegółowa charakterystyka prowadzonych badań ... 25
4.2.2.1. Wpływ barwy światła, typu sadzonki, ukorzeniacza na stan fizjologiczny sadzonek oraz inicjację korzeni i plon cebul w warunkach kontrolowanych ... 25
4.2.2.2. Wpływ rodzaju podłoża, typu sadzonki na stan fizjologiczny sadzonek oraz inicjację korzeni i plon cebul w warunkach produkcyjnych ... 26
4.2.2.3. Wpływ masy cząsteczkowej i sposobu aplikacji chitozanu na stan fizjologiczny sadzonek oraz inicjację korzeni i plon cebul w warunkach produkcyjnych ... 26
4.2.2.4. Wpływ terminu pobrania i typu sadzonki na stan fizjologiczny oraz inicjację korzeni i plon cebul w warunkach produkcyjnych ... 27
4.2.3. Metody opracowania wyników ... 28
5. **OMÓWIENIE WYNIKÓW** ... 29
5.1. Wpływ barwy światła, typu sadzonki, ukorzeniacza na stan fizjologiczny sadzonek oraz inicjację korzeni i plon cebul w warunkach kontrolowanych ... 29
5.1.1. Parametry fluorescencji chlorofilu *a* ... 29
5.1.2. Indeks zazielenienia ... 48
5.1.3. Parametry korzeni ... 51
5.1.4. Plon cebul ... 56
5.1.5. Odsetek zamarłych sadzonek ... 61
5.2. Wpływ rodzaju podłoża, typu sadzonki na stan fizjologiczny sadzonek oraz inicjację korzeni i plon cebul w warunkach produkcyjnych ... 62
5.2.1. Parametry fluorescencji chlorofilu *a* ... 62
5.2.2. Indeks zazielenienia ... 73
5.2.3. Parametry korzeni ... 75
5.2.4. Plon cebul ... 78
5.2.5. Odsetek zamarłych sadzonek ... 82
5.3. Wpływ masy cząsteczkowej i sposobu aplikacji chitozanu na stan fizjologiczny sadzonek oraz inicjację korzeni i plon cebul w warunkach produkcyjnych ... 83
5.3.1. Parametry fluorescencji chlorofilu *a* ... 83
5.3.2. Indeks zazielenienia ... 93
5.3.3. Parametry korzeni ... 94
5.3.4. Plon cebul ... 97
5.3.5. Odsetek zamarłych sadzonek ... 101
6. DYSKUSJA WYNIKÓW ... 102
7. WNIOSKI ... 118
8. PIŚMIENNICTWO ... 120
STRESZCZENIE ... 141
SUMMARY ... 143

1. WSTĘP

W produkcji ogrodniczej stale poszukuje się nowych gatunków i odmian ozdobnych roślin cebulowych, nadających się do uprawy zarówno w gruncie odkrytym jak i pod osłonami. Wiele z tych roślin importowanych jest do Polski z odległych rejonów świata, co wiąże się jednak ze znacznym zwiększeniem kosztów produkcji. Do poszukiwanych i cenionych na polskim rynku kwiaciarskim, należą gatunki z rodzaju *Eucomis*, zwłaszcza pochodzący z Afryki Południowej *Eucomis comosa*. Ta endemiczna afrykańska roślina od dawna jest jednym z najbardziej cenionych źródeł etnomedycyny w Afryce Południowej. Ze względu na udokumentowane naukowo właściwości antybakteryjne, przeciwzapalne oraz terapeutyczne, przyciąga uwagę zarówno toksykologów, farmakologów jak i fitochemików. W tradycyjnej medycynie afrykańskiej, gatunki z rodzaju *Eucomis* są szeroko wykorzystywane przeciwko różnym dolegliwościom. Z powodu nadmiernego pozyskiwania do celów farmakologicznych, w miejscach naturalnego występowania zagrożone są one wyginięciem (Ndhlala i in. 2012).

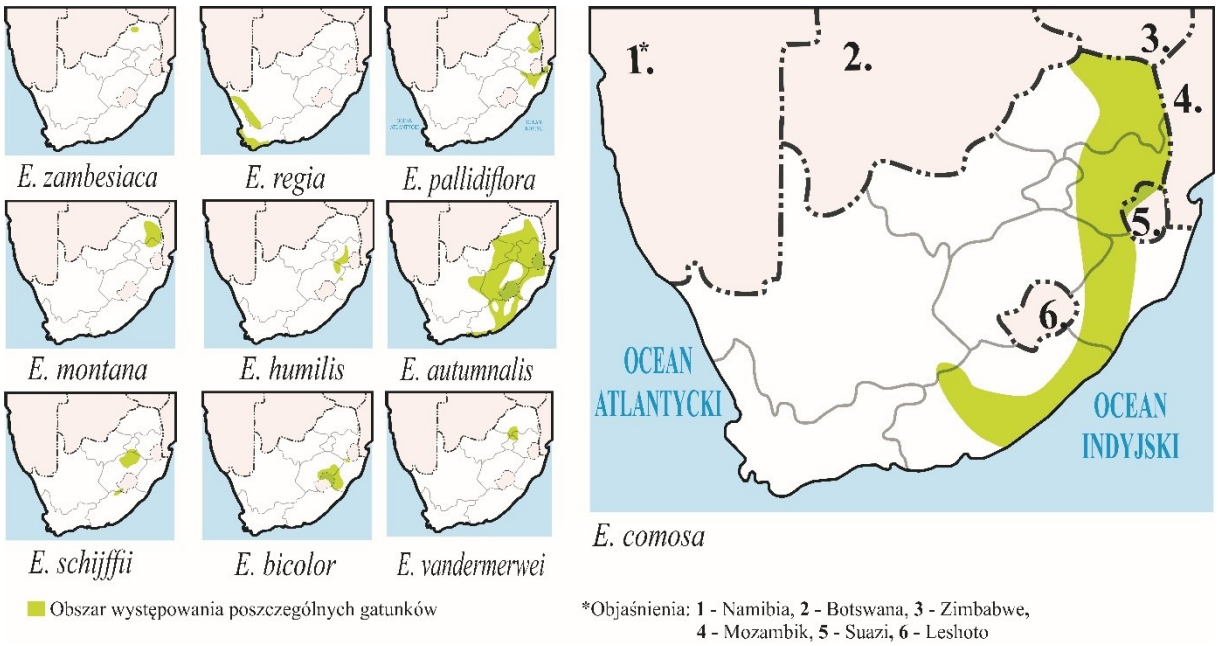
Obecnie, w wyniku prac hodowlanych, w obrębie rodzaju *Eucomis*, w sprzedaży dostępnych jest wiele atrakcyjnych odmian uprawnych, o dekoracyjnych kwiatostanach oraz liściach. Cieszą się one dużym zainteresowaniem zarówno na rynku afrykańskim, europejskim jak i północnoamerykańskim. Nadają się do uprawy w ogrodach, pojemnikach lub z przeznaczeniem na kwiaty cięte. Za szczególnie cenną i atrakcyjną, rzadko uprawianą w Polsce, uważana jest odmiana Sparkling Burgundy. Charakteryzuje się ona mięsistymi, szerokimi, ciemnobordowymi liśćmi oraz niezwykłymi, wyjątkowo okazałymi, trwałymi i pachnącymi kwiatostanami (Green 2014, Bonine i Campion 2017).

Proces naturalnego wegetatywnego rozmnażania u *Eucomis* jest powolny. Przy piętce cebuli matecznej, podczas jednego sezonu wegetacyjnego, tworzą się tylko 1-3 cebule przybyszowe, które są zdolne do kwitnienia dopiero po 2-3 latach uprawy. W związku z tym poszukuje się nowych, wydajnych i prostych metod, które umożliwią szybkie namnażanie tych roślin. Spośród innych wegetatywnych sposobów reprodukcji *Eucomis* w warunkach *in vivo* opracowana jest segmentacja cebul (Fitchet i van de Venter 1998) oraz technika rozmnażania przez sadzonki łuskowe (Salachna 2016). Jednak każda z tych metod powoduje całkowite zniszczenie cebuli matecznej. W dostępnej literaturze brakuje natomiast informacji dotyczących techniki rozmnażania gatunków z rodzaju *Eucomis* za pomocą sadzonek liściowych. Niejednoznaczne są również doniesienia o wpływie warunków panujących w trakcie procesu ukorzeniania na stan fizjologiczny sadzonek oraz wykształcanie korzeni i cebul przybyszowych.

2. PRZEGLĄD LITERATURY

2.1. Pochodzenie i opis botaniczny *Eucomis*

Rodzaj *Eucomis* L`Her. występuje endemicznie w Afryce Południowej (ryc. 1.): w Botswanie, Lesotho, Suazi, a także w Mozambiku, Zimbabwe i Malawi (Koornbanally i in. 2006b, Kulkami i in. 2006, Duncan 2011, Van Wyk 2015, Xego i in. 2016, Komoreng i in. 2017). Naturalnym miejscem występowania są skaliste zbocza gór, piargi, podmokłe, okresowo wysychające łąki, bagna i brzegi rzek (Salachna 2018). W Górach Smoczych w KwaZulu-Natal oraz Lesotho rośliny te rosną na wysokości ponad 3000 m n.p.m. (Rukangira 2001). Zonneveld i Duncan (2010) oraz Duncan (2011) donoszą, że rodzaj ten obejmuje dwanaście gatunków. Zdaniem natomiast Shuttleworth i Johnson (2008) w warunkach naturalnych występuje jedenaście gatunków. Z kolei Phrompanya i Ruamrungsri (2013), a także Salachna i in. (2015 a) twierdzą, że jest ich dziesięć. W Republice Południowej Afryki gatunki z rodzaju *Eucomis* są rozmieszczone we wszystkich dziewięciu prowincjach (Masondo 2014, Bonine i Campion 2017). Najwięcej gatunków, bo aż dziewięć, rośnie na Przylądku Wschodnim (Govender i in. 2000, 2001, Masondo 2014, Bisi-Johnson i in. 2017). W KwaZulu-Natal występuje siedem, zaś na Przylądku Północnym zaledwie jeden gatunek (Masondo i in. 2014a).



Ryc. 1. Występowanie wybranych gatunków z rodzaju *Eucomis* w Republice Południowej Afryki. Opracowanie własne na podstawie Crouch (2010)

Najczęściej spotykanymi przedstawicielami w obrębie rodzaju *Eucomis* są: *E. autumnalis*, *E. comosa* i *E. bicolor*. Wszystkie taksony mają taką samą liczbę chromosomów, tj. x=15 (Zonneveld i Duncan 2010). Siedem z nich: *E. bicolor, E. amaryllidifolia, E. zambesiaca, E. grimshawii, E. regia, E. schijffii, E.vandermerwei* są diploidami (2n=30), zaś pozostałe – tetraploidami (4n=60) (Zonneveld i Duncan 2010, Duncan 2011). Jak podaje Masondo (2014), nazwa rodzajowa pochodzi od słów *eu* – piękny oraz *kome* – chochoł. Z kolei Rabe i Van Staden (1997) podają, że nazwa *Eucomis* wywodzi się od greckiego słowa eukomos, które oznacza piękną głowę. Autorzy ci wskazują, że roślina ta uzyskała

swoją nazwę od atrakcyjnego pióropusza liści, zwieńczającego okazały kwiatostan. W dostępnej literaturze można spotkać również inne nazwy tego rodzaju, tj. lilia ananasowa, czy też lilia grzywiasta (Campton 1990, Niederwieser i Ndou 2002, Ndhlala i in. 2012, Quattrocchi 2012, Phrompanya i Ruamrungsri 2013). W Wielkiej Brytanii znany jest pod nazwą ananasowy kwiat, bądź Ricksha-boys (Everett 1980, Luria i in. 2011). W Lesotho używana jest nazwa khapumpu (Luria i in. 2011, Ndhlala i in. 2012), zaś w Południowej Afryce określana jest jako ubuhlungubecanti – w rejonie Xhosa, bądź jako umathunga – w Zulu (De Hortogh i Le Nard 1993). W Polsce rodzaj ten, nazywany jest warkocznicą, bądź koronkówką (Salachna 2018).

Różne części *Eucomis comosa*, tj. cebule, korzenie, szypuły i liście (Niederwieser i in. 2000, George i in. 2001, Taylor i Van Standen 2001a, Van Wyk 2008, Baskaran i in. 2018), szeroko stosowane są w medycynie naturalnej (Masondo 2014, Makena i in. 2016, Aremu i in. 2016, Mizielińska i in. 2017, Van Wyk 2017) przeciwko różnym dolegliwościom (Louw i in. 2002, Fennell i in. 2004, Gaidamashvili i Van Standen 2006), w tym chorobom układu oddechowego, wenerycznym, reumatycznym, dróg moczowych, czy też nudnościom i problemom z nerkami (Taylor i Van Standen 2001a, Louw i in. 2002, Van Wyk 2008). Jak wynika z badań prowadzonych przez Mulholland i Drewes (2004), Du Toit i in. (2007) oraz Salachnę i in. (2015) *Eucomis comosa* wyróżnia się wysoką aktywnością przeciwutleniającą i dużą zawartością polifenoli, które mają szeroki zakres aktywności biologicznej (Ndhlala i in. 2012). Pomimo ustanowienia przepisów ochronnych dla roślin leczniczych pochodzących z rejonu Afryki Południowej (Burgener 2001, Dold i Cocks 2002, Raimondo i in. 2009), w których wymieniono kilkanaście gatunków z rodzaju eukomis (Zonneveld i Duncan 2010, Grieve i Downs 2015), zbiory ich z naturalnych stanowisk wciąż nie słabną (Taylor i Van Standen 2001a). W wyniku stale rosnącego zapotrzebowania na leki pochodzenia roślinnego (Mathabe i in. 2006, Mulholland i in. 2013), handel roślinami w Afryce Południowej stale się zwiększa i wynosi około 270 milionów dolarów rocznie (Botha i in. 2004, Moeng i Potgieter 2011). Znaczna część gatunków roślin z rodzaju *Eucomis* (Masondo 2014), jest w dużej ilości sprzedawana w celach leczniczych w całym kraju (Botha i in. 2004, Mathabe i in. 2006), a intensywne zbiory materiału ze stanowisk naturalnych są uznawane za poważne zagrożenie dla różnorodności biologicznej w regionie (Shackleton i in. 2002, Williams i in. 2013, Masondo 2014).

Oprócz wartości farmakologicznej (Govender i in. 2001, Masondo 2014, Mizielińska i in. 2017), gatunki z rodzaju *Eucomis* są również bardzo atrakcyjnymi roślinami ozdobnymi (Von Ahlefeldt i in. 2003, Wilson 2006, Welsh 2007), wykazującymi duży potencjał w handlu ogrodniczym (Hartley i DeHertogh 2000, Cocks i Møller 2002), zarówno w postaci cebul, roślin doniczkowych, czy kwiatów ciętych (Masondo 2014). Badania prowadzone przez Dold i Cocks (2002), Bisi-Johnson i in. (2017), Dzerefos i in. (2017) wskazują, że spośród wielu obecnie dostępnych gatunków, najbardziej rozpowszechnionymi i popularnymi są *Eucomis autumnalis* i *Eucomis bicolor.* Z kolei *Eucomis comosa* w Afryce jest gatunkiem najczęściej sprzedawanym z przeznaczeniem na cele medyczne, zwłaszcza na Wschodnim Przylądku (Dold i Cocks 2002), jak i na północy w Durbanie i KwaZulu-Natal (Von Ahlefeldt i in. 2003, Bester i in. 2009). Jak podają House (2003), Williams (2003) i Masondo (2014), najwięcej różnorodnych gatunków i odmian oferowanych do sprzedaży jest na giełdzie

MULTIFLORA®. Działająca od 1944 roku w Johannesburgu, zrzeszająca 600 plantatorów i około 400 kupców, obecnie jest jedną z przodujących aukcji ogrodniczych na świecie (http. 1.).

Eukomis czubata (*Eucomis comosa*) obecnie zaliczana jest do rodziny szparagowate – *Aspargaceae* (Salachna 2016, Sihra i in. 2017), a dawniej hiacyntowate – *Hyacinthaceae* (Taylor i in. 2002, Koornbanally i in. 2006a, Street i in. 2009). Jest geofitem rosnącym wzdłuż brzegów rzek, na bagnach i wzgórzach od Przylądka Wschodniego do Limpopo (Welsh 2007, Duncan 2011), na wysokości 2100 – 2400 m n.p.m. (Zonneveld i Duncan 2010, Duncan 2011). W miejscu naturalnego występowania jest krótkowieczną byliną (Ndhlala i in. 2012, Masondo i in. 2014b), natomiast w warunkach klimatycznych Polski – rośliną niezimującą w gruncie odkrytym (Salachna 2016). Część podziemną eukomis, stanowi duża, wieloletnia cebula (Welsh 2007), o kulistym bądź delikatnie stożkowatym kształcie, dorastająca do 20 cm obwodu (Koornbanally i in. 2006a). Zdaniem Luria i in. (2011) oraz Ndhlala i in. (2012) cebula może mieć mniejszą średnicę, tj. od 8 do 10 cm, zaś według Masondo i in. (2014a) od 5 do 15 cm. Okryta jest suchymi, przylegającymi łuskami (Welsh 2007). Wyrasta z niej 6-8 odziomkowych (Campton 1990, Clark i in. 2010), mięsistych (Ndhlala i in. 2012), zasychających w czasie spoczynku liści (Welsh 2007, Shuttleworth i Johnson 2008). Kwiatostan stanowi walcowate (Taylor i Van Staden 2001a), cylindryczne, wyprostowane (Wilson 2006), mogące osiągać długość od 45 do 60 cm (Masondo i in. 2014a) grono (Taylor i Van Staden 2001a, b). Pojedyncze gwiazdkowate kwiaty (Wilson 2006), mają 6 płatków zrośniętych u nasady (Masondo i in. 2014b). Są niewielkie, liczne (Koornbanally i in. 2006a) i okalają grubą szypułę (Wilson 2006). Barwa kwiatów zależy od odmiany, może być w odcieniach zielonokremowych (Duncan 2011), bądź ciemnofioletowych (Koornbanally i in. 2006a, Wilson 2006). Kwiatostan zakończony jest atrakcyjnym pióropuszem liści (Nndwambi i in. 2013, Chapman i Salwitz 2017). Owocem jest torebka (Wilson 2006, Masondo i in. 2014b), koloru zielonego bądź brązowego (Wilson 2006), wypełniona czarnymi lub brązowymi matowymi nasionami (Masondo i in. 2014a) (fot. 1.).

Fot. 1. *Eucomis comosa*: A – owocostan, B – nasiona (P. Kukla)

Zidentyfikowana w latach sześćdziesiątych XX wieku, odmiana Sparkling Burgundy, została wprowadzona do handlu w 1983 roku, przez amerykańską firmę Plant Delights Nursey (Salachna 2018). Jest ona endemiczna dla Prowincji Przylądka Wschodniego w Południowej Afryce (Taylor i in. 2002, Masondo i in. 2014a, Salachna 2016). Tworzy rozetę ciemnobordowych liści (fot. 2.), o szerokości

60 cm (Nndwambi i in. 2013), których barwa zmienia się na oliwkowozieloną w trakcie kwitnienia, zaś po kwitnieniu powraca do koloru wyjściowego (Chapman i Salwitz 2017). Ogromne kwiatostany (fot. 2.) osadzone są na 50-60 cm (Masondo i in. 2014b), grubych, sztywnych, wyprostowanych (Taylor i Van Standen 2001a), koloru purpurowego szypułach, zwieńczonych pióropuszem fioletowych liści (Salachna i Byczyńska 2017). Pojedyncze kwiaty (fot. 3.) u tej odmiany, mają gwiazdkowaty kształt i występują bardzo licznie (Welsh 2007). Płatki korony są koloru białego z zielonymi i fioletowymi przebarwieniami (Hartley i DeHertogh 2000), natomiast pręciki są jasnożółte, zaś zalążnia purpurowa z delikatnymi jasnymi pasami (Masondo 2014). Kwiatostany zachowują trwałość od 6 do 8 tygodni (Taylor i Van Standen 2001b, Masondo i in. 2014a). Cebule są duże (fot. 2.), o obwodzie od 16 do 22 cm, kształtu stożkowatego, z licznymi, suchymi łuskami (Van Leeuwen i Trompert 2012). Według Taylor i Van Standen (2001c) z piętki wyrastają rozgałęzione korzenie kurczliwe (fot 2.).

Fot. 2. Morfologia *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`: A – cebula, B – korzenie, C – liście, D –kwiatostan (P. Kukla)

Fot. 3. Pojedyncze kwiaty *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`

2.2. Rozmnażanie roślin ozdobnych za pomocą sadzonek liściowych

W reprodukcji roślin ozdobnych stosuje się dwie podstawowe metody: generatywną oraz wegetatywną (Zenkteler 2000, Kapczyńska i in. 2012). Rozmnażanie za pomocą nasion nie gwarantuje stabilności genetycznej (Pogroszewska 2000). W związku z coraz szerszym wykorzystaniem roślin ozdobnych, nie tylko w produkcji ogrodniczej, ale także w farmacji, medycynie oraz przemyśle kosmetycznym (Duncan 2011, Knippels 2000, Koornbanally i in. 2006b), ta metoda rozmnażania nie spełnia wymagań stawianych przez rynek. Może je natomiast zapewnić rozmnażanie wegetatywne (Kapczyńska 2009). Metoda ta polega na wykorzystywaniu unikatowej zdolności do odtwarzania całego

organizmu z pojedynczego, odizolowanego fragmentu i przebiega bez udziału gamet (Piskornik 2002, Leakey 2004, Jerzy i Krzymińska 2011, Lin Xu 2018). Obecnie najpopularniejszym sposobem rozmnażania wielu roślin ozdobnych, uprawianych w gruncie odkrytym i pod osłonami jest sadzonkowanie (Knippels 2012, Asmita i in. 2017). Powszechność wykorzystania tej metody wiąże się z tym, że wiele gatunków i odmian roślin ozdobnych można w ten sposób rozmnażać (Knippels 2000, Kukułczanka 2015). Technika tego typu rozmnażania jest prosta, stosunkowo mało kosztowna i co najważniejsze, pozwala na szybkie uzyskanie dużej ilości materiału roślinnego, identycznego pod względem genetycznym z rośliną mateczną (Leakey 2004, Duncan 2011, Knippels 2012).

Z badań prowadzonych przez Knippels (2000, 2012) i Kleynhans (2006) wynika, że niektóre gatunki roślin cebulowych można rozmnażać za pomocą sadzonek liściowych. Metoda ta może być stosowana z powodzeniem w reprodukcji: *Hyacinthus orientalis* (Krause 1980a, b, 1981, Śmigielska i Jerzy 2013), *Lachenalia* sp. 'Romelia', 'Robyn' i 'Rupert' (Suh i in. 1996, Ndou i in. 2002), *Haemanthus albiflos* (Rabe i Van Standen 1999), *Ornithogalum thyrsoides* (Blomerus i Schreuder 2002). Podczas rozmnażania przez sadzonki liściowe, pobrane fragmenty liści, wykorzystywane są do uzyskania nowych roślin (Knippels 2000, Jerzy i Krzymińska 2011, Knippels 2012, Lin Xu 2018). Z dostępnego piśmiennictwa wynika, że ze zdrowych roślin matecznych pobiera się jeden lub więcej liści i w zależności od jego wielkości dzieli się go na kilka części (Krause 1981, Knippels 2000, Ndou i in. 2002, Kleynhans 2006, Śmigielska i Jerzy 2013). Wielu autorów podkreśla istotną rolę, jaką odgrywa jakość roślin matecznych w procesie wegetatywnego rozmnażania (Ndou i in. 2002, Shimada i in. 2006, Kleynhans 2006, Pėgo i in. 2013). Według Krause (1980a, b) i Ndou i in. (2002) muszą one być starannie pielęgnowane, w pełni zdrowe, posiadać cechy typowe dla gatunku i odmiany oraz znajdować się w fazie juwenilnej. Zdaniem Knippels (2000) wykonywanie sadzonek liściowych, najlepiej sprawdza się u gatunków, które mają duże liście. Pozyskiwać je można odrywając szybkim pociągnięciem (Kapczyńska 2009, Duncan 2011) lub wykręcając u podstawy (Duncan 2011, Nndwambi i in. 2013). W zależności od wielkości pobranego materiału roślinnego, za pomocą ostrego noża, tnie się go na dwie lub więcej części, długości około 10 cm (House 2003, Duncan 2011). Następnie uzyskane w ten sposób sadzonki umieszcza się w odpowiednio przygotowanym podłożu, na głębokości 1-3 cm (Duncan 2011, Pėgo i in. 2013). Sadzonki należy umieszczać w suchym, ciepłym i zacienionym miejscu (Knippels 2000). Do prawidłowego ukorzenienia się sadzonek, niezbędne jest utrzymanie odpowiedniej wilgotności podłoża (Blomerus i Schreuder 2002, Kleynhans 2006). Z uwagi na fakt, że nadmierna wilgotność może doprowadzić do gnicia sadzonek, istotne jest, aby nie było ono stale mokre, a jedynie lekko wilgotne (Blomerus i Schreuder 2002, Pėgo i in. 2013). Wykorzystanie nasady liścia pozwala uzyskać najlepsze wyniki, gdyż tkanka w tej części jest twardsza i mniej podatna na zgniliznę (Duncan 2011, Nndwambi i in. 2013). Autorzy Suh (1997), Krause (1980a, b), Blomerus i Schreuder (2002) oraz Śmigielska i Jerzy (2013) na ogół są zgodni, że po upływie miesiąca formują się pierwsze cebule i korzenie. Cebule przybyszowe można uzyskać w krótszym czasie, tj. w ciągu dwóch tygodni od wykonania sadzonek, pod warunkiem umieszczenia ich w pojemniku z niewielką ilością wody (Duncan 2011).

Zdaniem Knippels (2000), Welsh (2007) oraz Nndwambi i in. (2013) gatunki z rodzaju eukomis mogą być rozmnażane wegetatywnie za pomocą sadzonek łuskowych, liściowych lub w kulturach in vitro. Jednak spośród dostępnych metod rozmnażania, wykorzystywanie sadzonek liściowych jest najbardziej opłacalnym rozwiązaniem (Nndwambi i in. 2013).

2.3. Czynniki wpływające na ukorzenianie sadzonek liściowych

Wyniki badań Cheesman i in. (2010), Kapczyńskiej i in. (2012), Zhang i in. (2013) wskazują, że na proces ukorzeniania sadzonek liściowych znaczny wpływ mają czynniki agrotechniczne oraz fizjologiczne. W celu uzyskania jak najlepszej jakości sadzonek, niezbędne jest odpowiednie wyselekcjonowanie materiału matecznego (Nawrocka-Grześkowiak i Kolasiński 2012), dobór najodpowiedniejszego dla danego gatunku terminu pobierania sadzonek (Preece 2003), zachowanie właściwych stosunków wodnych (Yanagawa 2005, Zhang i in. 2013) i odpowiedniej temperatury (Cheesman i in. 2010) oraz zastosowanie właściwego rodzaju podłoża (Salachna i Skierkowska 2010, Janicka i Dobrowolska 2011).

2.3.1. Selekcja roślin matecznych

Przy wyborze materiału roślinnego przeznaczonego do sadzonkowania należy wziąć pod uwagę stan fizjologiczny roślin matecznych (Masondo i in. 2014a, b) oraz ich wiek (Nawrocka-Grześkowiak i Kolasiński 2012, Knippels 2012). Jednym z czynników determinujących zdolność sadzonek do regeneracji systemu korzeniowego jest ich aktualny stan energetyczny, który jest wynikiem sprawności działania aparatu fotosyntetycznego roślin (Śmigielska i Jerzy 2013, Schroeter-Zakrzewska i Kleiber 2014). Jego wydajność ulega drastycznemu obniżeniu w momencie pobrania materiału rozmnożeniowego do ukorzeniania i u wielu gatunków utrzymuje się na niskim poziomie, aż do wytworzenia przez sadzonki pierwszych korzeni (Costa i in. 2007, Kozłowska 2007, Ciereszko i in. 2008). W tkankach ukorzenianej sadzonki spada bieżąca dostępność substratów energetycznych (Kozłowska 2007, Pacholczak i in. 2015a, b), niezbędnych do prawidłowego przeprowadzenia procesów oddechowych (Pacholczak i in. 2005, 2006, Kroin 2009), a także dostarczenia energii do procesów regeneracji (Kozłowska 2007, Ciereszko i in. 2008, Pacholczak i in. 2015b). Znaczenie ich wzrasta wraz z wydłużeniem się czasu ukorzeniania sadzonek (Barzdajn 1981, Kozłowska 2007). Dlatego w przypadku wegetatywnego rozmnażania roślin, nagromadzenie związków organicznych w tkankach roślin matecznych może mieć fundamentalne znaczenie dla powodzenia ukorzeniania (Costa i in. 2007, Pacholczak i in. 2015a). Także zdaniem Niederwieser i Ndou (2002) zawartość węglowodanów przyspiesza ukorzenianie się sadzonek.

Ważne jest również, aby materiał wyjściowy znajdował się w stadium młodocianym (Masondo i in. 2014a). Dowodzą tego badania Knippels (2000), w których autor wskazuje wiek rośliny matecznej

jako jeden z ważniejszych czynników decydujących o powodzeniu sadzonkowania – zwłaszcza w przypadku roślin trudno korzeniących się. Czynnik ten wpływa na liczbę uformowanych cebul i korzeni przybyszowych (Knippels 2012). Zdolność pobieranych części roślin do ukorzeniania jest w dużym stopniu określona przez fazę rozwojową roślin matecznych (Hartmann i Kester 2009). Autorzy ci wskazują, że stadia wzrostu generatywnego są uważane za najmniej odpowiednie do rozmnażania poprzez sadzonkowanie.

W przypadku niektórych gatunków sadzonki tnie się z roślin w czasie wychodzenia ze stanu spoczynku (Lin Xu 2018), wtedy termin sadzonkowania przypada najczęściej wiosną (Blomerus i Schreuder 2002, Knippels 2012). Z kolei podczas rozmnażania roślin za pomocą sadzonek liściowych, ukorzeniane części muszą najpierw w pełni dojrzeć (Knippels 2012). Według Capeckiej (2012), w przypadku *Salvia officinalis* i *Melissa officinalis* najlepiej ukorzeniają się sadzonki pobierane z roślin w fazie wegetatywnego wzrostu. Podobne wyniki uzyskano w przypadku *Gentiana acaulis* (Kapczyńska i Kubińska 2007) i *Saintpaulia ionantha* (Pytlewski 1984).

2.3.2. Stosunki wodne

Odcięcie sadzonki od naturalnego źródła dopływu wody poprzez system korzeniowy rośliny matecznej powoduje, że jest ona szczególnie narażona na wysychanie (Blomerus i Schreuder 2002, Yanagawa 2005, Buraczyk i in. 2012, Pindel i in. 2013). Jak podaje Welsh (2007), w celu ograniczenia transpiracji, ciśnienie pary wodnej w atmosferze otaczającej sadzonki należy utrzymywać na poziomie zbliżonym do panującego w przestrzeniach międzykomórkowych ukorzenianych roślin (Blomerus i Schreuder 2002, Welsh 2007, Zhang i in. 2013). Tradycyjne metody postępowania w celu podniesienia wilgotności powietrza, to częste spryskiwanie sadzonek (Buraczyk i Szeligowski 2008) oraz cieniowanie w celu ograniczenia nagrzewania się liści (Knippels 2000), czy też okrywanie folią, co pozwala zmniejszyć transpirację (Yanagawa 2005, Welsh 2007). W przypadku produkcji wielkotowarowej niezbędne jest stosowanie systemu zamgławiającego (Knippels 2000, Welsh 2007). Jak podaje Knippels (2000), utrzymywanie odpowiedniej wilgotności stwarza idealne warunki do ukorzeniania sadzonek. Cienka warstwa wody utrzymującej się stale na powierzchni liści zmniejsza intensywność transpiracji, poprzez obniżenie ich temperatury o 5-8°C, w stosunku do liści niezraszanych (Blomerus i Schreuder 2002). Zmniejsza się również zużycie węglowodanów w procesie oddychania, co pozwala na rezygnację z cieniowania sadzonek, a tym samym utrzymania wysokiej intensywności fotosyntezy (Zhang i in. 2013, Lin Xu 2018). Warstwa wody utrzymująca się na powierzchni liści stwarza jednocześnie barierę dla rozwoju pewnych grzybów chorobotwórczych, których zarodniki nie kiełkują w wodzie (Ndou i in. 2002).

Wśród autorów istnieją zróżnicowane opinie na temat wpływu zachowania odpowiedniej wilgotności podłoża podczas sadzonkowania, na rozwój systemu korzeniowego. Według Pardales i

Esquibel (1996) nieodpowiednie stosunki wodne u *Manihot esculenta* 'GoldenYellow' powodują wytworzenie krótszych korzeni oraz mniejszą ich liczbę. Natomiast zdaniem Trzcińskiej i Jakubowskiego (2012) niedostateczna wilgotność, podczas ukorzeniania nie decyduje o zahamowaniu rozwoju korzeni *Pinus sylvestris*. Przy ograniczonej wilgotności korzenie rozwijają się wolno i są bardzo cienkie, natomiast w warunkach niedotlenienia są grubsze, krótsze i mniej rozgałęzione, w porównaniu z korzeniami rosnącymi w optymalnych warunkach powietrzno-wodnych (Nowak 2005a, b). Zapewnienie odpowiednich warunków wilgotności podłoża, oprócz wpływu na proces ukorzeniania sadzonek decyduje o ich aktywności fizjologicznej (Goodwin i in. 2003, Durło i in. 2015). Nieodpowiednia wilgotność podczas procesu ukorzeniania powoduje zamykanie aparatów szparkowych w sadzonkach i przedwczesne ich starzenie się (Siemens i Zwiazek 2003, Apostol i in. 2009).

2.3.3. Temperatura

Dla ukorzeniania sadzonek większości gatunków roślin zakres optymalnych wartości temperatury powietrza w ciągu dnia zawiera się w granicach 20-27°C (Knippels 2000, Śmigielska i Jerzy 2013), natomiast w nocy wynosi 15°C (Ndou i in. 2002, Nndwambi i in. 2013). Zdaniem Welsh (2007) i Nndwambi i in. (2013) temperatura podłoża powinna być wyższa od temperatury powietrza o 2-3°C, szczególnie w przypadku roślin trudno korzeniących się. Jerzy i Krzymińska (2011) podają, że w celu obniżenia temperatury można zastosować cieniowanie. Temperaturę powietrza można również regulować za pomocą wietrzenia (Knippels 2000, Nndwambi i in. 2013). W pierwszym tygodniu ukorzeniania oraz podczas zraszania sadzonek należy unikać wymiany powietrza (Knippels 2000). Wskazane jest także wzbogacanie powietrza w dwutlenek węgla (Jerzy i Krzymińska 2011). Zabieg ten jest szczególnie istotny podczas doświetlania i ukorzeniania sadzonek w okresie jesienno-zimowym (Knippels 2000).

2.3.4. Barwa światła

Jak podkreślają Bach i in. (1997), Puternicki i in. (2012) oraz Treder i in. (2012) światło jest jednym z najważniejszych czynników wpływających na szereg procesów fizjologicznych zachodzących w roślinie. Pełni funkcję czynnika zarówno troficznego, niezbędnego do procesu fotosyntezy (Woźny 2011, Klamkowski i in. 2012, Puternicki i in. 2012), jak i morfogenetycznego (Woźny i Jerzy 2004, Woźny i Zalewska 2006, Woźny 2012). Z punktu widzenia wymagań rośliny, ważne jest zarówno natężenie (Grzesiak i in. 2009), jak i skład spektralny światła (Heo i in. 2002). Źródła światła wykorzystywane w produkcji roślinnej powinny charakteryzować się wysoką wydajnością przemiany energii elektrycznej w energię promienistą (Jerzy i in. 2011, Klamkowski i in. 2012, Woźny 2012), wysoką intensywnością promieniowania w zakresie fotosyntetycznie czynnym (Michalczuk 2000, Massa i in. 2008, Treder i in. 2012, Woźny 2012) oraz dostosowaniem spektrum emisji lamp do

wymagań fizjologicznych roślin, a szczególnie spektrum czynnego fotosyntezy (Khattak i Pearson 1997, 2006, Morrow 2008, Woźny 2010, Mitchell i in. 2012). Na spełnienie tych warunków pozwala zastosowanie najnowszych technologii, wykorzystujących diody elektroluminescencyjne, określane w literaturze jako diody LED, z ang. *Light Emmiting Diode* (Grzesiak i in. 2009, Grzesiak 2011, Klamkowski i in. 2012, Treder i in. 2015). W zależności od potrzeb, można stosować diody emitujące światło o określonej długości fali (Grzesiak 2011, Woźny i Rymarz 2017). Wyniki wielu prac naukowych Łukaszewskiej (2001), Brazaitytė i in. (2009, 2010), Bornwaßer i Tantau (2012), Treder i in. (2012) wskazują istotny wpływ składu spektralnego światła na rozwój roślin.

W dostępnej literaturze znajdują się niejednoznaczne informacje na temat wpływu barwy światła na proces ukorzeniania, który w znacznym stopniu zależy od gatunku (Woźny 2012, Woźny i Rymarz 2017). Liczne wyniki badań wykazują, że najmocniej oddziaływujące jest promieniowanie niebieskie oraz stosunek promieniowania czerwonego do dalekiej czerwieni (Priel 2001, Kurilčik i in 2008a, b, Poudel i in. 2008, Woźny 2012, Woźny i Rymarz 2017). Lampy emitujące czerwone światło decydują o większym odsetku ukorzenionych sadzonek u *Vitis* sp. (Poudel i in. 2008). Z kolei u *Gerbera jamesonii* barwa ta ogranicza powstawanie korzeni (Gabryszewska 1995, Gabryszewska i Rudnicki 1995). Natomiast Kurilčik i in. (2008b) wykazali, że mieszanina światła niebieskiego, czerwonego i dalekiej czerwieni wpływa na zwiększenie długości i liczby wykształconych korzeni u *Chrysanthemum morifolium*. Zdaniem tych autorów, zbyt duży udział światła niebieskiego decyduje o zahamowaniu tworzenia się korzeni. Sadzonki *Solanum lycopersicum* ukorzeniane pod lampami emitującymi światło niebieskie charakteryzują się największą masą wytworzonych korzeni (Głowacka 2002). Autorka ta wskazuje jednak, że najmniejszą masą korzeni odznaczają się sadzonki ukorzeniane przy udziale światła żółtego i zielonego. *Petunia hybrida* wytwarza najdłuższe korzenie pod wpływem światła białego (Witomska i Ładyżyńska 2001). Natomiast w przypadku *Gerbera jamesonii* niebieskie światło stymuluje wydłużanie korzeni, a czerwone światło je hamuje (Gabryszewska i Rudnicki 1995). Sadzonki *Chrysanthemum* `Horim Golden` ukorzeniane w warunkach zróżnicowanej barwy światła nie różnią się dynamiką ukorzeniania oraz długością wykształconych korzeni (Borowski i Kozłowska 1986). Zdaniem tych autorów, wynika to ze zbyt krótkiego czasu działania światła, które jest według nich niewystarczające dla wywarcia wpływu na tempo ukorzeniania. Młode, rozmnażane generatywnie rośliny wykazują silniejszą reakcję, na jakość światła, niż rozmnażane wegetatywnie rośliny cebulowe (Woźny 2012). Według tej autorki, może to wynikać z większych wymagań świetlnych oraz innej budowy morfologicznej. W przypadku *Hyacinthus orientalis* największa liczba korzeni przybyszowych tworzy się pod wpływem światła o białej barwie (Śmigielska i Jerzy 2013). Autorzy ci donoszą również, że barwa światła nie oddziałuje na liczbę wykształconych cebul przybyszowych, ale na ich wielkość i masę. Te zróżnicowane i często sprzeczne wyniki świadczą o tym, że wpływ barwy światła na wykształcanie korzeni zależy od genotypu, stanu fizjologicznego, poziomu endogennych i egzogennych

regulatorów wzrostu, a także od samego źródła i natężenia zastosowanego światła (Gabryszewska 1995, Latkowska i Chmiel 1996, Łukaszewska 2001, Witomska i Ładyżyńska 2001, Kozak 2011, Śmigielska i Jerzy 2013).

Z dostępnego piśmiennictwa wynika, że strumienie światła czerwonego i niebieskiego są najintensywniej absorbowane przez barwniki asymilacyjne obecne w roślinie (Miler i in. 2005, Poudel i in. 2008), a ich odpowiednia zawartość, w tym chlorofilu, wpływa na prawidłowe funkcjonowanie aparatu fotosyntetycznego (Woźny i Rymarz 2017). Barwa światła ma znaczący wpływ na indeks zazielenienia liści (Kurilčik i in. 2008a, Treder i in. 2016). Zastosowanie źródeł światła emitujących barwę czerwoną i niebieską wpływa na zmniejszenie natężenia zielonej barwy liści (SPAD) u sadzonek *Chrysanthemum morifolium* (Woźny i Rymarz 2017). Zdaniem Kurilčik i in. (2011) zmniejszenie koncentracji barwników asymilacyjnych następuje w dalekiej czerwieni. Z kolei Miler i in. (2005) oraz Woźny i Rymarz (2017) donoszą, że biała barwa światła decyduje o zwiększeniu zawartości barwników fotosyntetycznych.

2.3.5. Rodzaj podłoża

Bardzo istotnym czynnikiem decydującym o powodzeniu intensyfikacji rozmnażania roślin ozdobnych za pomocą sadzonek liściowych jest dobór właściwego podłoża (Nawrocka-Grześkowiak 2008, Nawrocka-Grześkowiak i Bielecka 2008, Janicka i Dobrowolska 2011). Rolą podłoża jest utrzymanie sadzonki w pozycji pionowej w miejscu jej ukorzeniania się (Kapczyńska i Kubińska 2007), umożliwienie dostępu powietrza (Zawadzińska i Klessa 2007) i zaopatrzenie w wodę (Pacholczak i in. 2005). Idealne podłoże przeznaczone do ukorzeniania sadzonek powinno odznaczać się dobrymi właściwościami fizycznymi, tj.: dużą pojemnością porów umożliwiającą właściwe napowietrzenie (Kapczyńska i Kubińska 2007), stabilną strukturą, dużą przepuszczalnością (Pacholczak i in. 2005), właściwym odczynem i sterylnością (Nawrocka-Grześkowiak 2008). W praktyce ogrodniczej, do ukorzeniania sadzonek, wykorzystywane są: piasek, torf wysoki, perlit, wermikulit i keramzyt (Jerzy i Krzymińska 2011). Podłoża te stosuje się jako jednorodne lub mieszane (Ochmian i Saniewska 2012).

Najczęściej stosowanym do ukorzeniania sadzonek podłożem jest torf w mieszankach z innymi komponentami, np. perlitem lub piaskiem (Knippels 2000, Shimada i in. 2006, Śmigielska i Jerzy 2013). Dobre wyniki w ukorzenianiu sadzonek *Cortaderia selloana* w podłożu składającym się z torfu i perlitu uzyskał Urbański (2006). Natomiast Pudelska i Hetman (2001) zalecają mieszankę torfu z perlitem lub piaskiem, jako najlepszy substrat do ukorzeniania sadzonek *Dahlia* × *cultorum*. Perlit charakteryzuje się lepszymi właściwościami wodno-powietrznymi od piasku i dlatego korzystniej wpływa na tworzenie się korzeni przybyszowych u *Cornus mas* (Korszun i Kolasiński 2002). Dodatek perlitu sprawdza się również w połączeniu z innymi niż torf podłożami, m.in. z włóknem kokosowym. Badania Nawrockiej-Grześkowiak i Bieleckiej (2008) wykazują, że sadzonki *Picea glauca* 'Conica' ukorzeniane w takiej mieszaninie wykształcają najlepiej rozwinięty system korzeniowy. Odmienne wyniki autorzy ci

uzyskali stosując podłoże złożone z torfu i perlitu. Taka mieszanina natomiast jest korzystna w przypadku ukorzeniania sadzonek *Vaccinium corymbosum* `Bluecrop` (Ochmian i Saniewska 2012). Krzewińska i in. (2010) donoszą, że piasek jest dobrym podłożem do ukorzeniania sadzonek wielu gatunków roślin oraz że zastosowanie mieszaniny torfu z piaskiem w stosunku 1:1 znacznie zwiększa pojemność wodną podłoża i dobrze wpływa na rozgałęzianie się korzeni. Takie podłoże pozwala uzyskać największy odsetek ukorzenionych sadzonek u *Vaccinium corymbosum* (Kosina i Sedlak 2006). Zróżnicowany wpływ podłoża jest szczególnie widoczny w przypadku ukorzeniania sadzonek wierzchołkowych (Janicka i Dobrowolska 2011).

Rodzaj zastosowanego do ukorzeniania podłoża wpływa na indeks zazielenienia liści sadzonek *Vaccinium corymbosum* `Bluecrop`. Sadzonki ukorzeniane w torfie i mieszaninie torfu z perlitem odznaczają się większym natężeniem zielonej barwy liści, niż umieszczone w perlicie (Ochmian i Saniewska 2012).

2.3.6. Preparaty stymulujące ukorzenianie sadzonek

Obecnie najbardziej rozpowszechnionymi na świecie środkami wspomagającymi ukorzenianie sadzonek są preparaty syntetyczne zawierające w swoim składzie regulatory wzrostu – auksyny (Pirlak 2000, Basak 2008, Dobrzański i in. 2008, Kroin 2009, Pacholczak i in. 2010a, b, Lin Xu 2018). W roślinach hormony te powstają w liściach i pąkach (Kowalczyk i Starzyńska 2009, Monder 2016). Do auksyn endogennych zalicza się kwas indolilooctowy – IAA i kwas indolilomasłowy – IBA (Wiśniewska i in. 2009, Kroin 2014). Ich zawartość w tkankach decyduje o zdolności do ukorzeniania sadzonek (Pacholczak i Szydło 2008). W związku z rosnącym naciskiem w sferze ochrony środowiska naturalnego, aktualnie w prawodawstwie Unii Europejskiej wprowadzane są zmiany i modyfikacje, mające na celu zmniejszenie jego degradacji i zanieczyszczenia (Pacholczak 2015, Pacholczak i in. 2015a, b). W ramach prowadzonej wspólnej polityki środowiskowej, Unia Europejska zobowiązała podmioty posiadające zezwolenie na dopuszczenie do obrotu nawozów i środków ochrony roślin, w tym preparatów zawierających auksyny, do spełnienia dodatkowych wymogów. Są one zawarte w Dyrektywie UE91/414/EWG (http. 2.). W związku z obowiązującym prawem, w Polsce obecnie brak jest na rynku ogrodniczym legalnych preparatów auksynowych koniecznych w reprodukcji wielu roślin ozdobnych, co może w przyszłości zagrozić upadkiem tej części ogrodnictwa (Pacholczak i in. 2015a).

W praktyce ogrodniczej rzadko używa się auksyn w czystej postaci (Pacholczak i in 2005). Najczęściej korzysta się z gotowych preparatów, które stanowią mieszaniny jednej lub kilku auksyn z fungicydami lub innymi substancjami (Wiśniewska i in. 2009, Kroin 2010, Monder 2016). W Polsce bardzo popularnymi, ze względu na cenę i skuteczność, do początku 2015 roku były preparaty polskiej produkcji, tj.: ukorzeniacz A – do sadzonek zielnych, trudno korzeniących się, ukorzeniacz B – do sadzonek zielnych oraz ukorzeniacz AB – do sadzonek zdrewniałych, trudno korzeniących się (Marosz 2015). Pozytywne rezultaty stosowania tych preparatów udowodniono w uprawach rolniczych (Bright

i in. 2006, Akila i Jeyadoss 2010, Grzyś 2012) i ogrodniczych (Costa i in. 2007, Nahed i in. 2007, Kapczyńska i Kubińska 2007, Pacholczak i Szydło 2008, Borowski 2010). Przyczyniają się one do zwiększenia plonu (Pogroszewska 2000, Czekalski 2003, Pacholczak i in. 2005 i 2006, Pacholczak 2015) oraz poprawy rozwoju systemu korzeniowego wielu gatunków krzewów: *Berberis thunbergii* 'Green Carpet' (Pacholczak i Szydło 2008), *Physocarpus opulifolius* (Pacholczak 2015), *Rhododendron* (Nawrocka-Grześkowiak 2004), bylin: *Aphelandra squarrosa* (Czekalski 2003), *Gentiana acaulis* (Kapczyńska i Kubińska 2007) oraz roślin przeznaczonych na kwiat cięty *Strelitzia reginae* (Pogroszewska 2000). Rezultaty stosowania auksyn zależą głównie od ich rodzaju i stężenia (Kapczyńska i Kubińska 2007). Traktowanie sadzonek preparatami ukorzeniającymi stymuluje proces regeneracji korzeni szczególnie wtedy, gdy stężenie auksyn jest małe (Strzelecka i Chohura 2000). Poszczególne auksyny mogą działać selektywnie, szczególnie w przypadku tych roślin, które trudniej się ukorzeniają (Kapczyńska i Kubińska 2007). Dzięki temu zabiegowi młode rośliny są silniejsze i szybciej rosną (Strzelecka i Chohura 2000). W dostępnej literaturze brakuje natomiast informacji dotyczących wpływu tego rodzaju preparatów na ukorzenianie sadzonek liściowych ozdobnych roślin cebulowych.

2.3.7. Chitozan

Chitozan jest deacetylowaną formą chityny (Almenar i in. 2009, Guan i in. 2009, Iriti i in. 2009, Jin i Girtler 2012, Winkler i in. 2017), która naturalnie występuje w pancerzach skorupiaków (Limpanavech i in. 2008, Rodriguez i in. 2010, Khorrami i in. 2012), owadów (Jing i in. 2007, Ai i in. 2008, 2012) i ścianach komórkowych grzybów (Jaworska i Konieczna 2001, Niederhofer i Mueller 2004, Goodrich i Winter 2007, Wang i in. 2008). Związek ten aplikuje się najczęściej w postaci wodnego roztworu (Tamala i in. 2007, Limpanavech i in. 2008), zawiesiny (Dłużniewska 2006) lub proszku (Ohta i in. 2004 a, b). Może być stosowany, jako komponent pożywek w kulturach *in vitro* (Luan i in. 2005, Obsuwan i in. 2010a, b, Kananont i in. 2010), bądź, jako składnik podłoża w uprawach *in vivo* (Ohta i in. 2004 a, b, Hasegawa i Kanechika 2005). Podczas wegetacji może być aplikowany poprzez podlewanie (Sheika 2011, Sheika i Al.-Malki 2011) lub opryskiwanie roślin (Wojdyła 2004, Obsuwan i in. 2010c, Mondal i in. 2012).

Badania dotyczące charakterystyki i stosowania chitozanu trwają od dziesięcioleci (Struszczyk 2002a, b) i doprowadziły do powszechnego zastosowania tego związku w wielu sektorach, w tym w przemyśle (Ali i in. 2000, Devlieghere i in. 2004) oraz ogrodnictwie (Chandrkrachang 2002, Placek i in. 2009, Żurawik i Bartkowiak 2009a, Mucha i Pawlak 2005, Mahdavi i in. 2011, Barrera Necha i Bautista-Baños 2016). W odniesieniu do ozdobnych roślin cebulowych i bulwiastych, zastosowanie chitozanu badano u: *Hippeastrum hybridum* (Saniewska i in. 2006), *Freesia hybrida* (Salachna i in. 2007, Żurawik i Bartkowia 2009a, b, Żurawik 2013), *Eucomis comosa* (Salachna 2016), *Ornithogalum arabicum* (Salachna i in. 2014), *Eucharis* × *grandiflora* (Salachna i Skierkowska 2010). Związek ten nie występuje w roślinach, jednak wykazuje wobec nich dużą aktywność biologiczną, jako stymulator wielu procesów fizjologicznych i biochemicznych w nich zachodzących (Lin i in. 2005, Bautista-Baños

i in. 2006, Nge i in. 2006, Limpanavech i in. 2008, Kananont i in. 2010, Żurawik 2013). Oddziaływanie tego związku na rośliny uzależnione jest, m.in.: od gatunku (Walker i in. 2004, Hasegawa i Kanechika 2005, Żurawik 2013), odmiany (Uddin i in. 2004), fazy rozwojowej (Mondal i in. 2012), sposobu aplikacji (Walker i in, 2004, Żurawik i Bartkowiak 2009b, Algam i in. 2010, Żurawik 2013), stężenia (Mahdavi i in. 2011, Mondal i in. 2012, Żurawik 2013), liczby wykonanych zabiegów (Wanichpongpan i in. 2001, El-Tanahy i in. 2012) oraz czasu oddziaływania (Kaczmarek-Cichosz i in. 2011). Chitozan wpływa na odporność zarówno komórek, na które został zaaplikowany, jak i tych, na których go nie stosowano (Mucha i in. 2003, Saniewska i in. 2006).

Chitozan oddziałuje na zmiany stanu fizjologicznego roślin (Saber i in. 2009, Sheika 2011, Sheika i Al-Malki 2011). Wpływa na zwiększenie zawartości chlorofilu w liściach *Phaseolus coccineus* (Sheika 2011, Sheika i Al-Malki 2011), *Dendrobium* `Eia Sakul` (Sakornyen i in. 2010), *Solanum lycopersicum* (El-Tantawy 2009), *Pimpinella anysum* (Saber i in. 2009) i *Vitis vinifera* (Górnik i in. 2008). Natomiast u *Dendrobium* `Eiskul` decyduje o zwiększeniu wielkości chloroplastów i zawartości krzemionki w liściach (Limpanavech i in. 2008).

Oprysk chitozanem ogranicza transpirację roślin (Lee i in.1999, Bittelli i in. 2001, Iriti i in. 2009). U *Solanum lycopersicum* i *Commelina communis* jest to następstwem zwężenia (Lee i in. 1999), a u *Capsicum annum* zamykania aparatów szparkowych (Bittelli i in. 2001). Z kolei u *Phaseolus coccineus* zmniejszenie strat wody w roślinie jest następstwem powstania cienkiej powłoki, jaka tworzy się na powierzchni liści (Iriti i in. 2009).

Na rozwój systemu korzeniowego roślin zarówno w warunkach *in vitro* jak i *in vivo* wpływa stosowanie chitozanu. W kulturach *in vitro* chitozan niejednoznacznie oddziałuje na ukorzenianie się różnych gatunków roślin. Dodatek tego biopolimeru do pożywki stymuluje ukorzenianie *Chrysanthemum* × *grandiflorum*, *Eustoma grandiflora*, *Fragaria* × *ananasa*, *Limonium latifolium* (Luan i in. 2005). Związek ten decyduje o zwiększeniu długości korzeni oraz ich liczby u *Ficus triangularis* (Gamlath i in. 2010), i *Rhynochostylis gigantea* (Obsuwan i in 2010b). Odmiennego zdania natomiast są Obsuwan i in. (2010a), według których chitozan nie decyduje o zwiększeniu liczby oraz długości wytworzonych korzeni u *Dendrobium* `Eia Sakul`. W warunkach *in vivo* polimer ten zastosowany do moczenia sadzonek *Vitis vinifera* wpływa na przyspieszenie ukorzeniania (Barka i in. 2004, Górnik i in. 2008). Ponadto, stymuluje również wzrost korzeni *Arisaema ternatipartitum* (Hasegawa i Kanechika 2005), *Solanum lycopersicum* (Borkowski i in. 2007) oraz przyczynia się do zwiększenia długości i liczby korzeni u *Phaseolus coccineus* (Sheika i Al.-Malki 2011).

Traktowanie bulw *Gladiolus* `Blanca Borrego` przed sadzeniem chitozanem, powoduje zwiększenie współczynnika przyrostu liczby bulw potomnych (Ramos-Garcia i in. 2009). Z kolei u *Freesia hybrida* taki zabieg decyduje o zwiększeniu współczynnika przyrostu masy bulw potomnych (Startek i in. 2005, Salachna i in. 2007, 2008, Żurawik i Bartkowiak 2009a). Również dodatek chitozanu do podłoża wpływa na zwiększenie wielkości bulw u *Arisaema sikokianum* i *Arisaema ternatipartitum* (Hasegawa i Kanechika 2005).

3. CEL I ZAKRES BADAŃ

W dostępnej literaturze zarówno krajowej jak i zagranicznej brakuje doniesień odnoszących się do rozmnażania, za pomocą sadzonek liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`. Niejednoznaczne są również informacje dotyczące warunków, jakie należy zapewnić w trakcie procesu ukorzeniania i wykształcania cebul. W związku z powyższym za celowe uznano:

- sprawdzenie możliwości zwiększenia współczynnika rozmnożenia cebul *Eucomis comosa* 'Sparkling Burgundy' za pomocą sadzonek liściowych;
- ocenienie wpływu wybranych czynników agrotechnicznych na parametry fluorescencji chlorofilu *a* i indeks zazielenienia sadzonek w trakcie okresu ukorzeniania oraz wykształcania cebul w zróżnicowanych warunkach produkcji;
- zbadanie przydatności ukorzeniacza Aqua B do stymulowania wykształcania korzeni i cebul na sadzonkach liściowych w warunkach kontrolowanych;
- porównanie wpływu barwy światła (białe, niebieskie, czerwone) na ukorzenianie sadzonek i inicjację cebul w warunkach kontrolowanych;
- ocenienie przydatności do rozmnażania wegetatywnego poszczególnych części liści (nasadowa, środkowa, wierzchołkowa);
- określenie wpływu podłoży ogrodniczych na wielkość i jakość plonu cebul przybyszowych w warunkach produkcyjnych;
- sprawdzenie oddziaływania zróżnicowanej masy cząsteczkowej chitozanu (7000, 10000 $g \cdot mol^{-1}$) oraz metody jego aplikacji (moczenie, podlewanie, oprysk) na ukorzenianie sadzonek i inicjację cebul w warunkach produkcyjnych.

4. MATERIAŁ I METODY

W latach 2015-2018 przeprowadzono cztery niezależne doświadczenia, w których oceniano wpływ zróżnicowanej barwy światła, stosowania ukorzeniacza, typu pobranych sadzonek, rodzaju podłoża, masy cząsteczkowej i sposobu aplikacji chitozanu, metody cięcia sadzonek oraz terminu ich pozyskiwania na stan fizjologiczny sadzonek podczas okresu ukorzeniania, a także na wielkość i jakość wykształconego systemu korzeniowego oraz plonu cebul *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w warunkach kontrolowanych i produkcyjnych.

Doświadczenia realizowano na terenie hali wegetacyjnej, w komorze klimatyzowanej, niskim tunelu foliowym i szklarni Zachodniopomorskiego Uniwersytetu Technologicznego w Szczecinie, zlokalizowanych przy ulicy Słowackiego 17.

4.1.Materiał roślinny

Materiał badawczy stanowiły całe liście eukomis czubatej `Sparkling Burgundy` pozyskiwane zarówno z uprawy wieloletniej (z roślin zimujących w nieogrzewanym tunelu foliowym) jak i jednorocznej (z roślin uzyskanych z cebul przechowywanych w pomieszczeniu o temperaturze 8-10°C). Materiał nasadzeniowy zakupiono w hurtowni ogrodniczej „Wiśniewski Jacek Junior" w Góraszce. Cebule były właściwie wykształcone, wyrównane pod względem wielkości i bez uszkodzeń mechanicznych.

W katalogach firm zajmujących się reprodukcją cebul roślin ozdobnych, eukomis czubatą `Sparkling Burgundy` scharakteryzowano w następujący sposób: cebule duże, wieloletnie, w dolnej części spłaszczone, wrażliwe na niskie temperatury; liście lancetowate, ciemnobordowe, dorastające do 40 cm długości, zebrane w rozety; kwiatostan groniasty, dekoracyjny od 6 do 8 tygodni, o długości 15 cm, złożony z wielu, rozwijających się od dołu ku górze, ciemnoróżowych do czerwonych kwiatów, zakończony oryginalnym pióropuszem liści.

4.2. Metody badań

4.2.1. Ogólna charakterystyka prowadzonych badań

We wszystkich latach prowadzenia doświadczeń, przed posadzeniem cebul, z podłoża pobierano próby zbiorcze, w których oznaczano niektóre właściwości chemiczne i zawartość składników mineralnych (tab. 1). Dwa tygodnie przed sadzeniem cebul, w celu poprawy stosunków powietrzno-wodnych, na zagonie rozsypano torf wysoki Kronen® w ilości 7 $dm^3 \cdot m^{-2}$. Niedobór składników pokarmowych uzupełniano stosując nawóz Azofoska (INCO-Veritas S.A.) w dawce 60 $g \cdot m^{-2}$. Pogłównie rośliny dokarmiano, w trzeciej dekadzie czerwca, używając nawóz Azofoska w dawce 60 $g \cdot m^{-2}$. Cebule zaprawiano stosując Kaptan zawiesinowy 50 WP o stężeniu 1,5%, a następnie w uprawie wieloletniej posadzono je w 2013 roku, natomiast w uprawie jednorocznej sadzono je 15. kwietnia, w każdym roku badań, w rozstawie 25×30 cm, na głębokość 12 cm.

Tabela 1. Niektóre właściwości chemiczne gleby w tunelu foliowym

Rok	pH w H_2O	Zawartość składników (mg·dm^{-3})						Zasolenie (g NaCl·dm^{-3})
		$N\text{-}NO_3$	P	K	Ca	Mg	Cl	
2015	7,5	75	83	129	5243	281	72	1,17
2016	7,5	118	67	84	5174	233	75	1,37
2017	7,6	102	78	67	5491	416	41	1,40
2018	7,6	71	111	64	7746	560	47	1,01

Podłoże do ukorzenienia sadzonek, we wszystkich latach prowadzenia badań, w zależności od doświadczenia, przygotowywano stosując następujące komponenty: torf wysoki Kronen (frakcja 0-30 mm), perlit Perligran (frakcja 2-6 mm), piasek rzeczny (frakcja 1-4 mm). Ze wszystkich przygotowanych podłoży, pobierano próby zbiorcze, w których oznaczono niektóre właściwości chemiczne i zawartość składników mineralnych (tab. 2.). Na 24 godziny przed umieszczeniem sadzonek, skrzynki o wymiarach 15×30×13 cm napełniano podłożem, które , następnie odkażano stosując Previcur Energy 840 SL o stężeniu 0,15%.

Tabela 2. Niektóre właściwości chemiczne wykorzystywanych w doświadczeniach podłoży

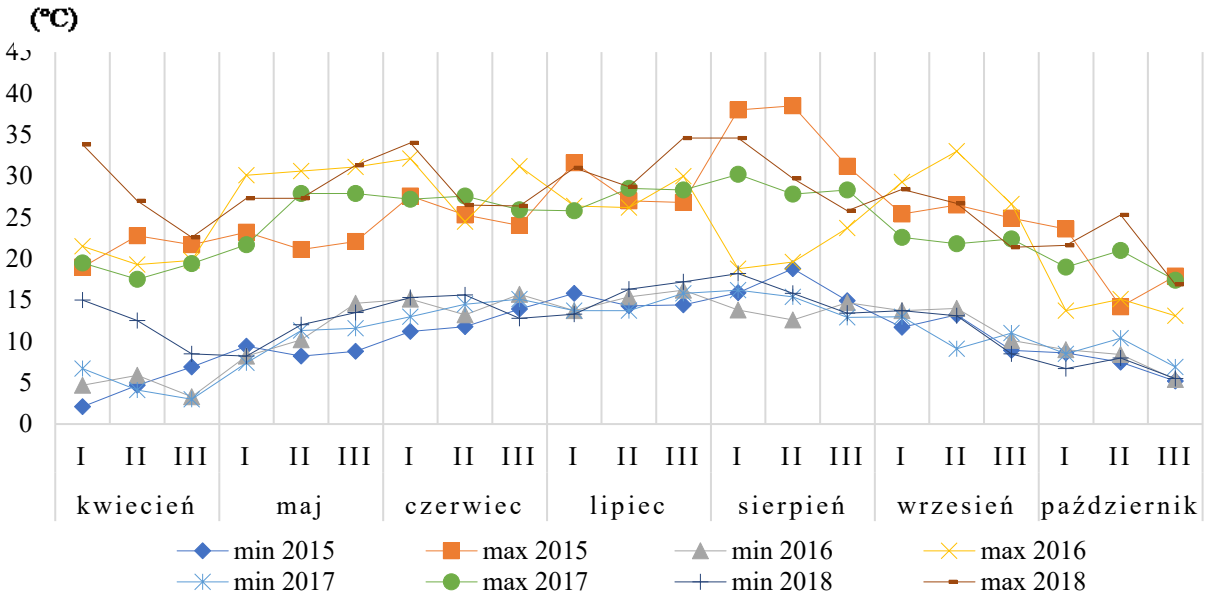
Komponenty do przygotowania podłoży	pH w H_2O	Zawartość składników (mg·dm^{-3})						Zasolenie (g NaCl·dm^{-3})
		$N\text{-}NO_3$	P	K	Ca	Mg	Cl	
Torf wysoki	6,2	7	63	43	1630	109	25,0	0,31
Perlit Perligran	7,0	-*	-	-	-	-	4,9	0,02
Piasek rzeczny	8,0	1	49	13	8671	92	8,0	0,16

Objaśnienia – właściwości nie oznaczone.

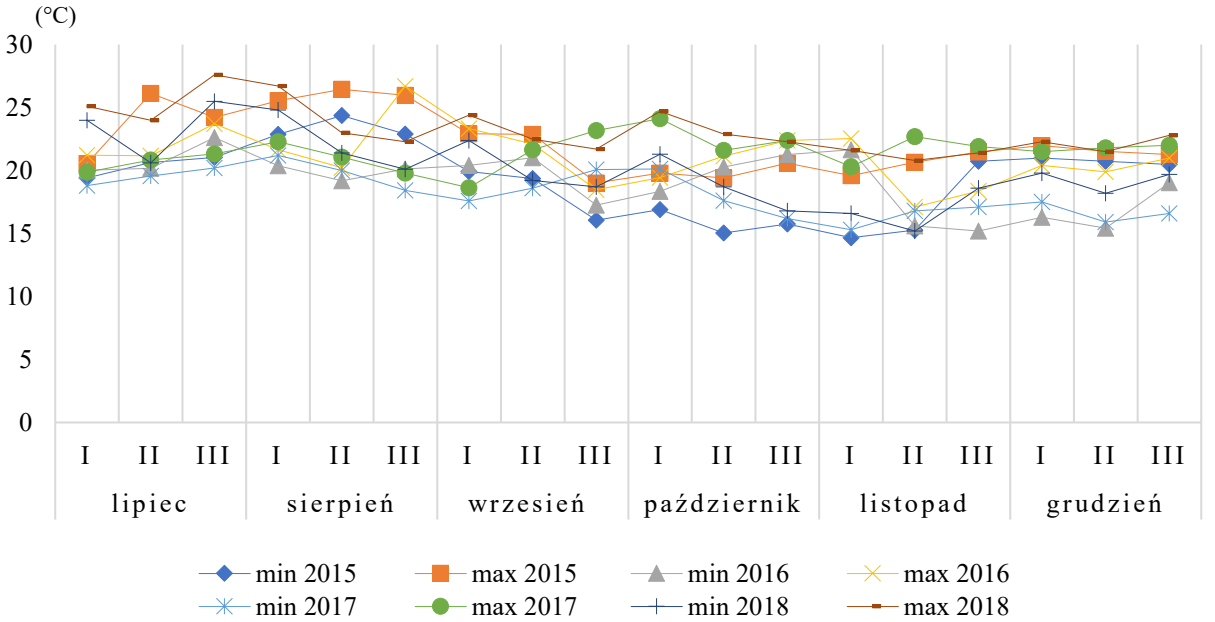
Na sadzonki przeznaczano od 2 do 4 zewnętrznych liści, w pełni wykształconych, zdrowych i wolnych od objawów żerowania szkodników. Liście wyrywano bezpośrednio przy cebuli, następnie myto z pozostałości podłoża i osuszano. Za pomocą ostrego noża cięto je na fragmenty o długości 10 cm i umieszczano na głębokości 3 cm, we wcześniej przygotowanym podłożu (fot. 4.).

Fot. 4. Przygotowywanie sadzonek liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`: A – materiał wyjściowy, B – cięcie liścia na sadzonki: C – wierzchołkowe, D – środkowe, E – nasadowe (P. Kukla)

Podczas uprawy roślin, z przeznaczeniem na sadzonki liściowe, w tunelu foliowym temperaturę powietrza regulowano za pomocą wietrzników zamontowanych w szczycie obiektu. W trakcie ukorzeniania sadzonek w szklarni, w miesiącach letnich, obiekt wietrzono za pomocą wietrzników umieszczonych w szczycie obiektu i w ścianach bocznych. W miesiącach zimowych natomiast stosowano ogrzewanie, za pomocą grzejników. W komorze klimatyzowanej temperaturę utrzymywano za pomocą klimatyzatora kompaktowego 20 HVRD (Amcor). We wszystkich miejscach temperaturę powietrza rejestrowano za pomocą czytnika Testo 175 H 2 (wyk. 1, 2).



Wykres 1. Rozkład minimalnej i maksymalnej temperatury powietrza, w tunelu foliowym podczas uprawy roślin, z przeznaczeniem na sadzonki liściowe *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`



Wykres 2. Rozkład minimalnej i maksymalnej temperatury powietrza w szklarni w trakcie ukorzeniania sadzonek liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`

W trakcie wzrostu i rozwoju roślin matecznych, zabiegi ochronne przeciwko chorobom grzybowym przeprowadzano profilaktycznie, natomiast przeciwko szkodnikom po zaobserwowaniu objawów żerowania. Stosowano preparaty zgodnie z aktualnym programem ochrony roślin ozdobnych i kartą produktu. Podczas ukorzeniania sadzonek systematycznie, w odstępach dwutygodniowych, podlewano je roztworem Previcur Energy 840 SL o stężeniu 0,15%. Regularnie, podczas trwania badań, usuwano zamierające sadzonki.

We wszystkich prowadzonych doświadczeniach, podczas ukorzeniania sadzonek, dwukrotnie, w trzecim oraz piątym miesiącu ukorzeniania, za pomocą spektrofluorymetru HANDY– PEA firmy Hansatech® (fot. 5 A.), w oparciu o standardową procedurę aparatu, wykonano pomiary parametrów indukcji fluorescencji chlorofilu *a*. Pomiary prowadzono na sadzonkach o takim samym położeniu i podobnej orientacji do światła, zacieniano je na 20 minut przed pomiarem, za pomocą fabrycznych klipsów. Oznaczenia wykonano w środkowej części sadzonki. Oznaczono i wyliczono następujące parametry:

- T_{FM} – czas wzrostu fluorescencji chlorofilu od początku pomiaru do osiągnięcia maksimum (F_M). W warunkach stresu wartość F_M osiągana jest wcześniej;
- F_O – fluorescencję początkową, będącą wynikiem strat energii wzbudzenia podczas jej przekazywania w antenach energetycznych;
- F_M – fluorescencję maksymalną, wyznaczaną po adaptacji ciemniowej;
- $F_V = F_M - F_V$ – fluorescencję zmienną, wyznaczaną po adaptacji ciemniowej;
- F_V/F_M – maksymalną potencjalną efektywność reakcji fotochemicznej w PS II wyznaczaną po adaptacji ciemniowej. Parametr ten jest bardzo czuły i miarodajny, pozwalający określić czy roślina pozostaje pod wpływem czynnika stresowego. Dla roślin w fazie pełnego rozwoju i w warunkach bezstresowych maksymalna wartość. F_V/F_M – osiąga ok. 0,83. Jej obniżenie świadczy o tym, że badana roślina wcześniej była narażona na działanie czynników stresowych, które uszkodziły funkcje PS II, zmniejszając efektywność transportu elektronów;
- PI (*Performance Index*) – wskaźnik witalności systemu PS II, który dotyczy ogólnej żywotności tego systemu.

W tych samych terminach wykorzystując aparat Chlorophyll Meter SPAD-502 firmy Minolta® (fot. 5 B.), oznaczono indeks zazielenienia liści.

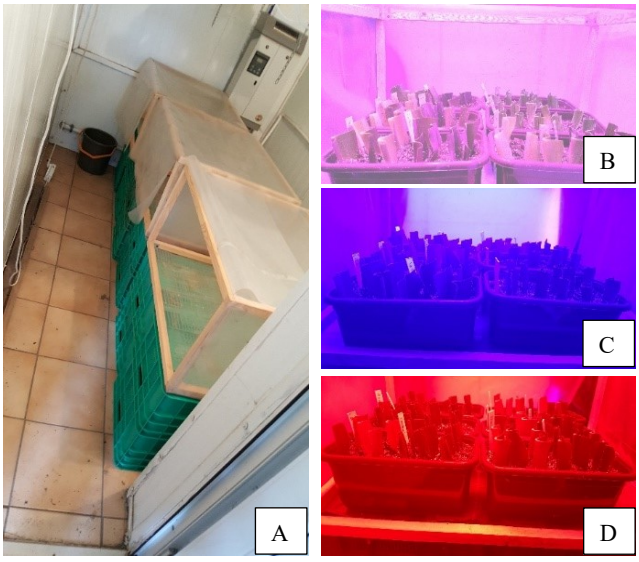
Fot. 5. Urządzenia pomiarowe: A – spektrofluorymetr Handy – PEA firmy Hansatech® (http. 3), B – Chlorophyll Meter SPAD-502 firmy Minolta® (http. 4)

W trakcie prowadzenia badań przeprowadzano obserwacje dotyczące zamierania sadzonek. Po zakończeniu doświadczeń, wykonano pomiary biometryczne wykształconych korzeni, obejmujące: długość, liczbę i masę. Oceniono również plon wytworzonych cebul przybyszowych, uwzględniając: liczbę, średnicę oraz masę.

4.2.2. Szczegółowa charakterystyka prowadzonych badań

4.2.2.1. Wpływ barwy światła, typu sadzonki, ukorzeniacza na stan fizjologiczny sadzonek oraz inicjację korzeni i plon cebul w warunkach kontrolowanych

Badania prowadzono od 11. lipca do 27. listopada, w latach 2015-2017, w komorze klimatyzowanej (fot. 6.). W pomieszczeniu, za pomocą klimatyzatora kompaktowego temperaturę powietrza w ciągu dnia utrzymywano na poziomie 18-20°C, natomiast w nocy o 2-3°C niższą. Wilgotność względna powietrza wahała się w granicach 80-85%. Sadzonki doświetlano za pomocą lamp o modułowej i ażurowej konstrukcji i regulowanym kącie oświetlenia (LED INLENE PLANT INP1-S6-OSRB i INP1-S6-OSRBW) firmy „Lediko", w których źródłem światła są diody LED firmy Osram. Stosowano trzy barwy światła: niebieską, czerwoną i białą. Przed założeniem doświadczania, za pomocą głowicy pomiarowej G.PAR-100, przystosowanej do współpracy z jednostką sterującą typu RF-100, ustalono natężenie promieniowania fotosyntetycznie czynnego (PAR). Za pomocą potencjometrów lamp ustawiono jednakowy PAR dla poszczególnych barw światła, tj. 107,3 $\mu E \cdot m^2 \cdot s^1$**.** W celu równomiernego oświetlenia powierzchni, lampy zawieszono na wysokości 80 cm. Zastosowano 12 godzinny cykl dnia i nocy.



Fot. 6. Komora klimatyzowana: A – z zamontowanym oświetleniem firmy Lediko®, doświetlanie sadzonek światłem o barwie: B – białej, C – niebieskiej, D – czerwonej (P. Kukla)

Liście do przygotowania sadzonek pobierano, z uprawy wieloletniej, 11. lipca w latach 2014-2016 zgodnie z metodyką zamieszczoną w rozdziale 4.2.1. Na sadzonki przeznaczano nasadową lub środkową część liścia. Sadzonki cięto w poprzek liści i w zależności od wariantu doświadczenia nie

traktowano lub zanurzano w ukorzeniczu Aqua B (firmy Himal), a następnie umieszczono w podłożu składającym się z torfu wysokiego i perlitu, w stosunku objętościowym 1:1. Podłoże przygotowano zgodnie z metodyką zamieszczoną w rozdziale 4.2.1. W trakcie trwania doświadczenia przeprowadzono pomiary również zgodnie z metodyką opisaną w rozdziale 4.2.1.

Doświadczenie składało się z 12 obiektów utworzonych przez: barwę światła (3) x typ sadzonki (2) x ukorzeniacz (2). Każdy z nich założono w trzech powtórzeniach, po 10 sadzonek. Łącznie w badaniach pomiary przeprowadzono na 360 sadzonkach.

4.2.2.2. Wpływ rodzaju podłoża, typu sadzonki na stan fizjologiczny sadzonek oraz inicjację korzeni i plon cebul w warunkach produkcyjnych

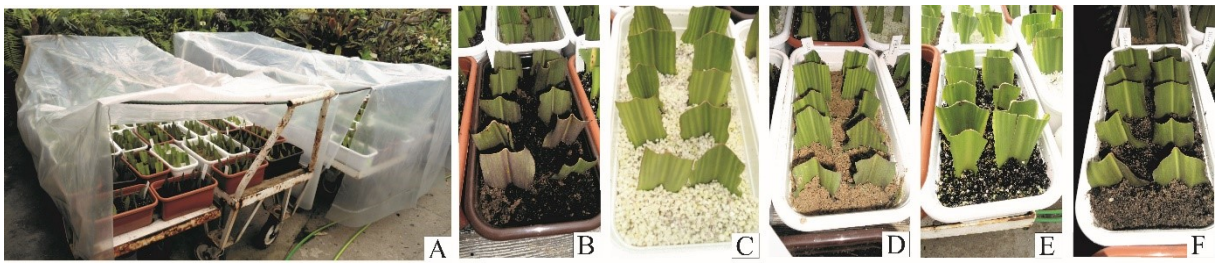
Doświadczenie prowadzono od 12. lipca do 29. listopada w latach 2015-2017, w szklarni (fot. 7.). Nie stosowano podgrzewania podłoża. W celu zwiększenia wilgotności względnej powietrza, sadzonki umieszczono pod niskim tunelem foliowym i zraszano za pomocą opryskiwacza ciśnieniowego Venus Super 360 (Kwazar).

W badaniach zastosowano podłoża: torf, perlit, piasek, torf + perlit (1:1) i torf + piasek (1:1). Sposób, w jaki przygotowano podłoża do doświadczenia opisano w rozdziale 4.2.1.

Liście pozyskiwano 12. lipca, w każdym roku prowadzenia doświadczenia, z roślin uprawianych w cyklu jednorocznym, znajdujących się w fazie juwenilnej. Na sadzonki przeznaczano nasadową, środkową lub wierzchołkową część liścia. Cięto je w poprzek i umieszczano w przygotowanym wcześniej podłożu.

W trakcie trwania doświadczenia przeprowadzono pomiary zgodnie z metodyką zamieszczoną w rozdziale 4.2.1.

W doświadczeniu oceniano 15 obiektów utworzonych przez: typ sadzonki (3) x rodzaj podłoża (5). Każdy obiekt składał się z trzech powtórzeń po 10 sadzonek. Ogółem pomiary, w każdym roku badań, wykonywano na 450 sadzonkach.



Fot. 7. Szklarnia: A – niski tunel foliowy; zastosowane warianty podłoża B – piasek, C – perlit, D – torf, E – torf i perlit (1:1), F – torf i piasek (1:1) (P. Kukla)

4.2.2.3. Wpływ masy cząsteczkowej i sposobu aplikacji chitozanu na stan fizjologiczny sadzonek oraz inicjację korzeni i plon cebul w warunkach produkcyjnych

Badania w latach 2016-2018 rozpoczynano 13. lipca, a kończono 9. grudnia. Doświadczenia założono w mnożarce, wyposażonej w system ogrzewania umożliwiający utrzymanie temperatury

podłoża o 2°C wyższej od temperatury powietrza (fot. 8.). Natężenie światła uzależnione było od panujących warunków atmosferycznych.

Liście wykorzystane do założenia doświadczenia pobierano 13. lipca w każdym roku badań, z uprawy jednorocznej, z roślin nie kwitnących. Na sadzonki przeznaczano środkową część liścia. Cięto je w poprzek. Podłoże do ukorzeniania, stanowił torf + perlit (1:1), przygotowane zgodnie z metodyką zamieszczoną w rozdziale 4.2.1.

W badaniach stosowano chitozan o masie cząsteczkowej 7000 lub 10000 g·mol^{-1}. Związek ten uzyskano na drodze kontrolowanej degradacji wolnorodnikowej chityny, otrzymanej z pancerzy krewetek, w Zakładzie Opakowalnictwa i Biopolimerów Zachodniopomorskiego Uniwersytetu Technologicznego w Szczecinie. Stosowano formę chlorkową o stężeniu 0,4%, rozpuszczając ten związek bezpośrednio w wodzie wodociągowej. Roztwór chitozanu aplikowano poprzez moczenie, podlewanie lub opryskiwanie sadzonek. Przygotowane zgodnie z metodyką zamieszczoną w rozdziale 4.2.1. sadzonki, zanurzano w roztworze tego związku na głębokość 1 cm i umieszczano w podłożu. W tym samym terminie, w wariantach, w których sadzonki podlewano lub opryskiwano roztworem chitozanu, związek ten stosowano pierwszy raz. Kolejne zabiegi powtarzano, co 14 dni, zużywając do podlewania oraz opryskiwania po 3 ml roztworu na sadzonkę. Łącznie chitozan stosowano 11 razy. W trakcie trwania doświadczenia przeprowadzono pomiary zgodnie z metodyką zamieszczoną w rozdziale 4.2.1. W ramach przeprowadzonych badań porównywano 8 obiektów utworzonych przez: masę cząsteczkową chitozanu (2) x sposób aplikacji (4). Każdy z nich założono w trzech powtórzeniach po 10 sadzonek. Łącznie w badaniach pomiary przeprowadzono na 240 sadzonkach.

Fot. 8. Mnożarka – A; chitozan o masie cząsteczkowej B – 7000g·mol^{-1}, C – 10000g·mol^{-1} (fot. P. Kukla)

4.2.2.4. Wpływ terminu pobrania i typu sadzonki na stan fizjologiczny oraz inicjację korzeni i plon cebul w warunkach produkcyjnych

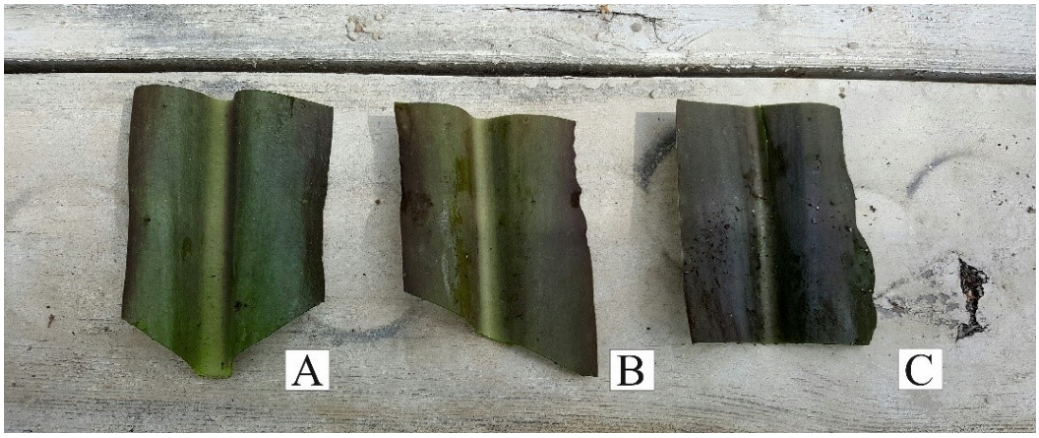
Badania prowadzono od 12. lipca do 8. grudnia w 2015 roku, w szklarni. Temperatura i natężenie światła uzależnione były od panujących warunków atmosferycznych. Nie stosowano podgrzewania podłoża. W celu zwiększenia wilgotności względnej powietrza, sadzonki umieszczono

pod niskim tunelem foliowym i zraszano za pomocą opryskiwacza ciśnieniowego Venus Super 360 (Kwazar).

Liście pozyskiwano z uprawy jednorocznej, z roślin znajdujących się w różnych fazach rozwojowych: wegetatywnej (4 miesiące po posadzeniu) i generatywnej (6 miesiąc uprawy). Na sadzonki przeznaczano środkową część liścia. Liście cięto w poprzek, na skos lub w klin (fot. 9.) i umieszczano w przygotowanym wcześniej podłożu składającym się z torfu wysokiego i perlitu, w stosunku objętościowym 1:1. Podłoże przygotowano zgodnie z metodyką zamieszczoną w rozdziale 4.2.1.

W trakcie trwania doświadczenia przeprowadzono pomiary zgodnie z metodyką zamieszczoną w rozdziale 4.2.1.

Doświadczenie składało się z 6 obiektów utworzonych przez: termin pobrania sadzonki (2) x sposób cięcia (3). Każdy z nich założono w trzech powtórzeniach po 10 sadzonek. Łącznie w badaniach pomiary przeprowadzono na 180 sadzonkach.



Fot. 9. Zastosowane warianty cięcia: A – w klin, B – na skos, C – w poprzek (P. Kukla)

W związku z przedwczesnym zamieraniem sadzonek oraz niewielką liczbą wykształconych korzeni i cebul przybyszowych, spowodowanych opóźnionym terminem pobrania sadzonek (faza generatywna) oraz znacznym porażeniem liści przez choroby i szkodniki, doświadczenie przerwano i zrezygnowano z kontynuacji w kolejnych latach.

4.2.3. Metody opracowania wyników

We wszystkich doświadczeniach wyniki odnoszące się do parametrów fluorescencji chlorofilu *a* i indeksu zazielenienia oraz w doświadczeniu 4.2.2.1. dane dotyczące parametrów korzeni i plonu cebul zweryfikowano statystycznie za pomocą trójczynnikowej analizy wariancji, natomiast w doświadczeniach 4.2.2.2. i 4.2.2.3. wyniki odnoszące się do parametrów korzeni i plonu cebul opracowano za pomocą dwuczynnikowej analizy wariancji, w układzie kompletnej randomizacji, w kolejnych latach badań i jako syntezę z trzech lat. Porównanie średnich wykonano na podstawie testu Tukey'a, przy poziomie istotności $\alpha = 0{,}05$. Uzyskane wyniki dotyczące odsetka zamarłych sadzonek opracowano na podstawie wartości średnich.

5. OMÓWIENIE WYNIKÓW

5.1. Wpływ barwy światła, typu sadzonki, ukorzeniacza na stan fizjologiczny sadzonek oraz inicjację korzeni i plon cebul w warunkach kontrolowanych

5.1.1. Parametry fluorescencji chlorofilu *a*

We wszystkich latach powadzenia badań, w trzecim miesiącu ukorzeniania, wykazano istotny wpływ stosowania ukorzeniacza na czas wzrostu fluorescencji chlorofilu od początku pomiaru do osiągnięcia maksimum (tab. 3.). W 2016 i 2015 roku większą wartość T_{FM} oznaczono w obiektach, w których nie użyto ukorzeniacza. W porównaniu do sadzonek traktowanych tym preparatem, różnice te wynosiły odpowiednio 55,4 i 88,9. Tylko w 2017 roku udowodniono odwrotną zależność. W obiektach, gdzie stosowano ukorzeniacz oznaczono o 131,1 większy T_{FM} niż w tych, w których go nie aplikowano. We wszystkich trzech latach prowadzenia doświadczenia stwierdzono istotny wpływ barwy światła na oceniany wskaźnik. W 2015 roku największą jego wartość oznaczono w sadzonkach doświetlanych światłem niebieskim. Mniejszą, o 60,0 T_{FM} ustalono w obiekcie, w którym stosowano światło białe. Najmniejszą zaś w tym, w gdzie lampy emitowały światło barwy czerwonej, a różnica ta wynosiła 141,7. Inną zależność wykazano w 2016 roku. Istotnie większy T_{FM} stwierdzono w sadzonkach doświetlanych światłem białym, w stosunku do tych, które umieszczono pod lampami emitującymi światło niebieskie i czerwone. Różnice te wynosiły odpowiednio 129,5 i 141,7. W 2017 roku natomiast istotnie największą wartość analizowanego parametru oznaczono w sadzonkach ukorzenianych pod lampami emitującymi światło barwy czerwonej. Mniejszy, o 65,4 T_{FM}, wykazano doświetlając sadzonki światłem białym, z kolei najmniejszy stosując światło o barwie niebieskiej. Różnica w stosunku do światła czerwonego wynosiła 173,3. Analizując dane uzyskane w doświadczeniu, wykazano także istotny wpływ typu sadzonki na oceniany parametr. We wszystkich latach badań, większą jego wartość oznaczono w sadzonkach pobranych z części nasadowej niż środkowej liścia. Różnice te wynosiły w 2016 roku - 166,4, w 2015 roku – 127,2 i w 2017 roku – 65,1.

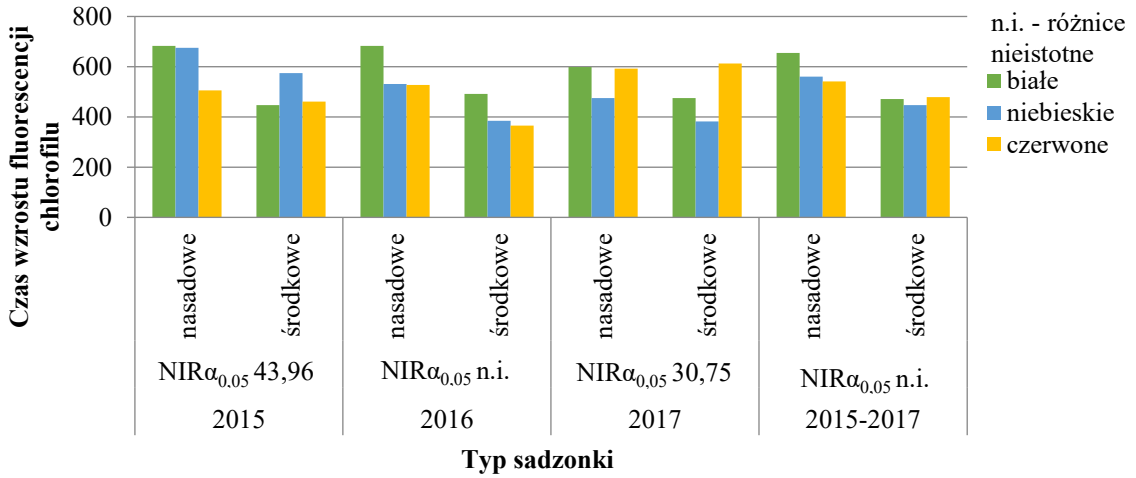
Na podstawie syntezy wyników (tab. 3.) udowodniono istotny wpływ tylko barwy światła i typu sadzonki na czas wzrostu fluorescencji chlorofilu, od początku pomiaru do osiągnięcia maksimum. Większy T_{FM} oznaczono w obiekcie, gdzie lampy emitowały światło barwy białej, tylko w stosunku do obiektu, w którym doświetlano sadzonki światłem barwy niebieskiej. Różnica ta wynosiła 59,2. Ponadto wykazano, że sadzonki cięte z części nasadowej charakteryzowały się większym, średnio o 119,6, czasem wzrostu fluorescencji chlorofilu niż te, które pozyskano z części środkowej liścia. W przeprowadzonych badaniach stwierdzono niejednakowe współdziałanie między barwą światła a stosowaniem ukorzeniacza. W obiektach doświadczalnych, w których sadzonek nie traktowano tym preparatem, większą wartość T_{FM} oznaczono wtedy, gdy doświetlano je światłem czerwonym, mniejszą światłem niebieskim i białym. Natomiast w przypadku sadzonek, na których stosowano ukorzeniacz, istotnie większą wartość parametru T_{FM} wykazano pod wpływem światła o barwie białej, w stosunku do światła niebieskiego i czerwonego. Na podstawie średnich wyników z lat badań, nie stwierdzono istotnej

interakcji między typem sadzonki a stosowaniem ukorzeniacza (tab. 3.). Ponadto nie wykazano również istotnego współdziałania między typem sadzonki a barwą światła (wyk. 3.).

Tabela 3. Czas wzrostu fluorescencji chlorofilu od początku pomiaru do osiągnięcia maksimum (T_{FM}) w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od stosowania ukorzeniacza, barwy światła i typu sadzonki – trzeci miesiąc ukorzeniania

Lata	Ukorzeniacz (A)	Barwa światła (B)			Typ sadzonki (C)		Średnia
		Białe	Niebieskie	Czerwone	Nasadowa	Środkowa	
2015	Bez ukorzeniacza	565,0	666,7	575,0	677,8	526,7	602,2
	Ukorzeniacz	565,0	583,3	391,7	565,0	461,7	513,3
	Średnia	565,0	625,0	483,3	621,4	494,2	557,8
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-25,38 B-38,06 C-25,38 B(A)-53,82 A(B)-43,96 C×A-n.i. C(B)-43,96 B(C)-53,82 A×B×C-n.i.					
2016	Bez ukorzeniacza	508,3	574,3	491,7	663,3	386,2	524,8
	Ukorzeniacz	666,7	341,7	400,0	497,2	441,7	469,4
	Średnia	587,5	458,0	445,8	580,3	413,9	497,1
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-25,39 B-38,07 C-25,39 B(A)-53,84 A(B)-43,98 C(A)-43,98 A(C)-43,98 C×B-n.i. A×B×C-n.i.					
2017	Bez ukorzeniacza	470,8	300,0	600,0	461,1	452,8	456,9
	Ukorzeniacz	602,5	557,5	604,2	648,9	527,1	588,0
	Średnia	536,7	428,8	602,1	555,0	489,9	522,5
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-17,75 B-26,62 C-17,75 B(A)-37,64 A(B)-30,75 C(A)-30,75 A(C)-30,75 C(B)-30,75 B(C)-37,64 A×B×C-n.i.					
2015 - 2017	Bez ukorzeniacza	514,7	513,6	555,6	600,7	455,2	528,0
	Ukorzeniacz	611,4	494,2	465,3	570,4	476,9	523,6
	Średnia	563,1	503,9	510,4	585,6	466,0	525,8
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-58,33 C-31,27 B(A)-38,09 A(B)-31,65 C×A-n.i. C×B-n.i. A×B×C-n.i.					

Objaśnienia: n.i.- różnice nieistotne.



Wykres 3. Czas wzrostu fluorescencji chlorofilu od początku pomiaru do osiągnięcia maksimum (T_{FM}) w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki i barwy światła – trzeci miesiąc ukorzeniania

Czas wzrostu fluorescencji chlorofilu od początku pomiaru do osiągnięcia maksimum, pod koniec okresu ukorzeniania, we wszystkich latach prowadzenia doświadczenia, w istotny sposób zależał od stosowania ukorzeniacza (tab. 4.). W 2015 roku, istotnie większą jego wartość oznaczono w sadzonkach nietraktowanych tym preparatem niż w tych, na które go aplikowano. Natomiast w latach 2016 i 2017 wykazano odwrotną zależność. Zarówno w pierwszym, jak i ostatnim roku prowadzenia

badań wykazano również istotny wpływ barwy światła na analizowaną cechę. W 2015 roku, większym T_{FM} odznaczały się sadzonki doświetlane światłem barwy białej i czerwonej, w stosunku do tych umieszczonych pod lampami emitującymi światło niebieskie. W 2017 roku natomiast, istotnie największy czas wzrostu fluorescencji chlorofilu od początku pomiaru do osiągnięcia maksimum oznaczono w obiekcie, w którym stosowano światło barwy niebieskiej, mniejszy w tym, gdzie sadzonki doświetlano światłem barwy czerwonej, najmniejszy zaś w obiekcie, w którym lampy emitowały światło białe. Tylko w 2017 roku wykazano istotny wpływ typu sadzonki na wartość parametru T_{FM}. Sadzonki cięte z części nasadowej charakteryzowały się o 40,5 większym T_{FM} w stosunku do tych, które pozyskano z części środkowej liścia.

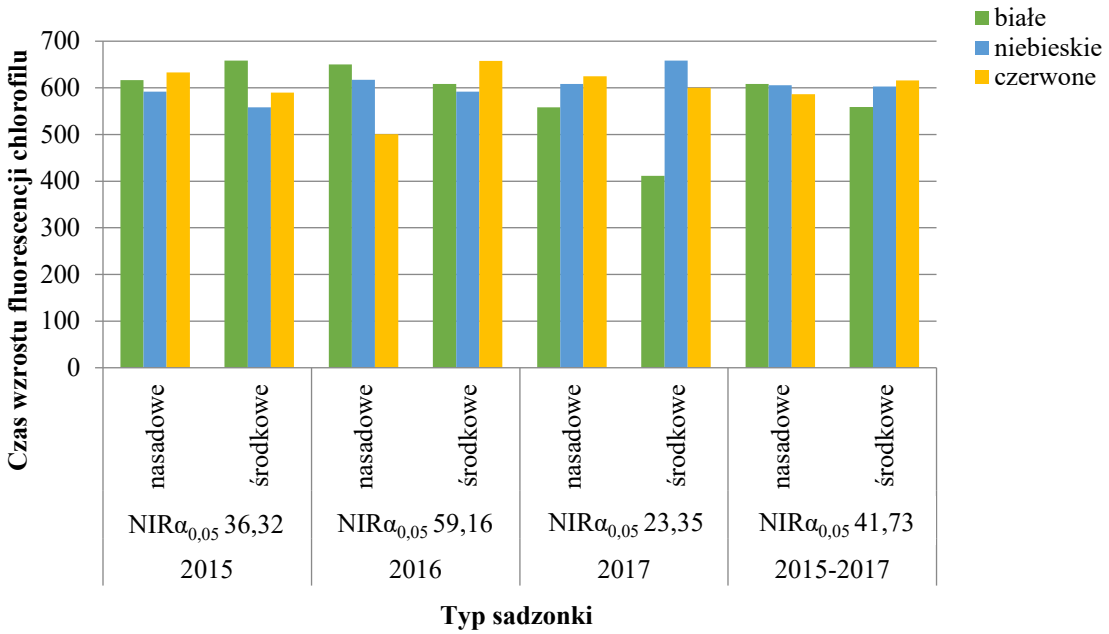
Tabela 4. Czas wzrostu fluorescencji chlorofilu od początku pomiaru do osiągnięcia maksimum (T_{FM}) w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od stosowania ukorzeniacza, barwy światła i typu sadzonki – piąty miesiąc ukorzeniania

Lata	Ukorzeniacz (A)	Barwa światła (B)			Typ sadzonki (C)		Średnia
		Białe	Niebieskie	Czerwone	Nasadowa	Środkowa	
2015	Bez ukorzeniacza	700,0	641,7	700,0	672,2	688,9	680,6
	Ukorzeniacz	575,0	508,3	523,3	555,6	515,6	535,6
	Średnia	637,5	575,0	611,7	613,9	602,2	608,1
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-20,97 B-31,44 C-n.i. B×A-n.i. C(A)-36,32 A(C)-36,32 C(B)-36,32 B(C)-44,47 A×B×C-n.i.					
2016	Bez ukorzeniacza	558,3	583,3	458,3	528,3	538,3	533,3
	Ukorzeniacz	700,0	625,8	700,0	650,6	700,0	675,3
	Średnia	629,2	604,6	579,2	589,4	619,2	604,3
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-34,15 B-n.i. C-n.i. B(A)-72,42 A(B)-59,16 C×A-n.i. C(B)-59,16 B(C)-72,42 A×B×C-n.i.					
2017	Bez ukorzeniacza	386,7	566,7	550,0	522,2	480,0	501,1
	Ukorzeniacz	583,3	700,0	675,0	672,2	633,3	652,8
	Średnia	485,0	633,3	612,5	597,2	556,7	576,9
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-13,48 B-20,22 C-13,48 B(A)-28,59 A(B)-23,35 C×A-n.i. C(B)-23,35 B(C)-28,59 A×B×C-n.i.					
2015 - 2017	Bez ukorzeniacza	548,5	597,2	569,4	574,3	569,3	571,7
	Ukorzeniacz	619,3	611,4	632,8	626,1	616,2	621,2
	Średnia	583,9	604,3	601,1	600,2	592,7	596,4
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-46,83 B-n.i. C-n.i. B(A)-32,00 A(B)-26,59 C×A-n.i. C(B)-41,73 B(C)-50,19 A×B×C-n.i.					

Objaśnienia jak w tabeli 3.

Porównując dane dotyczące czasu wzrostu fluorescencji chlorofilu od początku pomiaru do osiągnięcia maksimum, na podstawie średnich wyników z lat badań, stwierdzono jedynie istotny wpływ stosowania ukorzeniacza (tab. 4.). Większą wartość tego parametru oznaczono w sadzonkach traktowanych tym preparatem, w stosunku do tych, na których go niestosowano. Różnica ta wynosiła średnio 49,5. W przeprowadzonym doświadczeniu wykazano istotną interakcję między barwą światła a stosowaniem ukorzeniacza. W obiektach, w których nie używano tego preparatu, większą wartością T_{FM} charakteryzowały się sadzonki doświetlane światłem niebieskim, jednak tylko w stosunku do tych umieszczonych pod lampami emitującymi światło białe. Różnica ta wynosiła 48,7. W przypadku sadzonek traktowanych ukorzeniaczem, nie stwierdzono istotnego wpływu barwy światła

na analizowaną cechę. Udowodniono także istotne współdziałanie między typem sadzonki a barwą światła (wyk. 4.). Stosując lampy emitujące światło białe, większy o 49,1 T_{FM} oznaczono w sadzonkach nasadowych niż środkowych. W przypadku pozostałych barw światła, nie stwierdzono istotnego wpływu typu sadzonki na oceniany parametr. Nie wykazano istotnej interakcji między typem sadzonki, a stosowaniem ukorzeniaczem (tab. 4.).



Wykres 4. Czas wzrostu fluorescencji chlorofilu od początku pomiaru do osiągnięcia maksimum (T_{FM}) w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy, w zależności od typu sadzonki i barwy światła - piąty miesiąc ukorzeniania

Jedynie w latach 2015 i 2017 wykazano istotny wpływ stosowania ukorzeniacza na fluorescencję początkową, mierzoną w trzecim miesiącu trwania doświadczenia (tab. 5.). Sadzonki, traktowane tym preparatem, charakteryzowały się większym F_O w porównaniu z tymi, u których go nie aplikowano. Różnice te wynosiły odpowiednio 22,3 i 112,9. Tylko w 2017 roku stwierdzono istotny wpływ barwy światła na analizowaną cechę. Większą fluorescencję początkową oznaczono, stosując światło białe i czerwone niż światło niebieskie. Również tylko w ostatnim roku prowadzenia badań wykazano istotny wpływ typu sadzonki na wartość F_O. Sadzonki cięte ze środkowej części, odznaczały się o 17,8 większą fluorescencją początkową niż sadzonki pozyskiwane z nasadowej części liścia.

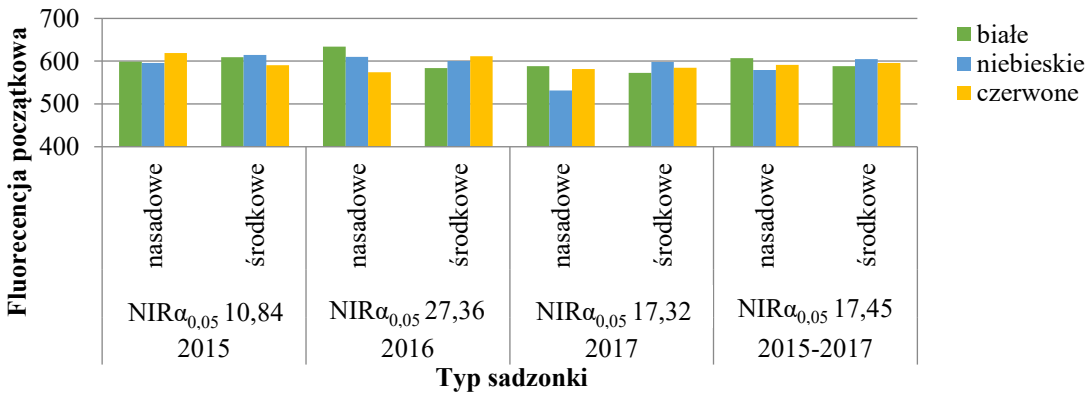
Na podstawie syntezy wyników, w trzecim miesiącu trwania doświadczenia, stwierdzono istotny wpływ stosowania ukorzeniacza na ocenianą cechę (tab. 5.). W sadzonkach, na których stosowano ten preparat oznaczono o 49,5 większą wartość F_O, w stosunku do tych nim nietraktowanych. W przeprowadzonych badaniach nie wykazano istotnego wpływu barwy światła i typu sadzonki na fluorescencję początkową po adaptacji w ciemności. Analizując uzyskane wyniki, dowiedziono istotną interakcję między barwą światła a stosowaniem ukorzeniacza. W obiektach, w których zastosowano ten preparat, większą wartość F_O oznaczono, doświetlając sadzonki światłem białym, tylko w stosunku do tych obiektów, gdzie zastosowano lampy emitujące światło czerwone. Różnica ta wynosiła 18,0. Natomiast w przypadku sadzonek nietraktowanych ukorzeniaczem, nie wykazano istotnego wpływu

barwy światła na ocenianą cechę. W przeprowadzonym doświadczeniu stwierdzono również niejednakowe współdziałanie między typem sadzonki a stosowaniem ukorzeniacza. W obiektach, w których go nie aplikowano, większą fluorescencję początkową oznaczono w sadzonkach pobieranych ze środkowej niż nasadowej części liścia. Odwrotną zależność wykazano w przypadku sadzonek traktowanych ukorzeniaczem. Ponadto udowodniono istotną interakcję między typem sadzonki a barwą światła (wyk. 5.). Sadzonki doświetlane światłem barwy białej, charakteryzowały się większą F_O wtedy, gdy cięto je z części nasadowej niż środkowej liścia. Odwrotną zależność wykazano pod wpływem światła niebieskiego. Stosując światło o barwie czerwonej, nie dowiedziono istotnego oddziaływania typu sadzonki na analizowaną cechę.

Tabela 5. Fluorescencja początkowa (F_O) po adaptacji w ciemności w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od stosowania ukorzeniacza, barwy światła i typu sadzonki – trzeci miesiąc ukorzeniania

Lata	Ukorzeniacz (A)	Barwa światła (B)			Typ sadzonki (C)		Średnia
		Białe	Niebieskie	Czerwone	Nasadowa	Środkowa	
2015	Bez ukorzeniacza	591,5	591,7	597,5	596,7	590,4	593,6
	Ukorzeniacz	616,5	619,0	612,2	612,2	619,6	615,9
	Średnia	604,0	605,3	604,8	604,5	605,0	604,7
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-6,26 B-n.i. C-n.i. B×A-n.i. C(A)-10,84 A(C)-10,84 C(B)-10,84 B(C)-13,27 A×B×C-n.i.					
2016	Bez ukorzeniacza	587,2	610,3	590,4	582,0	609,9	596,0
	Ukorzeniacz	630,8	600,6	595,9	630,6	587,6	609,1
	Średnia	609,0	605,5	593,2	606,3	598,8	602,5
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-n.i. C-n.i. B(A)-33,49 A(B)-27,36 C(A)-27,36 A(C)-27,36 C(B)-27,36 B(C)-33,49 A×B×C-n.i.					
2017	Bez ukorzeniacza	522,9	492,6	543,7	500,1	539,4	519,7
	Ukorzeniacz	637,8	637,4	622,7	634,4	630,8	632,6
	Średnia	580,3	565,0	583,2	567,3	585,1	576,2
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-10,00 B-15,00 C-10,00 B(A)-21,21 A(B)-17,32 C(A)-17,32 A(C)-17,32 C(B)-17,32 B(C)-21,21 A×B×C-n.i.					
2015 - 2017	Bez ukorzeniacza	567,2	564,9	577,2	559,6	579,9	569,7
	Ukorzeniacz	628,3	619,0	610,3	625,8	612,6	619,2
	Średnia	597,8	591,9	593,7	592,7	596,3	594,5
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-15,95 B-n.i. C-n.i. B(A)-14,36 A(B)-11,94 C(A)-11,73 A(C)-11,73 C(B)-17,45 B(C)-20,99 A×B×C-n.i.					

Objaśnienia jak w tabeli 3.



Wykres 5. Fluorescencja początkowa (F_O) po adaptacji w ciemności w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki i barwy światła – trzeci miesiąc ukorzeniania

W przeprowadzonym doświadczeniu, tylko w latach 2015 i 2017 stwierdzono istotny wpływ stosowania ukorzeniacza i barwy światła na wartość fluorescencji początkowej, mierzonej pod koniec okresu ukorzeniania (tab. 6.). W obiekcie, w którym sadzonki traktowano tym preparatem, oznaczono większą wartość F_O, w porównaniu do tego obiektu, gdzie nie aplikowano ukorzeniacza. Różnica ta wynosiła odpowiednio w 2015 roku - 7,2 i 2017 roku - 9,7. W pierwszym roku prowadzenia badań większy wskaźnik F_O oznaczono w sadzonkach umieszczonych pod lampami emitującymi światło białe, tylko w stosunku do tych doświetlanych lampami o czerwonej barwie światła. Z kolei w 2017 roku istotnie większą wartość analizowanego parametru oznaczono w sadzonkach, na które oddziaływało światło białe i czerwone, w porównaniu do światła niebieskiego. W poszczególnych latach prowadzenia badań wykazano niejednakowy wpływ typu sadzonki na fluorescencję początkową. W 2015 roku, większą F_O oznaczono w sadzonkach pobranych z części nasadowej, w stosunku do tych, które pozyskano z części środkowej liścia. W kolejnych dwóch latach prowadzenia badań stwierdzono odwrotną zależność.

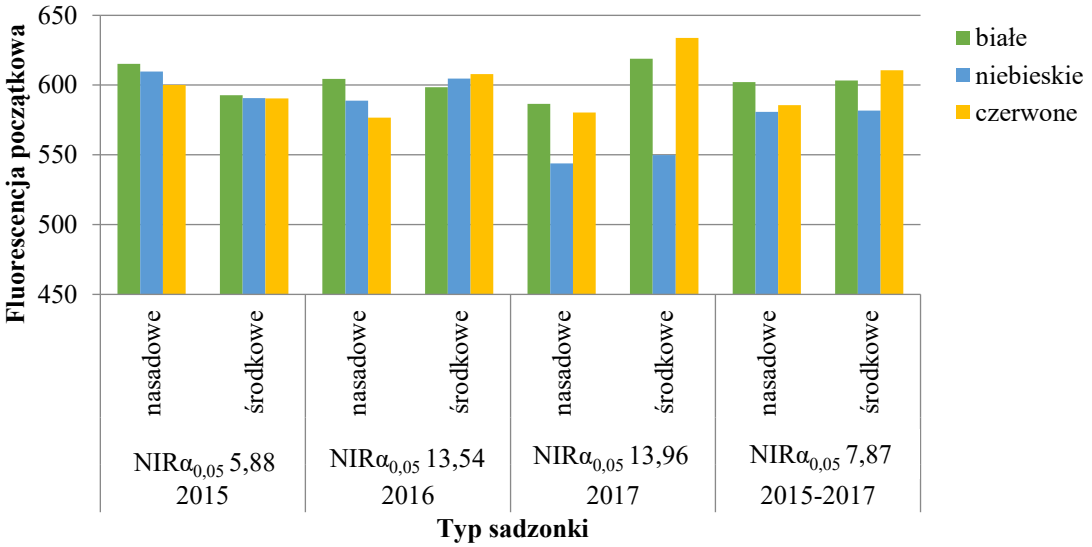
Tabela 6. Fluorescencja początkowa (F_O) po adaptacji w ciemności w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od stosowania ukorzeniacza, barwy światła i typu sadzonki – piąty miesiąc ukorzeniania

Lata	Ukorzeniacz (A)	Barwa światła (B)			Typ sadzonki (C)		Średnia
		Białe	Niebieskie	Czerwone	Nasadowa	Środkowa	
2015	Bez ukorzeniacza	600,8	595,7	592,3	604,4	587,9	596,2
	Ukorzeniacz	607,2	604,8	598,1	612,2	594,6	603,4
	Średnia	604,0	600,2	595,2	608,3	591,3	599,8
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-3,40 B-5,09 C-3,40 B×A-n.i. C×A-n.i. C(B)-5,88 B(C)-7,20 A×B×C-n.i.					
2016	Bez ukorzeniacza	609,7	605,0	580,3	586,7	609,9	598,3
	Ukorzeniacz	593,3	588,6	604,2	593,2	597,6	595,4
	Średnia	601,5	596,8	592,2	589,9	603,7	596,8
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-n.i. C-7,82 B(A)-16,58 A(B)-13,54 C(A)-13,54 A(C)-13,54 C(B)-13,54 B(C)-16,58 A×B×C-n.i.					
2017	Bez ukorzeniacza	592,0	539,8	610,2	578,2	583,1	580,6
	Ukorzeniacz	613,3	553,8	603,8	562,2	618,5	590,3
	Średnia	602,7	546,8	607,0	570,2	600,8	585,5
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-8,06 B-12,08 C-8,06 B(A)-17,09 A(B)-13,96 C(A)-13,96 A(C)-13,96 C(B)-13,96 B(C)-17,09 A×B×C-n.i.					
2015 - 2017	Bez ukorzeniacza	600,8	580,1	594,2	589,8	593,6	591,7
	Ukorzeniacz	604,6	582,4	602,1	589,2	603,5	596,4
	Średnia	602,7	581,3	598,2	589,5	598,6	594,0
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-3,96 B-13,44 C-5,33 B×A-n.i. C×A-n.i. C(B)-7,87 B(C)-9,46 A×B×C-n.i.					

Objaśnienia jak w tabeli 3.

Na podstawie średnich wyników z lat badań, pod koniec trwania doświadczenia, wykazano, że każdy z porównywanych w doświadczeniu czynników wpływał istotnie na wartość parametru F_O (tab. 6.). W sadzonkach traktowanych ukorzeniaczem, oznaczono większą wartość fluorescencji początkowej, mniejszą zaś w tych, na których nie stosowano tego preparatu. Różnica ta wynosiła 4,7. Istotnie większy parametr F_O udowodniono w obiektach doświetlanych światłem barwy białej i czerwonej, w stosunku do obiektu, gdzie zastosowano światło niebieskie. Ponadto wykazano, że

sadzonki pobierane z części środkowej, odznaczają się większą o 9,1 fluorescencją początkową, niż cięte z części nasadowej liścia. Analizując uzyskane w badaniach wyniki, stwierdzono istotną interakcję tylko między typem sadzonki a barwą światła (wyk. 6.). W obiektach doświetlanych światłem czerwonym wykazano, że większą wartością F_O charakteryzują się sadzonki pozyskiwane ze środkowej części, w porównaniu do pobieranych z części nasadowej liścia. Stosowanie światła białego i niebieskiego nie miało istotnego wpływu na oznaczany parametr w sadzonkach liściowych.



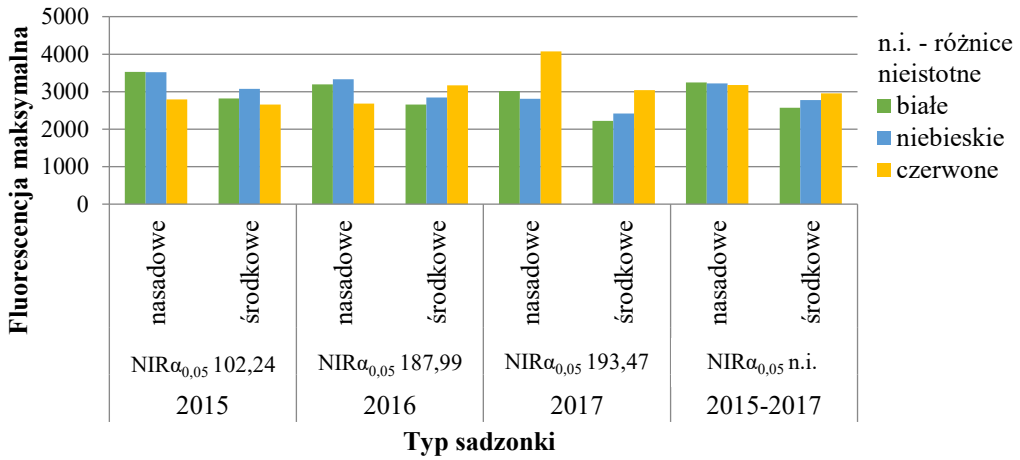
Wykres 6. Fluorescencja początkowa (F_O) po adaptacji w ciemności w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki i barwy światła – piąty miesiąc ukorzeniania

W poszczególnych latach badań, wykazano niejednakowy wpływ stosowania ukorzeniacza na fluorescencję maksymalną, mierzoną w trzecim miesiącu ukorzeniania (tab. 7.). W 2015 roku, w sadzonkach nietraktowanych tym preparatem oznaczono aż o 313,6 większą wartość parametru Fm, w stosunku do sadzonek traktowanych ukorzeniaczem. W kolejnych dwóch latach prowadzenia doświadczenia, dowiedziono jednak odwrotną zależność. Istotnie większą fluorescencję maksymalną wykazano w obiektach traktowanych ukorzeniaczem, w porównaniu do tych, w których go nie stosowano. Różnica ta wyniosła w 2016 roku - 158,8 i w 2017 roku - aż 661,4. Na podstawie przeprowadzonej analizy wariancji wykazano istotny wpływ barwy światła na oznaczaną cechę. W 2015 roku, największą fluorescencją maksymalną odznaczały się sadzonki doświetlane światłem niebieskim, mniejszą światłem białym, najmniejszą zaś światłem czerwonym. W 2016 roku istotnie większą wartość F_M oznaczono w sadzonkach pod wpływem światła niebieskiego, w stosunku do światła białego i czerwonego. Różnica wynosiła odpowiednio 164,7 i 164,8. Inny wpływ barwy światła stwierdzono, w 2017 roku. Wykazano, że sadzonki doświetlane światłem barwy czerwonej odznaczają się większą fluorescencją maksymalną, w porównaniu do tych umieszczonych pod lampami emitującymi światło białe i niebieskie. Różnica ta wynosiła odpowiednio aż 937,3 i 947,3. We wszystkich trzech latach badań dowiedziono także istotny wpływ typu sadzonki na wartość parametru F_M. Stwierdzono, że sadzonki nasadowe charakteryzują się większą fluorescencją maksymalną, w stosunku do sadzonek środkowych. Istotnie największą różnicę wykazano w 2017 roku – aż 741,0, mniejszą w 2015 roku – 428,0, najmniejszą zaś w 2016 roku – 173,7.

Tabela 7. Fluorescencja maksymalna (F_M) po adaptacji w ciemności w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od stosowania ukorzeniacza, barwy światła i typu sadzonki – trzeci miesiąc ukorzeniania

Lata	Ukorzeniacz (A)	Barwa światła (B)			Typ sadzonki (C)		Średnia
		Białe	Niebieskie	Czerwone	Nasadowa	Środkowa	
2015	Bez ukorzeniacza	3140,3	3516,5	3003,2	3217,1	3222,8	3220,0
	Ukorzeniacz	3207,3	3075,4	2436,4	3337,2	2475,6	2906,4
	Średnia	3173,8	3296,0	2719,8	3277,2	2849,2	3063,2
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-59,03 B-88,50 C-59,03 B(A)-125,16 A(B)-102,24 C(A)-102,24 A(C)-102,24 C(B)-102,24 B(C)-125,16 A×B×C-n.i.					
2016	Bez ukorzeniacza	2695,0	3166,8	2836,9	3204,7	2594,4	2899,6
	Ukorzeniacz	3153,3	3010,8	3011,1	2926,9	3189,8	3058,4
	Średnia	2924,1	3088,8	2924,0	3065,8	2892,1	2979,0
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-108,54 B-162,73 C-108,54 B(A)-230,14 A(B)-187,99 C(A)-187,99 A(C)-187,99 C(B)-187,99 B(C)-230,14 A×B×C-n.i.					
2017	Bez ukorzeniacza	2286,9	2379,5	3128,8	2824,2	2372,6	2598,4
	Ukorzeniacz	2953,1	2840,6	3985,8	3775,0	2744,6	3259,8
	Średnia	2620,0	2610,0	3557,3	3299,6	2558,6	2929,1
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-111,70 B-167,48 C-111,70 B(A)-236,85 A(B)-193,47 C(A)-193,47 A(C)-193,47 C(B)-193,47 B(C)-236,85 A×B×C-n.i.					
2015 - 2017	Bez ukorzeniacza	2707,4	3020,9	2989,6	3082,0	2730,0	2906,0
	Ukorzeniacz	3104,6	2975,6	3144,4	3346,4	2803,3	3074,8
	Średnia	2906,0	2998,2	3067,0	3214,2	2766,6	2990,4
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-140,11 B-n.i. C-68,11 B(A)-190,32 A(B)-158,14 C×A-n.i. C×B-n.i. A×B×C-n.i.					

Objaśnienia jak w tabeli 3.



Wykres 7. Fluorescencja maksymalna (F_M) po adaptacji w ciemności w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki i barwy światła – trzeci miesiąc ukorzeniania

Wartość fluorescencji maksymalnej, po adaptacji w ciemności, u sadzonek liściowych, niezależnie od roku prowadzenia badań, w trzecim miesiącu ukorzeniania, w istotny sposób zależała od stosowania ukorzeniacza i typu sadzonki (tab. 7.). Większą o 168,8 F_M oznaczono w sadzonkach traktowanych ukorzeniaczem, w porównaniu do tych, u których go niestosowano. Większą fluorescencją maksymalną charakteryzowały się sadzonki pobierane z nasadowej części liścia, a mniejszą o 447,6 te, które pozyskano z części środkowej. Nie dowiedziono natomiast istotnego wpływu barwy światła na analizowany parametr. Na podstawie syntezy wyników wykazano istotną

interakcję między barwą światła a stosowaniem ukorzeniacza. W obiektach, w których sadzonek nie traktowano tym preparatem, większą wartość parametru F_M oznaczono w tych doświetlanych światłem barwy czerwonej i niebieskiej, w porównaniu do sadzonek umieszczonych pod lampami emitującymi światło białe. Z kolei w sadzonkach, na które aplikowano ukorzeniacz, nie wykazano istotnego wpływu barwy światła na wielkość oznaczanego parametru. Nie stwierdzono istotnej interakcji między typem sadzonki a stosowaniem ukorzeniacza (tab. 7.) oraz między typem sadzonki a barwą światła (wyk. 7.).

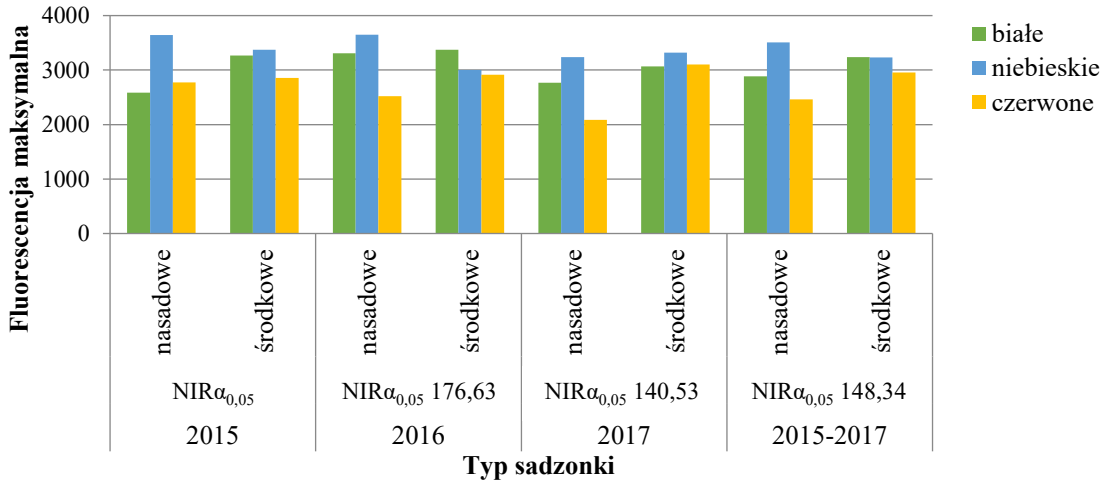
Oceniając wartość fluorescencji maksymalnej, mierzonej pod koniec okresu ukorzeniania, wykazano istotny wpływ stosowania ukorzeniacza, we wszystkich latach trwania doświadczenia (tab. 8.). W pierwszym roku prowadzenia badań, w sadzonkach nietraktowanych tym preparatem, stwierdzono większą o 253,1 F_M w porównaniu z tymi, na które stosowano ukorzeniacz. W kolejnych dwóch latach dowiedziono jednak odwrotną zależność. Większą fluorescencję maksymalną oznaczono w sadzonkach, traktowanych ukorzeniaczem, w porównaniu do tych, na których go nie stosowano. Różnice te wynosiły odpowiednio w 2016 roku - 337,2 i w 2017 roku - 437,6. Na podstawie przeprowadzonych badań wykazano również istotny wpływ barwy światła na mierzoną cechę. Zarówno w trzecim jak i pierwszym roku prowadzenia badań, największą fluorescencją maksymalną charakteryzowały się sadzonki doświetlane światłem niebieskim, najmniejszą zaś światłem czerwonym. Różnice te wynosiły odpowiednio 682,0 i 691,6. Z kolei w 2016 roku większą wartość F_M oznaczono w sadzonkach doświetlanych światłem białym i niebieskim, w stosunku do tych, które umieszczono pod lampami emitującymi światło czerwone. Analizując uzyskane dane, wykazano istotny wpływ typu sadzonki na omawianą cechę. Zarówno w 2015 jak i 2017 roku, większą wartość F_M oznaczono w sadzonkach ciętych z części środkowej, mniejszą zaś w tych, które pobierano z części nasadowej liścia. Różnice te wynosiły odpowiednio 165,6 i 466,8. W 2016 roku natomiast nie stwierdzono istotnego wpływu typu sadzonki na analizowany parametr.

Niezależnie od roku prowadzenia badań, udowodniono, że każdy z ocenianych czynników doświadczenia wpłynął istotnie na wartość fluorescencji maksymalnej, pod koniec okresu ukorzeniania (tab. 8.). Sadzonki, na których stosowano ukorzeniacz charakteryzowały się większą fluorescencją maksymalną niż te, na których go nie aplikowano. Różnica ta wynosiła 173,9. Analizując wpływ barwy światła wykazano, że największą wartość F_M oznaczono w sadzonkach umieszczonych pod lampami emitującymi światło barwy niebieskiej. Mniejszą, o 309,6, wartość tego parametru stwierdzono w tych, ukorzenianych w świetle barwy białej, najmniejszą zaś doświetlając sadzonki światłem barwy czerwonej i różnica ta wynosiła 661,9. Dowiedziono również, że sadzonki pobrane z części środkowej charakteryzują się większą o 190,1 fluorescencją maksymalną niż te, które pozyskano z części nasadowej liścia.. Stwierdzono niejednakowe współdziałanie między typem sadzonki a barwą światła (wyk. 8.). Zarówno pod wpływem światła o barwie białej jak i czerwonej, większą wartością F_M charakteryzowały się sadzonki cięte ze środkowej części w porównaniu do pozyskiwanych z nasadowej części liścia. Z kolei doświetlając je światłem niebieskim, uzyskano odwrotną zależność. Nie wykazano istotnej interakcji między barwą światła, a stosowaniem ukorzeniacza oraz między typem sadzonki, a stosowaniem ukorzeniacza (tab. 8.).

Tabela 8. Fluorescencja maksymalna (F_M) po adaptacji w ciemności w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od stosowania ukorzeniacza, barwy światła i typu sadzonki – piąty miesiąc ukorzeniania

Lata	Ukorzeniacz (A)	Barwa światła (B)			Typ sadzonki (C)		Średnia
		Białe	Niebieskie	Czerwone	Nasadowa	Środkowa	
2015	Bez ukorzeniacza	2967,9	3650,8	3007,3	3069,7	3347,7	3208,7
	Ukorzeniacz	2881,8	3362,4	2622,7	2929,0	2982,3	2955,6
	Średnia	2924,9	3506,6	2815,0	2999,4	3165,0	3082,2
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-58,31 B-87,42 C-58,31 B/A-123,64 A/B-100,99 C/A-100,99 A/C-100,99 C/B-100,99 B/C-123,64 A×B×C-n.i.					
2016	Bez ukorzeniacza	3203,5	3206,3	2468,5	2886,4	3032,5	2959,4
	Ukorzeniacz	3477,8	3449,0	2962,9	3431,7	3161,4	3296,6
	Średnia	3340,6	3327,7	2715,7	3159,0	3097,0	3128,0
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-101,98 B-152,90 C-n.i. B×A-n.i. C(A)-176,63 A(C)-176,63 C(B)-176,63 B(C)-216,24 A×B×C-n.i.					
2017	Bez ukorzeniacza	2729,8	3227,6	2179,1	2662,7	2761,6	2712,2
	Ukorzeniacz	3106,8	3329,0	3013,5	2732,4	3567,2	3149,8
	Średnia	2918,3	3278,3	2596,3	2697,6	3164,4	2931,0
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-81,13 B-121,65 C-81,13 B(A)-172,03 A(B)-140,53 C(A)-140,53 A(C)-140,53 C(B)-140,53 B(C)-172,03 A×B×C-n.i.					
2015 - 2017	Bez ukorzeniacza	2967,1	3361,6	2551,6	2872,9	3047,3	2960,1
	Ukorzeniacz	3155,5	3380,1	2866,4	3031,0	3237,0	3134,0
	Średnia	3061,3	3370,9	2709,0	2952,0	3142,1	3047,0
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-107,97 B-119,48 C-65,72 B×A-n.i. C×A-n.i. C(B)-148,34 B(C)-178,42 A×B×C-n.i.					

Objaśnienia jak w tabeli 3.



Wykres 8. Fluorescencja maksymalna (F_M) po adaptacji w ciemności w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki i barwy światła – piąty miesiąc ukorzeniania

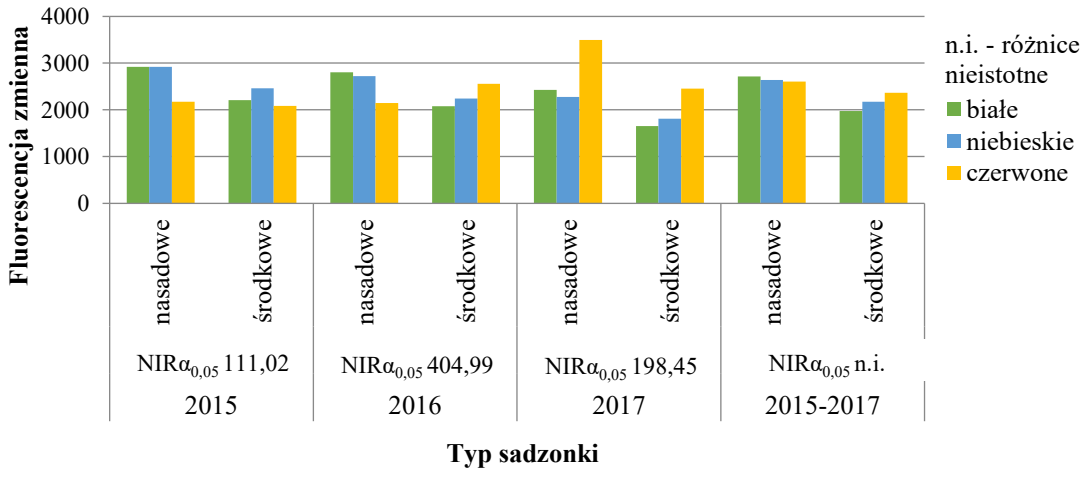
Wartość fluorescencji zmiennej, mierzona w trzecim miesiącu ukorzeniania, tylko w latach 2015 i 2017 w istotny sposób zależała od stosowania ukorzeniacza (tab. 9.). W pierwszym roku prowadzenia badań stwierdzono, że większą wartością analizowanego parametru charakteryzują się sadzonki nietraktowane tym preparatem niż te, na które nim oddziaływano. Z kolei w ostatnim roku trwania doświadczenia wykazano odwrotną zależność. Analizując wyniki uzyskane w latach 2015 i 2017, wykazano istotny wpływ barwy światła na omawianą cechę. W pierwszym roku największą fluorescencję zmienną stwierdzono w sadzonkach ukorzenianych w świetle niebieskim, mniejszą

w świetle białym, a najmniejszą w świetle czerwonym. Różnice te wynosiły odpowiednio 124,5 i 561,9. Z kolei w trzecim roku, większą wartość F_V zmierzono, gdy sadzonki doświetlano światłem barwy czerwonej niż światłem niebieskim i białym. Różnice te wynosiły odpowiednio aż 929,0 i 934,3. Niezależnie od stosowania ukorzeniacza i barwy światła, we wszystkich latach badań, typ sadzonki wpływał istotnie na wartość analizowanej cechy. Sadzonki pozyskane z części nasadowej charakteryzowały się większą fluorescencją zmienną, w porównaniu z ciętymi z części środkowej liścia. Największe różnice wykazano w 2017 roku – 759,0, mniejsze w 2015 roku – 418,5, najmniejsze zaś w 2016 roku – 264,6.

Tabela 9. Fluorescencja zmienna (F_V) po adaptacji w ciemności w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od stosowania ukorzeniacza, barwy światła i typu sadzonki – trzeci miesiąc ukorzeniania

Lata	Ukorzeniacz (A)	Barwa światła (B)			Typ sadzonki (C)		Średnia
		Białe	Niebieskie	Czerwone	Nasadowa	Środkowa	
2015	Bez ukorzeniacza	2541,3	2924,8	2430,7	2615,4	2649,1	2632,3
	Ukorzeniacz	2590,8	2456,4	1826,8	2726,7	1856,0	2291,3
	Średnia	2566,1	2690,6	2128,7	2671,1	2252,6	2461,8
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-64,10 B-96,10 C-64,10 B(A)-135,91 A(B)-111,02 C(A)-111, 02 A(C)-111, 02 C(B)-111,02 B(C)-135,91 A×B×C-n.i.					
2016	Bez ukorzeniacza	2107,8	2556,4	2292,0	2653,0	1984,5	2318,8
	Ukorzeniacz	2772,5	2410,2	2415,1	2462,9	2602,3	2532,6
	Średnia	2440,2	2483,3	2353,6	2558,0	2293,4	2425,7
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-n.i. C-233,82 B(A)-495,79 A(B)-404,99 C(A)-404,90 A(C)-404,99 C(B)-404,99 B(C)-495,79 A×B×C-n.i.					
2017	Bez ukorzeniacza	1764,0	1886,9	2585,2	2324,2	1833,2	2078,7
	Ukorzeniacz	2315,3	2203,1	3362,9	3140,6	2113,7	2627,1
	Średnia	2039,7	2045,0	2974,0	2732,4	1973,4	2352,9
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-114,58 B-171,79 C-114,58 B(A)-242,95 A(B)-198,45 C(A)-198,45 A(C)-198,45 C(B)-198,45 B(C)-242,95 A×B×C-n.i.					
2015 - 2017	Bez ukorzeniacza	2137,7	2456,1	2435,9	2530,7	2155,6	2343,2
	Ukorzeniacz	2559,6	2356,6	2534,9	2776,7	2190,6	2483,7
	Średnia	2348,6	2406,3	2485,4	2653,8	2173,1	2413,5
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-n.i. C-96,23 B(A)-220,05 A(B)-182,85 C×A-n.i. C×B-n.i. A×B×C-n.i.					

Objaśnienia jak w tabeli 3.



Wykres 9. Fluorescencja zmienna (F_V) po adaptacji w ciemności w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki i barwy światła – trzeci miesiąc ukorzeniania

Na podstawie syntezy wyników stwierdzono, że tylko typ sadzonki istotnie wpływał na wartość mierzonej fluorescencji zmiennej (tab. 9.). W sadzonkach pobranych z części nasadowej liścia oznaczono o 480,7 większą fluorescencję zmienną niż w tych, które cięto ze środkowej części liścia. Analizując uzyskane wyniki, wykazano niejednakowe współdziałanie między barwą światła a stosowaniem ukorzeniacza. W obiektach, w których sadzonek nie traktowano ukorzeniaczem, większą wartość F_V wykazano pod wpływem światła niebieskiego i czerwonego, mniejszą zaś białego W przypadku sadzonek, na które zastosowano ukorzeniacz nie dowiedziono istotnego wpływu barwy światła na analizowany parametr. Nie stwierdzono istotnej interakcji między typem sadzonki a stosowaniem ukorzeniacza (tab. 9.) oraz między typem sadzonki a barwą światła (wyk. 9.).

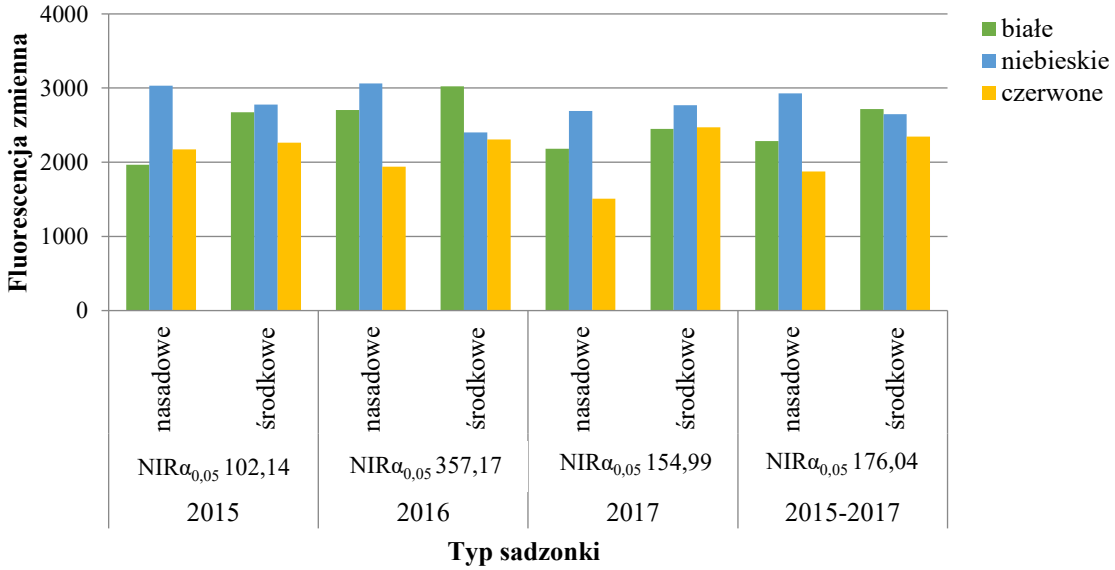
W przeprowadzonych badaniach wykazano istotny wpływ stosowania ukorzeniacza na wartość fluorescencji zmiennej, mierzonej pod koniec okresu ukorzeniania (tab. 10). W 2015 roku, w sadzonkach nietraktowanych ukorzeniaczem stwierdzono większą, o 261,8, F_V niż w tych, na których go stosowano. W latach 2016 i 2017 wykazano natomiast odwrotną zależność, a różnice były większe i wynosiły odpowiednio 422,5 i 427,8. We wszystkich latach prowadzenia doświadczenia udowodniono istotny wpływ barwy światła na wartość analizowanego parametru. Zarówno w 2015 jak i 2017 roku, największą fluorescencję zmienną wykazano w sadzonkach, pod wpływem światła niebieskiego, mniejszą w tych doświetlanych światłem białym, najmniejszą zaś światłem czerwonym. Z kolei w 2016 roku stwierdzono, że istotnie większą wartością parametru F_V charakteryzowały się sadzonki umieszczone w świetle białym i niebieskim, mniejszą zaś w czerwonym. W pierwszym i ostatnim roku prowadzenia badań, większą fluorescencję zmienną oznaczono w sadzonkach ciętych z części środkowej, niż nasadowej liścia. Różnice wynosiły odpowiednio 181,1 i 436,2.

Porównując dane dotyczące fluorescencji zmiennej, na podstawie średnich wyników z lat badań wykazano, że każdy z analizowanych czynników wpływał istotnie na mierzony parametr (tab. 10.). Większą F_V oznaczono w sadzonkach traktowanych ukorzeniaczem niż w tych, na których go nie stosowano. Różnica ta wynosiła 196,3. Istotnie największą fluorescencję zmienną oznaczono w obiekcie doświetlanym światłem barwy niebieskiej, mniejszą o 288,4 -światłem białym, najmniejszą zaś, światłem czerwonym – o 677,4. W sadzonkach ciętych ze środkowej części liścia stwierdzono większą o 208,5 wartość F_V, w stosunku do tych pozyskanych z części nasadowej liścia. Analizując uzyskane w badaniach wyniki stwierdzono istotną interakcję między barwą światła a stosowaniem ukorzeniacza. W obiektach, gdzie sadzonek nie traktowano tym preparatem, największą wartość F_V oznaczono w wyniku doświetlania ich światłem niebieskim, najmniejszą zaś czerwonym. Natomiast w przypadku sadzonek, na które zastosowano ukorzeniacz, większą fluorescencję zmienną dowiedziono pod lampami emitującymi światło o barwach białej i niebieskiej, w stosunku do tych doświetlanych światłem barwy czerwonej. Stwierdzono także istotne współdziałanie między typem sadzonki a barwą światła (wyk. 10.). Stosując lampy emitujące światło barwy białej i czerwonej, większą wartość F_V wykazano w sadzonkach pozyskanych z części środkowej niż nasadowej liścia. Odwrotną zależność wykazano pod wpływem światła niebieskiego. Nie stwierdzono natomiast istotnej interakcji między typem sadzonki a stosowaniem ukorzeniacza (tab. 10.).

Tabela 10. Fluorescencja zmienna (F_V) po adaptacji w ciemności w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od stosowania ukorzeniacza, barwy światła i typu sadzonki – piąty miesiąc ukorzeniania

Lata	Ukorzeniacz (A)	Barwa światła (B)			Typ sadzonki (C)		Średnia
		Białe	Niebieskie	Czerwone	Nasadowa	Środkowa	
2015	Bez ukorzeniacza	2367,1	3055,2	2415,0	2465,1	2759,7	2612,4
	Ukorzeniacz	2274,7	2752,6	2024,6	2316,8	2384,4	2350,6
	Średnia	2320,9	2903,9	2219,8	2391,0	2572,1	2481,5
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-58,97 B-88,41 C-58,97 B(A)-125,04 A(B)-102,14 C(A)-102,14 A(C)-102,14 C(B)-102,14 B(C)-125,04 A×B×C-n.i.					
2016	Bez ukorzeniacza	2593,8	2601,3	1890,8	2299,7	2424,2	2362,0
	Ukorzeniacz	3134,5	2860,4	2358,7	2838,5	2730,6	2784,5
	Średnia	2864,2	2730,9	2124,7	2569,1	2577,4	2573,3
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-206,21 B-309,18 C-n.i. B×A- n.i. C×A- n.i. C(B)-357,17 B(C)-437,24 A×B×C-n.i.					
2017	Bez ukorzeniacza	2137,9	2687,8	1568,9	2084,6	2178,6	2131,6
	Ukorzeniacz	2493,5	2775,2	2409,7	2170,2	2948,7	2559,4
	Średnia	2315,7	2731,5	1989,3	2127,4	2563,6	2345,5
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-84,29 B-126,38 C-84,29 B(A)-178,72 A(B)-145,99 C(A)-145,99 A(C)-145,99 C(B)-145,99 B(C)-178,72 A×B×C-n.i.					
2015 - 2017	Bez ukorzeniacza	2366,3	2781,4	1958,2	2283,1	2454,2	2368,6
	Ukorzeniacz	2634,2	2796,1	2264,3	2441,9	2687,9	2564,9
	Średnia	2500,3	2788,7	2111,3	2362,5	2571,0	2466,8
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-127,09 B-162,33 C-84,82 B(A)-188,35 A(B)-156,50 C×A-n.i C(B)-176,04 B(C)-211,74 A×B×C-n.i.					

Objaśnienia jak w tabeli 3.



Wykres 10. Fluorescencja zmienna (F_V) po adaptacji w ciemności w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, mierzony w piątym miesiącu prowadzenia doświadczenia, w zależności od typu sadzonki i barwy światła – piąty miesiąc ukorzeniania

Wartość maksymalnej potencjalnej efektywności reakcji fotochemicznych w PS II wyznaczonej po adaptacji ciemniowej, mierzonej w trzecim miesiącu ukorzeniania, tylko w 2015 roku, w istotny sposób zależała od stosowania ukorzeniacza (tab. 11.). Sadzonki traktowane tym preparatem, charakteryzowały się większą wartością F_V/F_M niż te, na których go nie stosowano. W pierwszym i ostatnim roku prowadzenia badań stwierdzono również istotny wpływ barwy światła na maksymalną

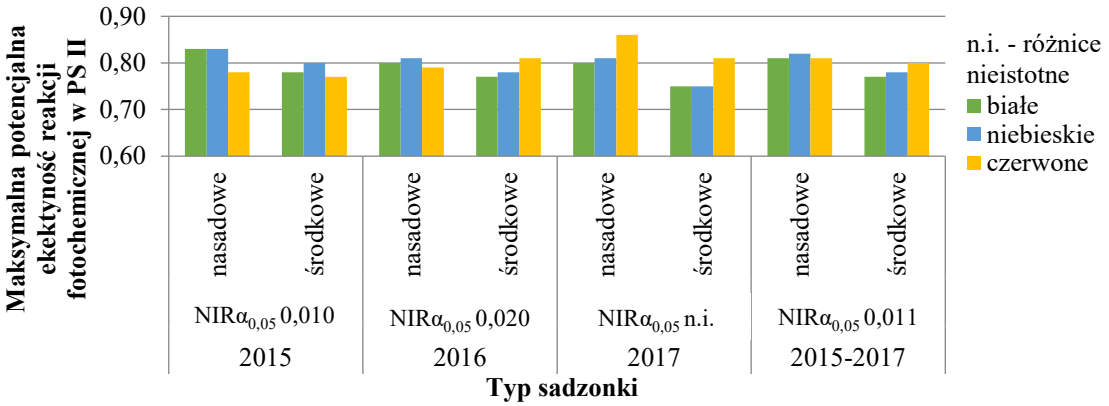
potencjalną efektywność reakcji fotochemicznych w PS II. W 2015 roku większą jej wartość oznaczono w sadzonkach doświetlanych lampami emitującymi światło barwy niebieskiej i czerwonej niż białej. Natomiast w 2017 roku, większą wartość analizowanej cechy stwierdzono w sadzonkach pod wpływem światła niebieskiego, mniejszą zaś w wyniku oddziaływania światła białego i czerwonego. W przeprowadzonym doświadczeniu, tylko w latach 2015 i 2017, wykazano istotny wpływ typu sadzonki na mierzony parametr. W pierwszym roku prowadzenia badań stwierdzono większą wartość parametru F_V/F_M w sadzonkach nasadowych niż środkowych. Odwrotną zależność natomiast dowiedziono w ostatnim roku badań.

Tabela 11. Maksymalna potencjalna efektywność reakcji fotochemicznej w PS II wyznaczona po adaptacji ciemniowej (F_V/F_M) w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od stosowania ukorzeniacza, barwy światła i typu sadzonki – trzeci miesiąc ukorzeniania

Lata	Ukorzeniacz (A)	Barwa światła (B)			Typ sadzonki (C)		Średnia
		Białe	Niebieskie	Czerwone	Nasadowa	Środkowa	
2015	Bez ukorzeniacza	0,77	0,80	0,80	0,82	0,76	0,79
	Ukorzeniacz	0,80	0,80	0,80	0,78	0,82	0,80
	Średnia	0,79	0,80	0,80	0,80	0,79	0,79
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,006 B-0,009 C-0,006 B(A)-0,013 A(B)-0,010 C(A)-0,010 A(C)-0,010 C(B)-0,010 B(C)-0,013 A×B×C-n.i.					
2016	Bez ukorzeniacza	0,77	0,79	0,83	0,82	0,77	0,79
	Ukorzeniacz	0,78	0,77	0,84	0,83	0,76	0,80
	Średnia	0,77	0,78	0,83	0,82	0,77	0,79
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-n.i. C-n.i. B×A-n.i. C(A)-0,020 A(C)-0,020 C(B)-0,020 B(C)-0,025 A×B×C-n.i.					
2017	Bez ukorzeniacza	0,79	0,84	0,80	0,80	0,82	0,81
	Ukorzeniacz	0,79	0,82	0,77	0,79	0,80	0,79
	Średnia	0,79	0,83	0,79	0,79	0,81	0,80
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-0,016 C-0,011 B×A-n.i. C×A-n.i. C×B-n.i. A×B×C-n.i.					
2015 - 2017	Bez ukorzeniacza	0,78	0,81	0,82	0,80	0,78	0,80
	Ukorzeniacz	0,78	0,80	0,80	0,81	0,79	0,80
	Średnia	0,78	0,80	0,81	0,80	0,79	0,80
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-n.i. C-0,006 B×A-n.i. C×A-n.i. C(B)-0,011 B(C)-0,013 A×B×C-n.i.					

Objaśnienia jak w tabeli 3.

Na podstawie syntezy wyników wykazano tylko istotny wpływ typu sadzonki na maksymalną potencjalną efektywność reakcji fotochemicznych w PS II (tab. 11). Stwierdzono, że większą wartością F_V/F_M, charakteryzują się sadzonki pobrane z części nasadowej niż środkowej liścia. Wykazano istotną interakcję między typem sadzonki a barwą światła (wyk. 11.). Zarówno pod wpływem światła barwy białej jak i niebieskiej, większą F_V/F_M oznaczono w sadzonkach ciętych z części nasadowej, w stosunku do pozyskanych ze środkowej części liścia. Z kolei doświetlając je światłem czerwonym, nie wykazano istotnego wpływu typu sadzonki na wielkość analizowanego parametru. Na podstawie średnich wyników z lat badań, nie stwierdzono istotnej interakcji między barwą światła a stosowaniem ukorzeniacza oraz między typem sadzonki a stosowaniem ukorzeniacza (tab. 11.).



Wykres 11. Maksymalna potencjalna efektywność reakcji fotochemicznej w PS II wyznaczona po adaptacji ciemniowej (F_V/F_M) w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki i barwy światła – trzeci miesiąc ukorzeniania

W przeprowadzonym doświadczeniu, we wszystkich latach prowadzenia badań, wykazano istotny wpływ stosowania ukorzeniacza na maksymalną potencjalną efektywność reakcji fotochemicznych w PS II, pod koniec okresu ukorzeniania (tab. 12.). W 2015 roku, w obiekcie, w którym nie stosowano tego preparatu oznaczono większą wartość F_V/F_M, w porównaniu do obiektu, gdzie sadzonki nim traktowano. Z kolei w latach 2016 i 2017 , stwierdzono odwrotną zależność. We wszystkich latach prowadzenia badań, wykazano również istotny wpływ barwy światła na wartość analizowanego parametru. W 2015 roku, większą F_V/F_M oznaczono w sadzonkach doświetlanych światłem barwy niebieskiej. Mniejszą zaś w tych, które umieszczono pod lampami emitującymi światło o barwach białej i czerwonej. W 2016 roku, parametr ten był istotnie większy pod wpływem światła białego i niebieskiego niż czerwonego. Z kolei w 2017 roku, największą wartość F_V/F_M oznaczono w sadzonkach ukorzenianych w świetle niebieskim, mniejszą doświetlając je światłem o barwie białej, najmniejszą zaś światłem czerwonym. Tylko w latach 2015 i 2017 wykazano istotny wpływ typu sadzonki na wartość analizowanego parametru. Zarówno w pierwszym jak i trzecim roku prowadzenia badań, większą wartość F_V/F_M stwierdzono w sadzonkach środkowych niż nasadowych.

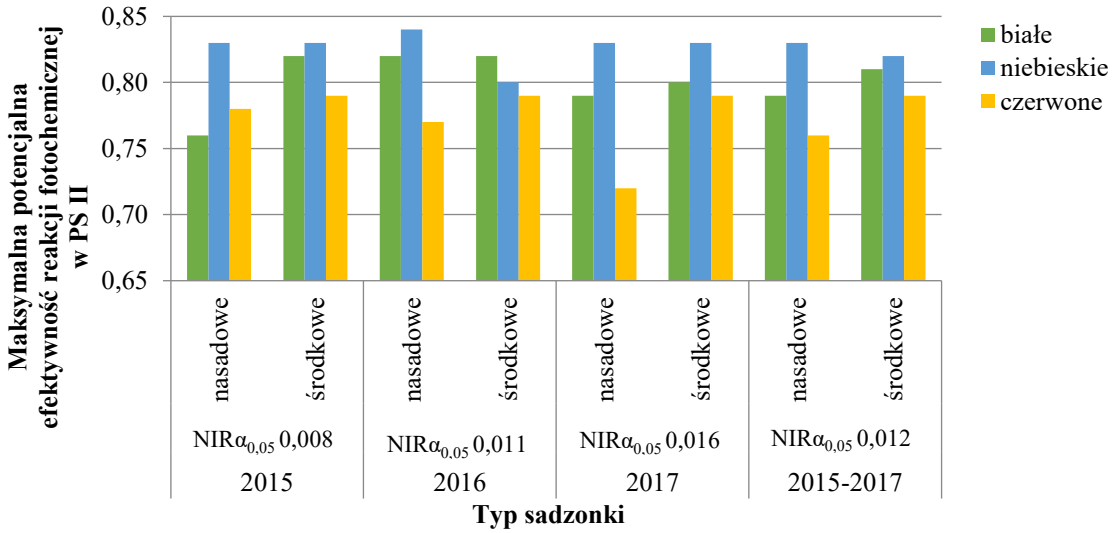
Wszystkie oceniane w badaniach czynniki, niezależnie od roku prowadzenia doświadczenia, pod koniec okresu ukorzeniania, wpływały istotnie na wartość F_V/F_M (tab. 12.). Większą maksymalną potencjalną efektywność reakcji fotochemicznych w PS II oznaczono w sadzonkach, na które stosowano ukorzeniacz, w stosunku do tych, które nie były nim traktowane. Istotnie największą wartość F_V/F_M stwierdzono w obiektach doświetlanych światłem niebieskim, mniejszą światłem białym, najmniejszą zaś w czerwonym. Większą wartość analizowanego parametru wykazano w sadzonkach pozyskanych z części środkowej niż nasadowej liścia. Analizując uzyskane w badaniach wyniki, stwierdzono istotną interakcję między barwą światła a stosowaniem ukorzeniacza. W obiekcie, w którym nie zastosowano tego preparatu, największą wartość F_V/F_M oznaczono stosując lampy emitujące światło o barwie niebieskiej, mniejsze - światło białe, najmniejsze zaś - czerwone. Z kolei u sadzonek traktowanych ukorzeniaczem, większą wartość analizowanego parametru stwierdzono w świetle niebieskim, jednak tylko w stosunku do światła czerwonego. Wykazano również istotne współdziałanie między typem

sadzonki a barwą światła (wyk. 12.). Zarówno pod wpływem światła o barwie białej jak i czerwonej, większą wartością F_V/F_M charakteryzowały się sadzonki cięte ze środkowej niż z nasadowej części liścia. Z kolei doświetlając je światłem niebieskim, nie stwierdzono istotnego wpływu barwy światła na oznaczany parametr. Nie dowiedziono istotnej interakcji między typem sadzonki a stosowaniem ukorzeniacza (tab. 12.).

Tabela 12. Maksymalna potencjalna efektywność reakcji fotochemicznej w PS II wyznaczona po adaptacji ciemniowej (F_V/F_M) w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy, w zależności od stosowania ukorzeniacza, barwy światła i typu sadzonki – piąty miesiąc ukorzeniania

Lata	Ukorzeniacz (A)	Barwa światła (B)			Typ sadzonki (C)		Średnia
		Białe	Niebieskie	Czerwone	Nasadowa	Środkowa	
2015	Bez ukorzeniacza	0,79	0,84	0,80	0,80	0,82	0,81
	Ukorzeniacz	0,79	0,82	0,77	0,79	0,80	0,79
	Średnia	0,79	0,83	0,79	0,79	0,81	0,80
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,005 B-0,007 C-0,005 B(A)-0,010 A(B)-0,008 C(A)-0,008 A(C)-0,008 C(B)-0,008 B(C)-0,010 A×B×C-n.i.					
2016	Bez ukorzeniacza	0,81	0,81	0,76	0,79	0,80	0,79
	Ukorzeniacz	0,83	0,83	0,80	0,83	0,81	0,82
	Średnia	0,82	0,82	0,78	0,81	0,80	0,81
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,007 B-0,010 C-n.i. B×A-n.i. C(A)-0,011 A(C)-0,011 C(B)-0,011 B(C)-0,014 A×B×C-n.i.					
2017	Bez ukorzeniacza	0,78	0,83	0,72	0,77	0,79	0,78
	Ukorzeniacz	0,80	0,83	0,79	0,79	0,83	0,81
	Średnia	0,79	0,83	0,75	0,78	0,81	0,79
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,009 B-0,014 C-0,009 B(A)-0,020 A(B)-0,016 C×A-n.i. C(B)-0,016 B(C)-0,020 A×B×C-n.i.					
2015 - 2017	Bez ukorzeniacza	0,80	0,83	0,76	0,79	0,80	0,79
	Ukorzeniacz	0,81	0,83	0,79	0,80	0,81	0,81
	Średnia	0,80	0,83	0,77	0,79	0,81	0,80
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,008 B-0,011 C-0,006 B(A)-0,020 A(B)-0,010 C×A-n.i. C(B)-0,012 B(C)-0,014 A×B×C-n.i.					

Objaśnienia jak w tabeli 3.



Wykres 12. Maksymalna potencjalna efektywność reakcji fotochemicznej w PS II wyznaczona po adaptacji ciemniowej (F_V/F_M) w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki i barwy światła – piąty miesiąc ukorzeniania

W przeprowadzonym doświadczeniu, we wszystkich latach, stwierdzono istotny wpływ ukorzeniacza na wskaźnik witalności systemu PS II, mierzony w trzecim miesiącu ukorzeniania (tab. 13.). W 2015 roku, większy PI wykazano w sadzonkach, na których nie stosowano tego preparatu, mniejszy zaś o 0,15 w tych, które nim traktowano. W kolejnych dwóch latach trwania doświadczenia, dowiedziono odwrotną zależność. We wszystkich latach badań, stwierdzono istotny wpływ barwy światła na analizowany parametr. W 2015 roku największym PI charakteryzowały się sadzonki umieszczone pod lampami o niebieskiej barwie światła, mniejszym o 0,10 te, doświetlane światłem o barwie białej, najmniejszym zaś sadzonki ukorzeniane pod lampami emitującymi światło czerwone - różnica ta wynosiła 0,33. W 2016 roku istotnie większą wartość mierzonej cechy stwierdzono pod wpływem światła niebieskiego, mniejszą zaś doświetlając sadzonki światłem białym i czerwonym. Różnice te wynosiły odpowiednio 0,15 i 0,16. Z kolei w 2017 roku największy PI stwierdzono u sadzonek umieszczonych pod lampami emitującymi światło barwy czerwonej, mniejszy - białej, najmniejszy zaś - niebieskiej. Na podstawie przeprowadzonych badań wykazano również istotny wpływ typu sadzonki na omawianą cechę. Zarówno w 2015 jak i 2016 roku, większy PI oznaczono w sadzonkach nasadowych niż środkowych. Natomiast w 2017 roku stwierdzono odwrotną zależność.

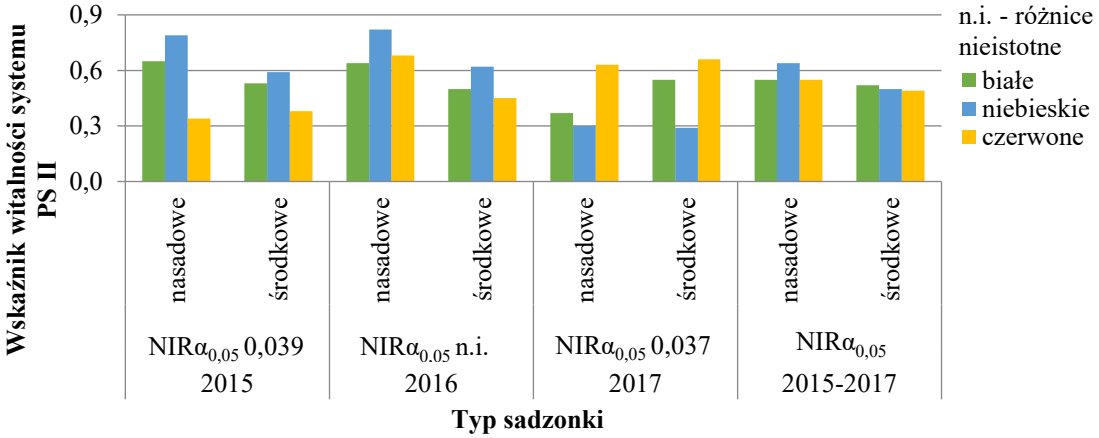
Tabela 13. Wskaźnik witalności systemu PS II (PI - Performance Index) w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od stosowania ukorzeniacza, barwy światła i typu sadzonki – trzeci miesiąc ukorzeniania

Lata	Ukorzeniacz (A)	Barwa światła (B)			Typ sadzonki (C)		Średnia
		Białe	Niebieskie	Czerwone	Nasadowa	Środkowa	
2015	Bez ukorzeniacza	0,63	0,79	0,43	0,65	0,58	0,62
	Ukorzeniacz	0,55	0,58	0,29	0,54	0,41	0,47
	Średnia	0,59	0,69	0,36	0,59	0,50	0,54
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,023 B-0,034 C-0,023 B(A)-0,048 A(B)-0,039 C(A)-0,039 A(C)-0,039 C(B)-0,039 B(C)-0,048 A×B×C-n.i.					
2016	Bez ukorzeniacza	0,46	0,61	0,67	0,76	0,40	0,58
	Ukorzeniacz	0,68	0,83	0,46	0,67	0,64	0,65
	Średnia	0,57	0,72	0,56	0,71	0,52	0,62
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,038 B-0,058 C-0,038 B(A)-0,081 A(B)-0,067 C(A)-0,067 A(C)-0,067 C×B-n.i. A×B×C-n.i.					
2017	Bez ukorzeniacza	0,40	0,30	0,60	0,38	0,48	0,43
	Ukorzeniacz	0,52	0,28	0,68	0,48	0,51	0,50
	Średnia	0,46	0,29	0,64	0,43	0,50	0,46
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,022 B-0,032 C-0,022 B(A)-0,046 A(B)-0,037 C(A)-0,037 A(C)-0,037 C(B)-0,037 B(C)-0,046 A×B×C-n.i.					
2015 – 2017	Bez ukorzeniacza	0,49	0,57	0,57	0,60	0,49	0,54
	Ukorzeniacz	0,58	0,56	0,48	0,56	0,52	0,54
	Średnia	0,54	0,57	0,52	0,58	0,50	0,54
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-n.i. C-0,035 B(A)-0,078 A(B)-0,065 C×A-n.i. C(B)-0,041 B(C)-0,050 A×B×C-n.i.					

Objaśnienia jak w tabeli 3.

Oceniając wartość wskaźnika witalności systemu PS II, mierzonego w trzecim miesiącu trwania doświadczenia, na podstawie syntezy wyników, dowiedziono tylko istotny wpływ typu sadzonki (tab. 13.). Większym PI charakteryzowały się sadzonki nasadowe niż środkowe. Różnica ta wynosiła 0,08. Stwierdzono istotną interakcję między barwą światła a stosowaniem ukorzeniacza. W obiekcie, gdzie

sadzonek nie traktowano tym preparatem, większą wartość PI ustalono w przypadku sadzonek doświetlanych lampami emitującymi światło o barwach niebieskiej i czerwonej, mniejszą zaś o barwie białej. Z kolei w sadzonkach, na które stosowano ukorzeniacz, większy PI oznaczono w świetle białym i niebieskim, mniejszy zaś pod lampami emitującymi światło czerwone. Wykazano również istotne współdziałanie między typem sadzonki a barwą światła (wyk. 13.). Stosując lampy emitujące światło barwy czerwonej i niebieskiej, większym wskaźnikiem witalności charakteryzowały się sadzonki nasadowe niż środkowe. Z kolei w obiekcie, w którym sadzonki doświetlano światłem barwy białej, nie stwierdzono istotnego wpływu typu sadzonki na omawianą cechę. Nie wykazano istotnej interakcji między typem sadzonki a stosowaniem ukorzeniacza (tab. 13.).



Wykres 13. Wskaźnik witalności systemu PS II (PI - Performance Index) w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki i barwy światła – trzeci miesiąc ukorzeniania

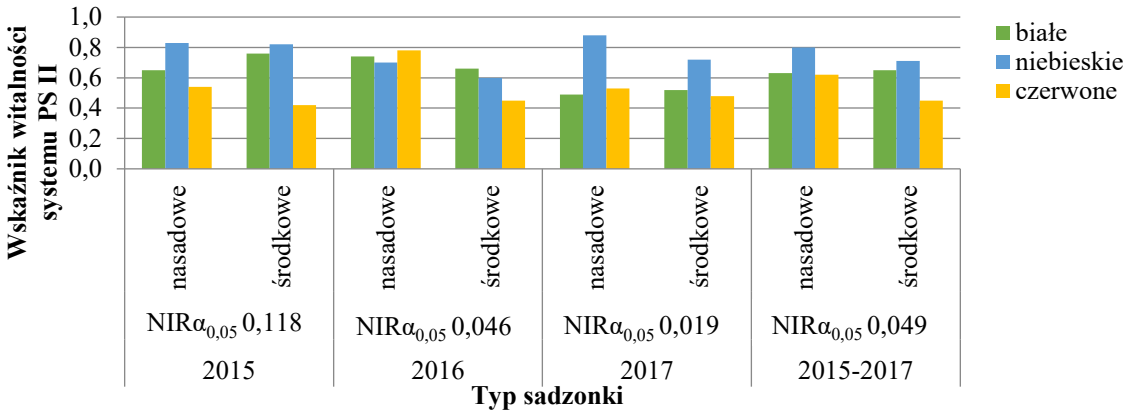
We wszystkich latach prowadzenia badań stwierdzono istotny wpływ ukorzeniacza na wartość wskaźnika witalności systemu PS II, pod koniec okresu ukorzeniania (tab. 14.). W 2015 roku, większą jego wartość wykazano w sadzonkach, u których nie stosowano tego preparatu, w porównaniu do tych, na których go aplikowano. Różnica ta wynosiła 0,42. W kolejnych dwóch latach prowadzenia badań wykazano, że większą wartością wskaźnika witalności charakteryzowały się sadzonki traktowane ukorzeniaczem. Mniejszą jego wartość określono w obiekcie, w którym go nie stosowano. Różnice te wyniosły w 2017 roku 0,07 i w 2016 roku aż 0,39. We wszystkich latach prowadzenia doświadczenia wykazano istotny wpływ barwy światła na wskaźnik witalności systemu PS II. W pierwszym roku prowadzenia doświadczenia, największą wartość mierzonego parametru stwierdzono u sadzonek doświetlanych światłem barwy niebieskiej, mniejszą - białej, najmniejszą zaś - czerwonej. W kolejnym roku, większy wskaźnik oznaczono w sadzonkach pod wpływem światła barwy białej, w porównaniu do światła niebieskiego i czerwonego. Różnice te wynosiły odpowiednio 0,05 i 0,09. W ostatnim roku badań, większy wskaźnik witalności stwierdzono w sadzonkach doświetlanych światłem o barwie niebieskiej niż białej i czerwonej. Różnice te wynosiły odpowiednio 0,29 i 0,30. Tylko w 2016 i 2017 roku wykazano istotny wpływ typu sadzonki na mierzoną cechę. Większą wartość PI stwierdzono u sadzonek nasadowych, w stosunku do środkowych.

Tabela 14. Wskaźnik witalności systemu PS II (PI - Performance Index) w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od stosowania ukorzeniacza, barwy światła i typu sadzonki – piąty miesiąc ukorzeniania

Lata	Ukorzeniacz (A)	Barwa światła (B)			Typ sadzonki (C)		Średnia
		Białe	Niebieskie	Czerwone	Nasadowa	Środkowa	
2015	Bez ukorzeniacza	0,92	0,99	0,59	0,84	0,83	0,92
	Ukorzeniacz	0,50	0,65	0,37	0,51	0,50	0,50
	Średnia	0,71	0,82	0,48	0,67	0,66	0,71
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,068 B-0,102 C-n.i. B×A-n.i. C×A-n.i. C(B)-0,118 B(C)-0,145 A×B×C-n.i.					
2016	Bez ukorzeniacza	0,51	0,51	0,65	0,74	0,37	0,51
	Ukorzeniacz	0,90	0,79	0,58	0,75	0,77	0,90
	Średnia	0,70	0,65	0,61	0,74	0,57	0,70
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,026 B-0,040 C-0,026 B(A)-0,056 A(B)-0,046 C(A)-0,046 A(C)-0,046 C(B)-0,046 B(C)-0,056 A×B×C-n.i.					
2017	Bez ukorzeniacza	0,47	0,50	0,49	0,49	0,48	0,47
	Ukorzeniacz	0,54	1,10	0,51	0,77	0,66	0,54
	Średnia	0,51	0,80	0,50	0,63	0,57	0,51
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,011 B-0,016 C-0,011 B(A)-0,023 A(B)-0,019 C(A)-0,019 A(C)-0,019 C(B)-0,019 B(C)-0,023 A×B×C-n.i.					
2015 - 2017	Bez ukorzeniacza	0,63	0,67	0,58	0,69	0,56	0,63
	Ukorzeniacz	0,64	0,85	0,49	0,68	0,64	0,64
	Średnia	0,64	0,76	0,53	0,68	0,60	0,64
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-0,075 C-0,056 B(A)-0,066 A(B)-0,054 C(A)-0,058 A(C)-0,058 C(B)-0,049 B(C)-0,059 A×B×C-n.i.					

Objaśnienia jak w tabeli 3.

Na podstawie syntezy wyników wykazano, że zarówno barwa światła jak i typ sadzonki wpływały istotnie na wskaźnik witalności systemu PS II (tab. 14.). Przy czym nie wykazano istotnego oddziaływania stosowania ukorzeniacza na analizowany parametr. Stwierdzono, że największą wartością PI odznaczały się sadzonki doświetlane światłem niebieskim. Mniejszą, o 0,12, jego wartość wykazano pod wpływem światła białego, a najmniejszą zaś - niebieskiego – o 0,23. Niezależnie od barwy światła i stosowania ukorzeniacza, większym PI charakteryzowały się sadzonki cięte z nasadowej, niż środkowej części liścia. Dowiedziono istotną interakcję między barwą światła a stosowaniem ukorzeniacza. W obiektach, w których nie aplikowano tego preparatu, większym wskaźnikiem witalności charakteryzowały się sadzonki doświetlane światłem niebieskim, jednak tylko w stosunku do światła czerwonego. Z kolei w przypadku obiektów, w których stosowano ukorzeniacz największą wartość PI oznaczono w sadzonkach umieszczonych pod lampami emitującymi światło barwy niebieskiej, mniejszą - białej, najmniejszą zaś - czerwonej. Ponadto stwierdzono istotne współdziałanie między typem sadzonki a stosowaniem ukorzeniacza. W obiektach, w których nie traktowano sadzonek tym preparatem, większą wartość parametru PI oznaczono w sadzonkach nasadowych niż środkowych. Z kolei stosując ukorzeniacz, nie stwierdzono istotnego wpływu typu sadzonki na analizowaną cechę. Wykazano również istotną interakcję między typem sadzonki a barwą światła (wyk. 14.). Doświetlając sadzonki światłem o barwach niebieskiej i czerwonej, większym PI charakteryzowały się sadzonki pobierane z części nasadowej niż środkowej liścia. Natomiast pod lampami emitującymi światło białe nie wykazano istotnego wpływu typu sadzonki na mierzony parametr.



Wykres 14. Wskaźnik witalności systemu PS II (PI - Performance Index) w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki i barwy światła – piąty miesiąc ukorzeniania

5.1.2. Indeks zazielenienia

We wszystkich latach prowadzenia badań, w trzecim miesiącu ukorzeniania, wykazano istotny wpływ stosowania ukorzeniacza na indeks zazielenienia sadzonek liściowych (tab. 15.). Między sadzonkami traktowanymi tym preparatem i tymi, w przypadku których go nie aplikowano największe różnice stwierdzono w 2015 roku – 6,7 SPAD, mniejsze w 2016 roku – 5,6 SPAD, najmniejsze zaś w 2017 roku – 3,1 SPAD. Niezależnie od typu sadzonki i stosowanego ukorzeniacza, we wszystkich latach, barwa światła w istotny sposób oddziaływała na oceniany parametr. W 2015 i 2016 roku, istotnie większym indeksem zazielenienia charakteryzowały się sadzonki doświetlane lampami o białej barwie światła, w porównaniu do tych umieszczonych pod lampami emitującymi światło czerwone i niebieskie. Natomiast w 2017 roku, największe natężenie zielonej barwy u sadzonek liściowych oznaczono w obiekcie, w którym do doświetlania zastosowano światło o białej barwie, mniejsze w tym, gdzie lampy emitowały światło czerwone, najmniejsze zaś, w tym, w którym użyto światło niebieskie. Różnice te wynosiły odpowiednio 7,3 SPAD i 12.9 SPAD. Analizując uzyskane wyniki w poszczególnych latach, wykazano także istotny wpływ typu sadzonki na oceniany parametr. Sadzonki pobierane z części środkowej liścia charakteryzowały się większym indeksem zazielenienia, w stosunku do tych pozyskanych z części nasadowej. Największe różnice stwierdzono w 2015 roku – 8,5 SPAD, mniejsze w 2017 roku – 7,9 SPAD, najmniejsze zaś w 2016 roku – 6,9 SPAD.

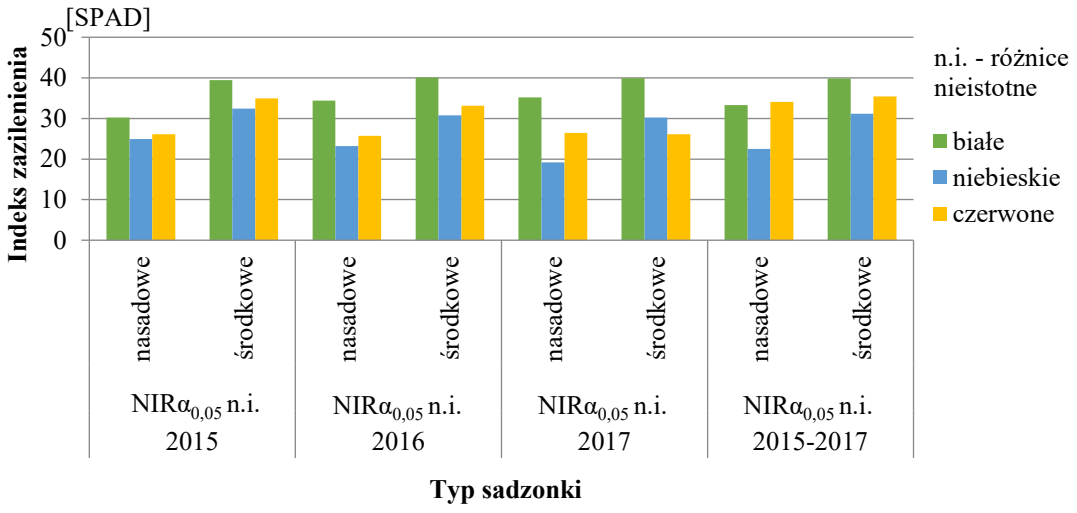
Na podstawie średnich wyników z lat badań wykazano, że stosowanie ukorzeniacza w istotny sposób wpływa na zwiększenie indeksu zazielenienia u sadzonek liściowych (tab. 15.). W stosunku do sadzonek, na które nie aplikowano tego preparatu, różnica wynosiła 5,1 SPAD. W obiekcie doświadczalnym, w którym stosowano białą barwę światła uzyskano największą wartość ocenianego parametru, mniejszą w tym, gdzie sadzonki doświetlano światłem o barwie czerwonej, najmniejszą zaś w obiekcie, w którym lampy emitowały światło o barwie niebieskiej. Różnice te wynosiły odpowiednio 6,5 SPAD i 9,8 SPAD. Ponadto stwierdzono istotny wpływ typu sadzonki na indeks zazielenienia. Istotnie większym o 7,7 SPAD natężeniem zielonej barwy odznaczały się sadzonki pobrane ze środkowej części liścia, w stosunku do tych, które cięto z części nasadowej. W przeprowadzonym

doświadczeniu wykazano istotną interakcję między barwą światła a stosowaniem ukorzeniacza. W przypadku sadzonek nietraktowanych ukorzeniaczem, największym natężeniem zielonej barwy, odznaczały się te, umieszczone w świetle białym, mniejszym w świetle czerwonym, najmniejszym zaś w świetle niebieskim. W obiektach, w których zastosowano ukorzeniacz, większy indeks zazielenienia oznaczono u sadzonek doświetlanych światłem białym, mniejszy zaś światłem czerwonym i niebieskim. Na podstawie analizy wariancji nie udowodniono natomiast istotnego współdziałania między typem sadzonki a stosowaniem ukorzeniacza (tab. 15.) oraz typem sadzonki a barwą światła (wyk 15.).

Tabela 15. Indeks zazielenienia [SPAD] u sadzonek liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od stosowania ukorzeniacza, barwy światła i typu sadzonki – trzeci miesiąc ukorzeniania

Lata	Ukorzeniacz (A)	Barwa światła (B)			Typ sadzonki (C)		Średnia
		Białe	Niebieskie	Czerwone	Nasadowa	Środkowa	
2015	Bez ukorzeniacza	29,8	26,8	27,3	22,3	33,6	28,0
	Ukorzeniacz	39,9	30,6	33,8	31,9	37,6	34,7
	Średnia	34,8	28,7	30,5	27,1	35,6	31,4
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-2,38 B-3,57 C-2,38 B×A-n.i. C(A)-4,12 A(C)-4,12 C×B-n.i. A×B×C-n.i.					
2016	Bez ukorzeniacza	32,1	25,3	27,8	24,4	32,4	28,4
	Ukorzeniacz	42,4	28,7	31,0	31,2	36,9	34,0
	Średnia	37,3	27,0	29,4	27,8	34,7	31,2
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-2,61 B-3,92 C-2,61 B(A)-5,54 A(B)-4,52 C×A-n.i. C×B-n.i. A×B×C-n.i.					
2017	Bez ukorzeniacza	35,4	22,0	30,5	25,8	32,8	29,3
	Ukorzeniacz	39,8	27,4	30,1	28,1	36,8	32,4
	Średnia	37,6	24,7	30,3	26,9	34,8	30,9
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-2,13 B-3,19 C-2,13 B×A-n.i. C×A-n.i. C×B-n.i. A×B×C-n.i.					
2015 - 2017	Bez ukorzeniacza	32,4	24,7	28,5	24,2	32,9	28,6
	Ukorzeniacz	40,7	28,9	31,6	30,4	37,1	33,7
	Średnia	36,6	26,8	30,1	27,3	35,0	31,1
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-1,34 B-2,16 C-1,33 B(A)-2,70 A(B)-2,19 C×A-n.i. C×B-n.i. A×B×C-n.i.					

Objaśnienia jak w tabeli 3.



Wykres 15. Indeks zazielenienia [SPAD] u sadzonek liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki i barwy światła – trzeci miesiąc ukorzeniania

Analizując uzyskane w badaniach wyniki stwierdzono, że pod koniec okresu ukorzeniania, tylko w latach 2015 i 2016, zastosowany ukorzeniacz wpływał istotnie na natężenie zielonej barwy sadzonek liściowych (tab. 16.). Różnice między obiektami, w których aplikowano ten preparat, a tymi, gdzie go nie zastosowano wynosiły odpowiednio w 2015 roku –5,2 SPAD - i w 2016 roku – 9,0 SPAD. We wszystkich latach prowadzenia doświadczenia, wykazano istotny wpływ barwy światła na indeks zazielenienia ukorzenianych sadzonek. W latach 2015 i 2017 udowodniono, że najbardziej zazielenione były sadzonki, w przypadku, których podczas ukorzeniania zastosowano białą barwę światła, mniejszym te, doświetlane światłem niebieskim, najmniejszym zaś te, które umieszczono pod lampami emitującymi światło o barwie czerwonej. Różnice te wynosiły odpowiednio w 2015 roku - 16,8 SPAD i 19,2 SPAD oraz w 2017 roku - 12,4 SPAD i 15,9 SPAD. Z kolei w 2016 roku, większym indeksem zazielenienia odznaczały się sadzonki doświetlane lampami o białej barwie światła, w porównaniu do tych umieszczonych pod lampami emitującymi światło czerwone i niebieskie. Różnice te wynosiły odpowiednio 18,7 SPAD i 21,2 SPAD. We wszystkich latach prowadzenia doświadczenia stwierdzono również istotny wpływ typu sadzonki na oceniany parametr. Istotnie większe natężenie zielonej barwy oznaczono u sadzonek pozyskanych z części środkowej niż z części nasadowej liścia. Większe różnice wykazano w 2017 roku – 7,1 SPAD i 2015 roku – 7,0 SPAD, mniejsze natomiast w 2016 roku – 3,4 SPAD.

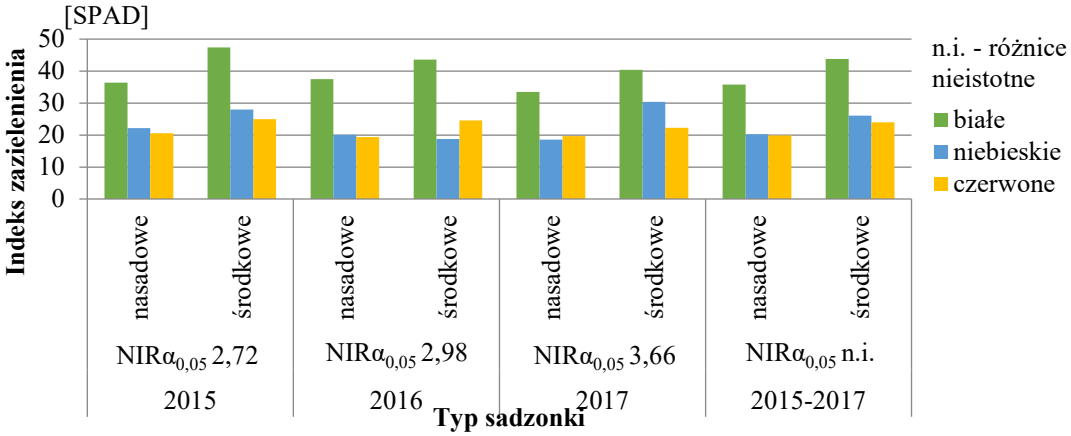
Tabela 16. Indeks zazielenienia [SPAD] u sadzonek liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od stosowania ukorzeniacza, barwy światła i typu sadzonki – piąty miesiąc ukorzeniania

Lata	Ukorzeniacz (A)	Barwa światła (B)			Typ sadzonki (C)		Średnia
		Białe	Niebieskie	Czerwone	Nasadowa	Środkowa	
2015	Bez ukorzeniacza	36,7	23,2	22,1	22,7	32,0	27,3
	Ukorzeniacz	47,2	27,0	23,4	30,1	34,9	32,5
	Średnia	41,9	25,1	22,7	26,4	33,4	29,9
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-1,57 B-2,35 C-1,57 B(A)-3,33 A(B)-2,72 C(A)-2,72 A(C)-2,72 C(B)-2,72 B/C-3,33 A×B×C-n.i.					
2016	Bez ukorzeniacza	31,1	15,7	21,5	21,3	24,3	22,8
	Ukorzeniacz	50,0	23,1	22,4	29,9	33,7	31,8
	Średnia	40,6	19,4	21,9	25,6	29,0	27,3
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-1,72 B-2,58 C-1,72 B(A)-3,65 A(B)-2,98 C×A-n.i. C(B)-2,98 B(C)-3,65 A×B×C-n.i.					
2017	Bez ukorzeniacza	33,8	26,7	21,0	22,7	31,6	27,1
	Ukorzeniacz	40,1	22,3	20,9	25,1	30,5	27,8
	Średnia	36,9	24,5	21,0	23,9	31,0	27,5
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-3,17 C-2,11 B(A)-4,48 A(B)-3,66 C×A-n.i. C(B)-3,66 B(C)-4,48 A×B×C-n.i.					
2015 - 2017	Bez ukorzeniacza	33,8	21,9	21,5	22,2	29,3	25,8
	Ukorzeniacz	45,8	24,4	22,2	28,4	33,2	30,7
	Średnia	39,8	23,0	21,9	25,3	31,1	28,2
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-1,44 B-2,05 C-1,17 B(A)-2,19 A(B)-1,95 C×A-n.i. C×B-n.i. A×B×C-n.i.					

Objaśnienia jak w tabeli 3.

Porównując dane dotyczące indeksu zazielenienia sadzonek liściowych, w piątym miesiącu ukorzeniania, niezależnie od roku prowadzenia badań, wykazano istotny wpływ wszystkich ocenianych

czynników na omawianą cechę (tab. 16.). W obiektach, w których stosowano ukorzeniacz oznaczono o 4,9 SPAD większe natężenie zielonej barwy u sadzonek, w porównaniu do obiektów, gdzie go nie aplikowano. Doświetlanie lampami emitującymi światło białe decydowało o zwiększeniu indeksu zazielenienia sadzonek liściowych. Mniejsze natężenie zielonej barwy oznaczono natomiast stosując światło barwy niebieskiej i czerwonej. Różnice te były znaczne i wynosiły odpowiednio 16,8 SPAD i 17,9 SPAD. Oceniając wpływ typu sadzonki stwierdzono, że cięte z części środkowej liścia charakteryzowały się o 5,8 SPAD większym indeksem zazielenienia, niż pobierane z części nasadowej. W przeprowadzonych badaniach wykazano istotną interakcję między barwą światła a stosowaniem ukorzeniacza. W przypadku sadzonek nietraktowanych tym preparatem, większy indeks zazielenienia oznaczono w świetle białym, mniejszy natomiast w świetle niebieskim i czerwonym. W obiektach doświadczalnych, w których stosowano ukorzeniacz, największe natężenie zielonej barwy wykazano pod wpływem doświetlania sadzonek lampami o białej barwie światła, najmniejsze zaś po zastosowaniu światła czerwonego. Nie udowodniono natomiast istotnego współdziałania między typem sadzonki a stosowaniem ukorzeniacza (tab. 16.) oraz między typem sadzonki a barwą światła (wyk. 16.).



Wykres 16. Indeks zazielenienia [SPAD] u sadzonek liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki i barwy światła – piąty miesiąc ukorzeniania

5.1.3. Parametry korzeni

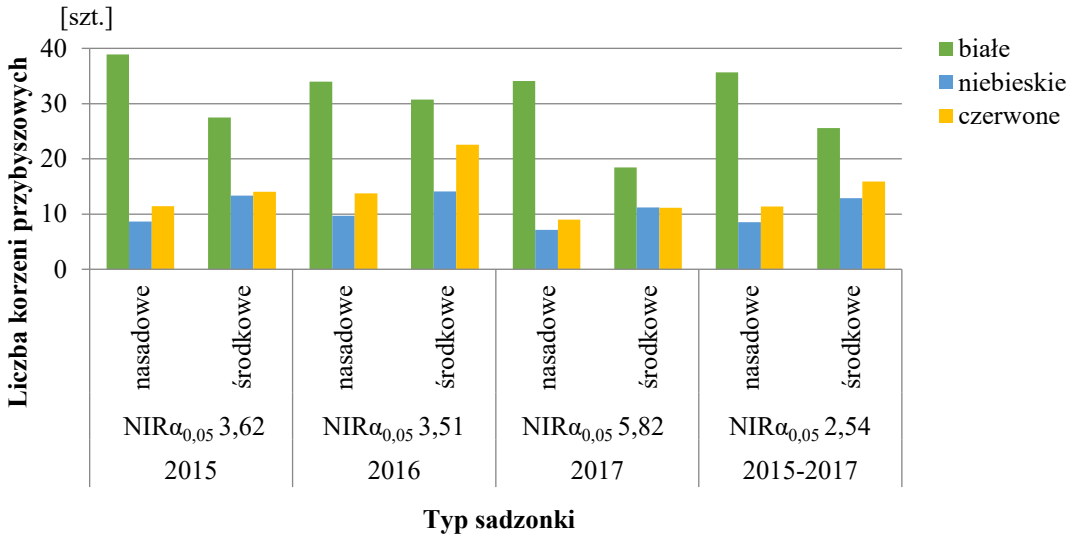
We wszystkich latach prowadzenia badań, wykazano istotny wpływ stosowania ukorzeniacza na liczbę wykształconych korzeni przybyszowych (tab. 17.). W przypadku sadzonek traktowanych tym preparatem uzyskano więcej korzeni niż u tych, u których go niestosowano. Największe różnice wykazano w 2017 roku – 193,5%, mniejsze w 2015 roku – 186,7%, najmniejsze zaś w 2016 roku – 149,6%. Niezależnie od typu sadzonki i stosowanego ukorzeniacza, we wszystkich latach prowadzenia badań, barwa światła w istotny sposób oddziaływała na liczbę wytworzonych korzeni. W latach 2015 i 2017 istotnie więcej korzeni uzyskano pod wpływem światła białego niż czerwonego i niebieskiego. Z kolei w 2016 roku, najwięcej korzeni stwierdzono w przypadku sadzonek umieszczonych pod lampami emitującymi światło białe. Mniej o 78,0% korzeni wytworzyły sadzonki doświetlane lampami o świetle czerwonym. Najmniej zaś, kiedy ukorzeniano je w świetle niebieskim, a różnica ta wynosiła aż 172,3%. Tylko w 2016 roku typ sadzonki decydował w istotny sposób o liczbie wykształconych korzeni. Większą o 17,2% ich liczbę uzyskano u sadzonek pobranych ze środkowej niż z nasadowej części liścia.

Niezależnie od roku prowadzenia badań stwierdzono, że stosowanie ukorzeniacza wpływało na zwiększenie liczby uformowanych u sadzonek korzeni przybyszowych (tab. 17.). W stosunku do sadzonek, u których nie został on zastosowany, różnica ta była znaczna i wynosiła aż 173,5%. W obiektach doświadczalnych, gdzie stosowano białą barwę światła uzyskano największą liczbę korzeni przybyszowych. Mniejszą w tych, w których sadzonki doświetlano światłem o barwie czerwonej, a najmniejszą zaś w obiektach, gdzie lampy emitowały światło o barwie niebieskiej. Różnice te wynosiły odpowiednio 125,0% i 186,0%. Nie wykazano natomiast istotnego wpływu typu sadzonki na omawianą cechę. Dowiedziono istotną interakcję między barwą światła a stosowaniem ukorzeniacza. W przypadku sadzonek nietraktowanych tym preparatem, więcej korzeni uzyskano doświetlając je światłem o białej barwie, mniej zaś, kiedy zastosowano światło czerwone i niebieskie. Różnice te wynosiły odpowiednio 97,4% i 133,8%. Natomiast w przypadku sadzonek, u których aplikowano ukorzeniacz, najwięcej korzeni wykształciły te umieszczone w świetle białym, mniej o 134,7% w czerwonym, najmniej zaś w niebieskim - różnica ta była znaczna i wynosiła aż 208,7%. Na podstawie analizy wariancji stwierdzono również istotną interakcję między typem sadzonki a barwą światła (wyk. 17.). W obiektach doświadczalnych, gdzie lampy emitowały światło barwy białej, więcej korzeni wykształciły sadzonki nasadowe niż środkowe. Odwrotną zależność natomiast wykazano w przypadku zastosowania światła niebieskiego i czerwonego. W przeprowadzonym doświadczeniu nie stwierdzono istotnego współdziałania między typem sadzonki a stosowaniem ukorzeniacza (tab. 17.).

Tabela 17. Liczba korzeni przybyszowych [szt.] wytworzonych na sadzonkach liściowych u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od stosowania ukorzeniacza, barwy światła i typu sadzonki

Lata	Ukorzeniacz (A)	Barwa światła (B)			Typ sadzonki (C)		Średnia
		Białe	Niebieskie	Czerwone	Nasadowa	Środkowa	
2015	Bez ukorzeniacza	18,1	7,3	4,0	11,2	8,5	9,8
	Ukorzeniacz	48,3	14,7	21,4	28,1	28,1	28,1
	Średnia	33,2	11,0	12,7	19,7	18,3	19,0
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-2,09 B-3,13 C-n.i. B(A)-4,42 A(B)-3,61 C×A-n.i. C(B)-3,61 B(C)-4,30 A×B×C-n.i.					
2016	Bez ukorzeniacza	16,2	6,4	13,1	10,4	13,4	11,9
	Ukorzeniacz	48,6	17,4	23,2	27,9	31,6	29,7
	Średnia	32,4	11,9	18,2	19,2	22,5	20,8
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-2,03 B-3,04 C-2,03 B(A)-4,30 A(B)-3,51 C×A-n.i. C(B)-3,51 B(C)-4,30 A×B×C-n.i.					
2017	Bez ukorzeniacza	11,5	5,7	6,0	7,6	7,9	7,7
	Ukorzeniacz	41,1	12,6	14,1	26,0	19,3	22,6
	Średnia	26,3	9,2	10,1	16,8	13,6	15,2
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-3,36 B-5,04 C-n.i. B(A)-7,13 A(B)-5,82 C(A)-5,82 A(C)-5,82 C(B)-5,82 B(C)-7,13 A×B×C-n.i.					
2015 - 2017	Bez ukorzeniacza	15,2	6,5	7,7	9,7	9,9	9,8
	Ukorzeniacz	46,0	14,9	19,6	27,3	26,3	26,8
	Średnia	30,6	10,7	13,6	18,5	18,1	18,3
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-1,43 B-2,32 C-n.i. B(A)-3,36 A(B)-2,79 C×A-n.i. C(B)-2,54 B(C)-3,06 A×B×C-n.i.					

Objaśnienia: n.i.- różnice nieistotne.



Wykres 17. Liczba korzeni przybyszowych [szt.] wytworzonych na sadzonkach liściowych u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki i barwy światła

Długość korzeni przybyszowych, we wszystkich latach prowadzenia doświadczenia, w istotny sposób zależała od stosowania ukorzeniacza (tab. 18.). Dłuższe korzenie wykształciły sadzonki traktowane tym preparatem niż te, na które go nie zastosowano. Największe różnice wykazano w 2015 roku – 85,4%, mniejsze w 2016 roku – 81,7%, zaś najmniejsze w 2017 roku – 39,7%. Ponadto stwierdzono istotny wpływ barwy światła na omawianą cechę. Zarówno w pierwszym jak i trzecim roku prowadzenia badań, dłuższe korzenie wykształciły sadzonki doświetlane światłem barwy białej, w porównaniu do umieszczonych pod lampami emitującymi światło niebieskie i czerwone. Z kolei w drugim roku trwania doświadczenia wykazano, że stosowanie lamp o świetle barwy białej i czerwonej wpływało na zwiększenie długości wytworzonych korzeni, w stosunku do lamp emitujących światło niebieskie. Tylko w 2015 i 2017 roku udowodniono istotny wpływ typu sadzonki na długość korzeni przybyszowych. U sadzonek pobranych z części nasadowej uzyskano dłuższe korzenie niż u ciętych z części środkowej liścia. Różnice te wynosiły odpowiednio 23,0% i 31,3%.

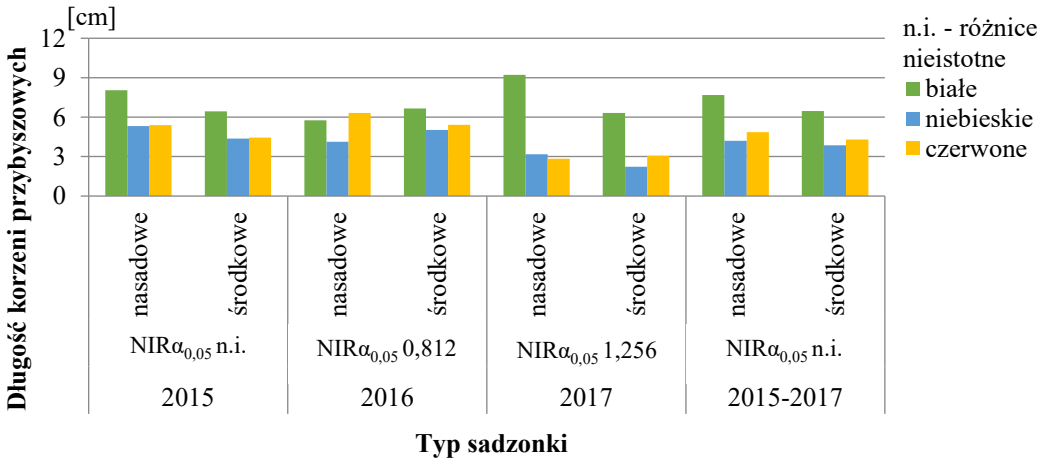
Na podstawie syntezy wyników wykazano, że traktowanie sadzonek ukorzeniaczem wpływało istotnie na długość wykształconych korzeni przybyszowych (tab. 18.). Niezależnie od barwy światła i typu sadzonki w obiektach, w których stosowano ten preparat uzyskano dłuższe korzenie, w stosunku do tych , w których go nie aplikowano. Różnica ta wynosiła aż 69,6%. Stwierdzono istotny wpływ barwy światła na omawianą cechę. Istotnie dłuższe korzenie wytworzyły sadzonki doświetlane lampami o białej barwie światła niż te umieszczone pod lampami emitującymi światło czerwone i niebieskie. Różnice te wynosiły odpowiednio 54,6% i 75,2%. Wykazano również istotny wpływ typu sadzonki na analizowaną cechę. Dłuższymi, średnio o 14,3%, korzeniami charakteryzowały się sadzonki pobierane z części nasadowej niż środkowej liścia. Udowodniono istotną interakcję między barwą światła a stosowaniem ukorzeniacza. W obiektach, w których go nie aplikowano, najdłuższe korzenie uzyskano doświetlając sadzonki światłem białym, krótsze o 41,9% - światłem czerwonym. Najkrótsze korzenie zaś wytworzyły sadzonki umieszczone pod lampami emitującymi światło barwy niebieskiej, a różnica ta wynosiła aż 83,0%. Z kolei w przypadku sadzonek traktowanych ukorzeniaczem, dłuższe korzenie

stwierdzono pod wpływem światła barwy białej niż czerwonej i niebieskiej. Różnice te wynosiły odpowiednio 62,8% i 70,9%. W przeprowadzonych badaniach wykazano istotne współdziałanie między typem sadzonki a stosowaniem ukorzeniacza. Sadzonki nietraktowane tym preparatem wykształcały dłuższe korzenie, gdy pobierano je z części środkowej liścia. Krótsze, o 18,6%, korzenie stwierdzono natomiast u ciętych z części nasadowej liścia. W obiektach doświadczalnych, w których stosowano ukorzeniacz, dłuższe, o 37,1%, korzenie uzyskano u sadzonek nasadowych, w porównaniu do pobranych ze środkowej części liścia. Nie wykazano natomiast istotnej interakcji między typem sadzonki a barwą światła (wyk. 18.).

Tabela 18. Długość korzeni przybyszowych [cm] wytworzonych na sadzonkach liściowych u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od stosowania ukorzeniacza, barwy światła i typu sadzonki

Lata	Ukorzeniacz (A)	Barwa światła (B)			Typ sadzonki (C)		Średnia
		Białe	Niebieskie	Czerwone	Nasadowa	Środkowa	
2015	Bez ukorzeniacza	4,81	3,58	3,52	3,45	4,49	3,97
	Ukorzeniacz	9,67	6,11	6,31	9,05	5,67	7,36
	Średnia	7,24	4,84	4,92	6,25	5,08	5,67
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,362 B-0,543 C-0,362 B(A)-0,767 A(B)-0,627 C(A)-0,627 A(C)-0,627 C×B-n.i. A×B×C-n.i.					
2016	Bez ukorzeniacza	4,06	3,05	4,71	3,59	4,29	3,94
	Ukorzeniacz	8,36	6,09	7,03	7,22	7,09	7,16
	Średnia	6,21	4,57	5,87	5,40	5,69	5,55
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,469 B-0,703 C-n.i. B(A)-0,994 A(B)-0,812 C×A-n.i. C(B)-0,812 B(C)-0,994 A×B×C-n.i.					
2017	Bez ukorzeniacza	6,65	1,85	2,70	3,59	3,87	3,73
	Ukorzeniacz	8,90	3,55	3,19	6,56	3,86	5,21
	Średnia	7,77	2,70	2,94	5,08	3,87	4,47
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,725 B-1,087 C-0,725 B×A-n.i. C(A)-1,256 A(C)-1,256 C(B)-1,256 B(C)-1,537 A×B×C-n.i.					
2015 - 2017	Bez ukorzeniacza	5,18	2,83	3,65	3,55	4,21	3,88
	Ukorzeniacz	8,97	5,25	5,51	7,61	5,55	6,58
	Średnia	7,08	4,04	4,58	5,58	4,88	5,23
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,400 B-0,859 C-0,293 B(A)-0,759 A(B)-0,630 C(A)-0,526 A(C)-0,526 C×B-n.i. A×B×C-n.i.					

Objaśnienia jak w tabeli 17.



Wykres 18. Długość korzeni przybyszowych [cm] wytworzonych na sadzonkach liściowych u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki i barwy światła

Analizując uzyskane wyniki, we wszystkich latach prowadzenia badań, stwierdzono istotny wpływ stosowania ukorzeniacza na masę wykształconych korzeni przybyszowych (tab. 19.). Sadzonki traktowane tym preparatem wytworzyły korzenie o większej masie, w porównaniu do tych, u których go nie stosowano. Największe różnice wykazano w 2015 roku – 104,7%, mniejsze w 2016 roku – 80,7%, najmniejsze zaś w 2017 roku – 59,4%. W przeprowadzonym doświadczeniu wykazano istotny wpływ barwy światła na analizowaną cechę. W pierwszym roku, największą masę korzeni przybyszowych, stwierdzono u sadzonek pod wpływem światła o białej barwie, mniejszą o 54,1% - o czerwonej barwie, a najmniejszą zaś, pod lampami emitującymi światło niebieskie – o 123,8%. W drugim roku, korzenie o większej masie uformowały się również u sadzonek doświetlanych światłem białym, jednak tylko w stosunku do tych, które umieszczono pod lampami emitującymi światło barwy niebieskiej, różnica ta wynosiła 50,0%. W ostatnim roku prowadzenia doświadczenia, większą masę korzeni przybyszowych stwierdzono także w obiekcie, gdzie sadzonki doświetlano światłem białym, w stosunku do obiektów, w których lampy emitowały światło niebieskie i czerwone. Tylko w latach 2015 i 2017 stwierdzono istotny wpływ typu sadzonki na masę wykształconych korzeni przybyszowych. Korzenie o większej masie uzyskano u sadzonek nasadowych, w stosunku do pobranych ze środkowej części liścia. Różnice te wynosiły odpowiednio 20,0% i 37,1%.

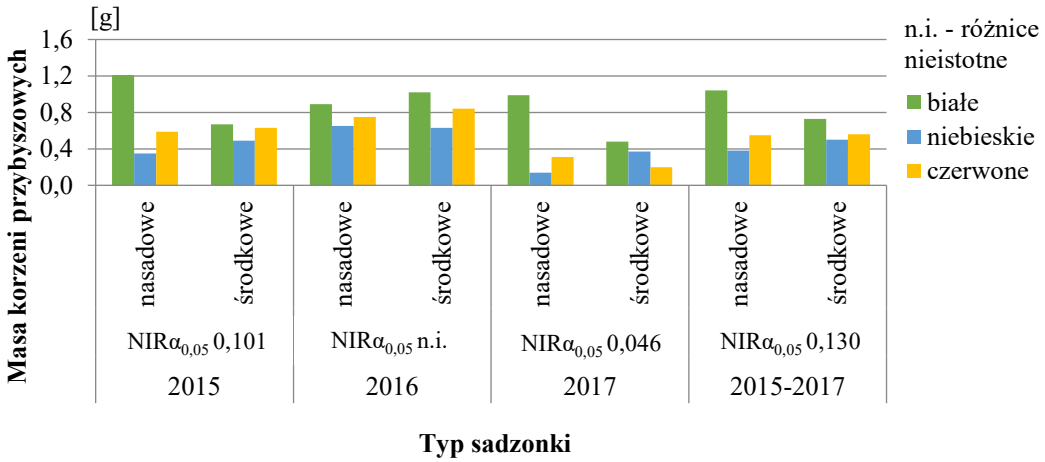
Tabela 19. Masa korzeni przybyszowych [g] wytworzonych na sadzonkach liściowych u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od stosowania ukorzeniacza, barwy światła i typu sadzonki

Lata	Ukorzeniacz (A)	Barwa światła (B)			Typ sadzonki (C)		Średnia
		Białe	Niebieskie	Czerwone	Nasadowa	Środkowa	
2015	Bez ukorzeniacza	0,60	0,29	0,39	0,38	0,47	0,43
	Ukorzeniacz	1,29	0,55	0,82	1,05	0,72	0,88
	Średnia	0,94	0,42	0,61	0,72	0,60	0,66
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,058 B-0,087 C-0,058 B(A)-0,123 A(B)-0,101 C(A)-0,101 A(C)-0,101 C(B)-0,101 B(C)-0,123 A×B×C-n.i.					
2016	Bez ukorzeniacza	0,45	0,35	0,90	0,47	0,66	0,57
	Ukorzeniacz	1,46	0,93	0,69	1,06	1,00	1,03
	Średnia	0,96	0,64	0,79	0,76	0,83	0,80
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,161 B-0,242 C-n.i. B(A)-0,342 A(B)-0,279 C×A-n.i. C×B-n.i. A×B×C-n.i.					
2017	Bez ukorzeniacza	0,43	0,34	0,19	0,29	0,35	0,32
	Ukorzeniacz	1,04	0,16	0,32	0,67	0,35	0,51
	Średnia	0,73	0,25	0,26	0,48	0,35	0,41
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,026 B-0,040 C-0,026 B(A)-0,056 A(B)-0,046 C(A)-0,046 A(C)-0,046 C(B)-0,046 B(C)-0,056 A×B×C-n.i.					
2015 - 2017	Bez ukorzeniacza	0,49	0,33	0,50	0,38	0,50	0,44
	Ukorzeniacz	1,27	0,55	0,61	0,93	0,69	0,81
	Średnia	0,88	0,44	0,56	0,66	0,59	0,62
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,067 B-0,093 C-n.i. B(A)-0,125 A(B)-0,104 C(A)-0,076 A(C)-0,076 C(B)-0,130 B(C)-0,157 A×B×C-n.i.					

Objaśnienia jak w tabeli 17.

Oceniając średnie wyniki z lat badań wykazano istotny wpływ stosowania ukorzeniacza i barwy światła na masę wykształconych przez sadzonki korzeni przybyszowych. Przy czym nie stwierdzono istotnego wpływu typu sadzonki na analizowaną cechę (tab. 19.). Sadzonki traktowane ukorzeniaczem

wytworzyły korzenie o 84,1% większej masie niż te, u których go nie stosowano. Istotnie największą masą korzeni odznaczały się sadzonki doświetlane światłem barwy białej, mniejszą o 57,1% światłem czerwonym. Natomiast korzenie o najmniejszej masie wykształciły sadzonki umieszczone pod lampami emitującymi światło barwy niebieskiej - różnica ta wynosiła aż 100,0%. Wykazano istotną interakcję między barwą światła a stosowaniem ukorzeniacza. U sadzonek nietraktowanych tym preparatem, korzenie o większej masie stwierdzono pod wpływem światła barwy białej i czerwonej w porównaniu do niebieskiej. Z kolei, stosując ukorzeniacz, sadzonki umieszczone pod lampami emitującymi światło białe wytworzyły korzenie o większej masie niż te doświetlane lampami o niebieskiej i czerwonej barwie. Wykazano również niejednakowe współdziałanie między typem sadzonki a stosowaniem ukorzeniacza. Sadzonki nietraktowane tym preparatem, wykształciły korzenie o większej masie wtedy, gdy pobierano je ze środkowej części liścia, w stosunku do ciętych z części nasadowej, Różnica ta wynosiła 31,6%. Z kolei w przypadku sadzonek, na które stosowano ukorzeniacz, wykazano odwrotną zależność, a różnica ta wynosiła 34,8%. Stwierdzono także istotną interakcję między typem sadzonki a barwą światła (wyk. 19). Pod wpływem światła białego, sadzonki pozyskane z części nasadowej wykształciły korzenie o 42,5% większej masie niż cięte z części środkowej liścia. Stosując lampy emitujące światło barwy czerwonej i niebieskiej, nie wykazano istotnego wpływu typu sadzonki na wielkość analizowanej cechy.



Wykres 19. Masa korzeni przybyszowych [g] wytworzonych na sadzonkach liściowych u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki i barwy światła

5.1.4. Plon cebul

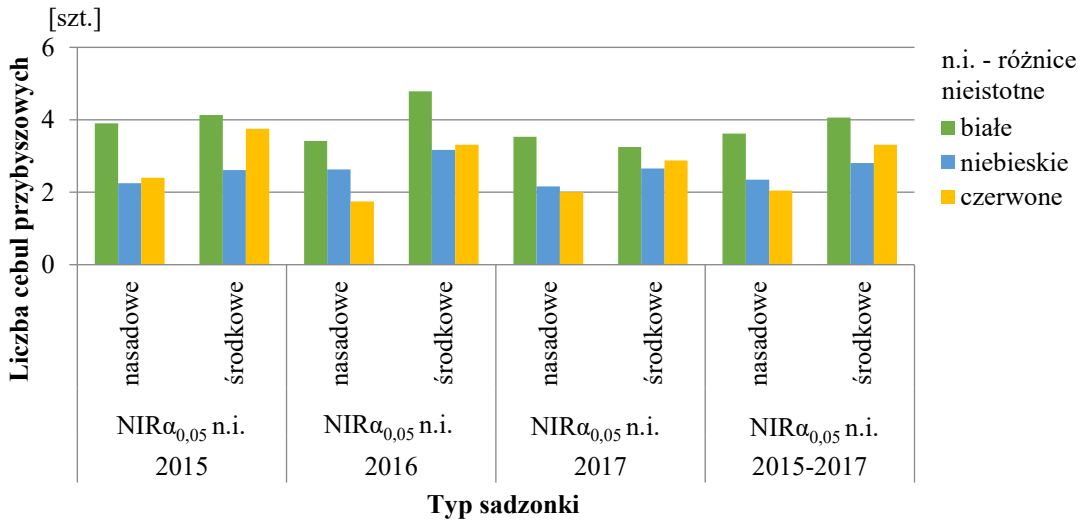
Liczba cebul przybyszowych, we wszystkich latach trwania doświadczenia, w istotny sposób zależała od porównywanych w badaniach czynników (tab.20.). Wykazano, że sadzonki traktowane ukorzeniaczem, wykształciły więcej cebul niż te, u których go nie stosowano. Największe różnice wykazano w 2016 roku – 108,7%, mniejsze w 2017 roku – 95,2%, najmniejsze zaś w 2015 roku – 76,9%. W każdym roku prowadzenia badań, najwięcej cebul uzyskano doświetlając sadzonki lampami o świetle białym niż niebieskim i czerwonym. Niezależnie od roku trwania doświadczenia, na sadzonkach pozyskanych ze środkowej części liścia stwierdzono istotnie więcej cebul przybyszowych, w porównaniu do ciętych z części nasadowej liścia.

Tabela 20. Liczba cebul przybyszowych [szt.] wytworzonych na sadzonkach liściowych u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od stosowania ukorzeniacza, barwy światła i typu sadzonki

Lata	Ukorzeniacz (A)	Barwa światła (B)			Typ sadzonki (C)		Średnia
		Białe	Niebieskie	Czerwone	Nasadowa	Środkowa	
2015	Bez ukorzeniacza	2,83	1,79	2,25	1,75	2,83	2,29
	Ukorzeniacz	5,19	3,06	3,90	3,94	4,15	4,05
	Średnia	4,01	2,43	3,07	2,85	3,49	3,17
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,559 B-0,838 C-0,559 B×A-n.i. C×A-n.i. C×B-n.i. A×B×C-n.i.					
2016	Bez ukorzeniacza	2,54	1,88	1,75	1,58	2,53	2,06
	Ukorzeniacz	5,67	3,92	3,31	3,61	4,99	4,30
	Średnia	4,11	2,90	2,53	2,60	3,76	3,18
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,261 B-0,392 C-0,261 B(A)-0,554 A(B)-0,452 C×A-n.i. C(B)-0,452 B(C)-0,554 A×B×C-n.i.					
2017	Bez ukorzeniacza	2,18	1,51	1,90	1,66	2,07	1,86
	Ukorzeniacz	4,60	3,31	2,98	3,47	3,79	3,63
	Średnia	3,39	2,41	2,44	2,56	2,93	2,75
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,347 B-0,520 C-0,347 B(A)-0,735 A(B)-0,601 C×A-n.i. C(B)-0,601 B(C)-0,735 A×B×C-n.i.					
2015 - 2017	Bez ukorzeniacza	2,52	1,73	1,97	1,66	2,48	2,07
	Ukorzeniacz	5,15	3,43	3,40	3,68	4,31	3,99
	Średnia	3,84	2,58	2,68	2,67	3,39	3,03
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,226 B-0,355 C-0,218 B×A-n.i. C×A-n.i. C×B-n.i. A×B×C-n.i.					

Objaśnienia jak w tabeli 17.

Na podstawie średnich wyników z lat badań dowiedziono istotny wpływ stosowania ukorzeniacza na liczbę wytworzonych cebul przybyszowych (tab. 20.). Na sadzonkach traktowanych tym preparatem uformowało się o 92,8% więcej cebul niż na tych, u których go nie stosowano. Doświetlanie lampami o białym świetle, w istotny sposób decydowało o zwiększeniu liczby wykształconych cebul. Mniej ich uzyskano stosując lampy emitujące światło barwy czerwonej i niebieskiej. Różnice te wynosiły odpowiednio 43,3% i 48,8%. Ponadto typ sadzonki wpływał istotnie na omawianą cechę. Stwierdzono, że na sadzonkach pozyskanych ze środkowej części liścia uzyskano o 27,0% więcej cebul niż na tych, które cięto z części nasadowej. Nie wykazano natomiast istotnych interakcji między analizowanymi w badaniach czynnikami (tab. 20, wyk. 20).



Wykres 20. Liczba cebul przybyszowych [szt.] wytworzonych na sadzonkach liściowych u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki i barwy światła

W przeprowadzonym doświadczeniu tylko w pierwszym i trzecim roku wykazano istotny wpływ ukorzeniacza na masę wykształconych cebul przybyszowych (tab. 21.). Zarówno w 2017 jak i 2015 roku sadzonki, u których stosowano ukorzeniacz wytworzyły cebule o większej masie niż te, które nie były nim traktowane. Różnice te wynosiły odpowiednio 18,2% i 48,3%. Wykazano również istotny wpływ barwy światła na omawianą cechę. W 2015 roku**,** cebule o największej masie formowały się u podstawy sadzonek doświetlanych światłem białym, mniejszej, o 37,0% - światłem czerwonym, o najmniejszej zaś, aż o 104,1%, - światłem niebieskim. W drugim roku prowadzenia badań stwierdzono, że zarówno lampy emitujące światło białe jak i czerwone wpływały istotnie na zwiększenie masy cebul przybyszowych, w stosunku do światła niebieskiego. Z kolei w 2017 roku wykazano, że doświetlanie sadzonek światłem białym, decydowało o zwiększeniu masy wykształconych cebul przybyszowych. Istotnie mniejszą o 21,3% ich masę stwierdzono pod wpływem światła barwy niebieskiej, najmniejszą zaś w świetle czerwonym - różnica ta wynosiła 42,5%. We wszystkich latach badań, dowiedziono również istotny wpływ typu sadzonki na analizowaną cechę. Cebule o większej masie wykształciły się u sadzonek nasadowych niż środkowych. Największe różnice wykazano w 2015 roku – 81,1%, mniejsze w 2016 roku – 52,1%, najmniejsze zaś w 2017 roku – 23,3%.

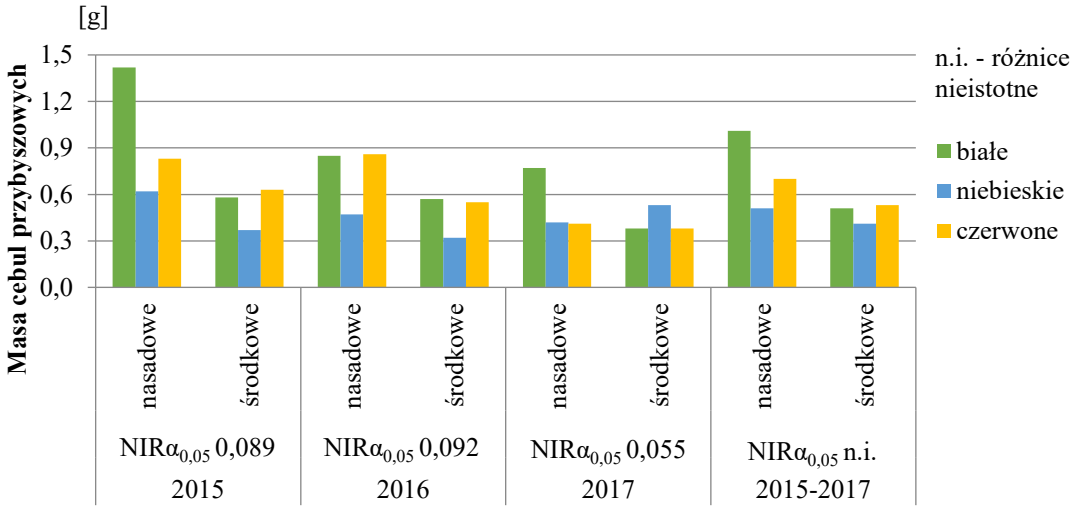
Tabela 21. Masa cebul przybyszowych [g] wytworzonych na sadzonkach liściowych u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od stosowania ukorzeniacza, barwy światła i typu sadzonki

Lata	Ukorzeniacz (A)	Barwa światła (B)			Typ sadzonki (C)		Średnia
		Białe	Niebieskie	Czerwone	Nasadowa	Środkowa	
2015	Bez ukorzeniacza	0,67	0,44	0,68	0,70	0,49	0,60
	Ukorzeniacz	1,33	0,55	0,78	1,22	0,56	0,89
	Średnia	1,00	0,49	0,73	0,96	0,53	0,74
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,051 B-0,077 C-0,051 B(A)-0,109 A(B)-0,089 C(A)-0,089 A(C)-0,089 C(B)-0,089 B(C)-0,109 A×B×C-n.i.					
2016	Bez ukorzeniacza	0,62	0,32	0,80	0,76	0,40	0,58
	Ukorzeniacz	0,79	0,47	0,62	0,69	0,56	0,63
	Średnia	0,71	0,40	0,71	0,73	0,48	0,60
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-0,079 C-0,053 B(A)-0,112 A(B)-0,092 C(A)-0,092 A(C)-0,092 C(B)-0,092 B(C)-0,112 A×B×C-n.i.					
2017	Bez ukorzeniacza	0,53	0,42	0,38	0,48	0,41	0,44
	Ukorzeniacz	0,62	0,52	0,41	0,58	0,46	0,52
	Średnia	0,57	0,47	0,40	0,53	0,43	0,48
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,032 B-0,048 C-0,032 B×A-n.i. C×A-n.i. C(B)-0,055 B(C)-0,068 A×B×C-n.i.					
2015 - 2017	Bez ukorzeniacza	0,61	0,40	0,62	0,65	0,44	0,54
	Ukorzeniacz	0,92	0,52	0,61	0,83	0,53	0,68
	Średnia	0,76	0,46	0,61	0,74	0,48	0,61
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,044 B-0,089 C-0,044 B(A)-0,106 A(B)-0,088 C×A-n.i. C×B-n.i. A×B×C-n.i.					

Objaśnienia jak w tabeli 17.

Niezależnie od roku prowadzenia badań, stwierdzono istotny wpływ wszystkich analizowanych czynników na masę wytworzonych cebul przybyszowych (tab. 21.). Na sadzonkach traktowanych

ukorzeniaczem uzyskano cebule o większej masie, w porównaniu do tych, u których go nie stosowano. Różnica ta wynosiła 25,9%. W przypadku sadzonek doświetlanych światłem barwy białej, formowały się cebule o największej masie, światłem czerwonym - mniejszej o 24,6%, a niebieskim - najmniejszej – o 65,2%. Analizując wpływ typu sadzonki stwierdzono, że cebule o większej masie średnio o 54,2% wykształcały sadzonki nasadowe niż środkowe. Wykazano istotną interakcję między barwą światła a stosowaniem ukorzeniacza. Sadzonki, u których go nie aplikowano, formowały cebule o większej masie pod wpływem światła białego i czerwonego w stosunku do niebieskiego. Z kolei stosując ukorzeniacz, większą masę cebul uzyskano u sadzonek doświetlanych światłem barwy białej niż niebieskiej i czerwonej. Nie wykazano istotnego oddziaływania między typem sadzonki a stosowaniem ukorzeniacza (tab. 21.) oraz między typem sadzonki a barwą światła (wyk 21.).



Wykres 21. Masa cebul przybyszowych [g] wytworzonych na sadzonkach liściowych u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki i barwy światła

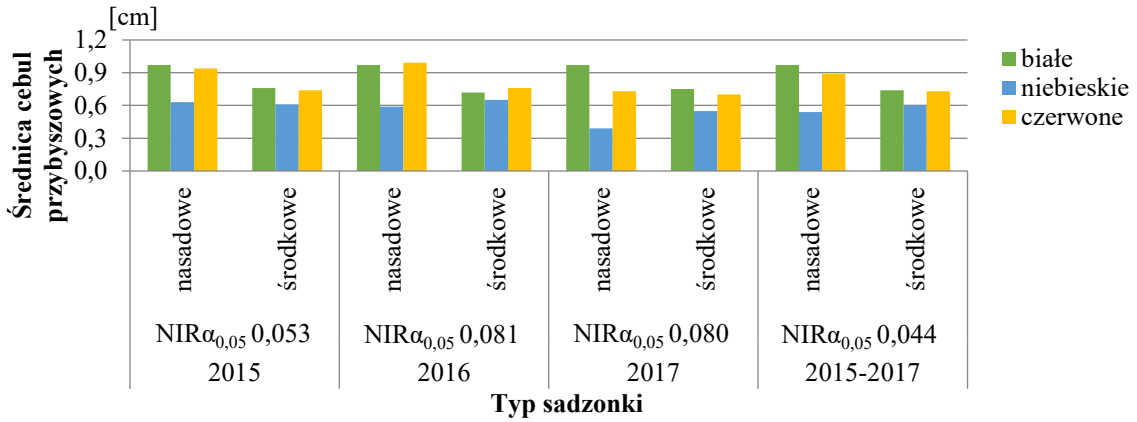
Na podstawie analizy danych, tylko w pierwszym roku prowadzenia badań, wykazano istotny wpływ ukorzeniacza na średnicę wytworzonej cebuli przybyszowej (tab. 22.). Cebule o większej średnicy wykształcały się na sadzonkach traktowanych tym preparatem. Mniejszą o 9,5%, średnicę cebul wykazano u sadzonek, u których go nie stosowano. We wszystkich latach badań udowodniono istotny wpływ barwy światła na analizowaną cechę. Zarówno w 2015 jak i 2016 roku stwierdzono, że cebule o większej średnicy wykształciły się na sadzonkach doświetlanych światłem barwy białej i czerwonej niż niebieskiej. Z kolei w 2017 roku największą średnicę cebul stwierdzono pod lampami emitującymi światło barwy białej, mniejszą, o 21,1% światło barwy czerwonej, najmniejszą zaś światło barwy niebieskiej – o 83,0%. Tylko w latach 2015 i 2016 wykazano istotny wpływ typu sadzonki na omawiany parametr. Cebule o większej średnicy formowały się na sadzonkach nasadowych w porównaniu do pobranych ze środkowej części liścia. Różnice te wynosiły w 2016 roku – 19,7% i w 2015 roku – 21,4%.

Oceniając średnie wyniki z lat badań, stwierdzono istotny wpływ wszystkich analizowanych czynników na średnicę wykształconej cebuli przybyszowej (tab. 22.). Cebule o większej średnicy wykazano na sadzonkach, u których stosowano ukorzeniacz, w porównaniu do tych, u których go nie aplikowano. Różnica ta wynosiła 6,9%. Ponadto stwierdzono, że cebule o największej średnicy wykształciły się na sadzonkach doświetlanych światłem barwy białej, mniejszej o 6,2% u tych, które umieszczono pod lampami emitującymi światło barwy czerwonej, najmniejszej zaś u tych, gdzie stosowano światło barwy niebieskiej - różnica ta wynosiła aż 50,9%. Udowodniono również, że sadzonki pozyskane z nasadowej części liścia wykształcały cebule o większej średnicy, niż te pozyskane z części środkowej, a różnica ta wynosiła 15,9%. Wykazano istotną interakcję między barwą światła a stosowaniem ukorzeniacza. Sadzonki nietraktowane tym preparatem, wykształcały cebule o większej średnicy, pod wpływem lamp emitujących światło barwy białej i czerwonej niż niebieskiej. Z kolei u sadzonek, u których stosowano ukorzeniacz, największą średnicę cebul uzyskano w świetle białym, mniejszą o 15,2% w świetle czerwonym, najmniejszą zaś w niebieskim - różnica ta wynosiła 51,7%. Stwierdzono także niejednakowe współdziałanie między typem sadzonki a barwą światła (wyk. 22.). Stosując lampy emitujące światło barwy czerwonej i białej, cebule o większej średnicy formowały się u podstawy sadzonek nasadowych niż środkowych. Różnica ta wynosiła odpowiednio 21,9% i 31,1%. Z kolei pod wpływem światła niebieskiego wykazano odwrotną zależność, a różnica ta wynosiła 11,1%. Nie wykazano istotnej interakcji między typem sadzonki a stosowaniem ukorzeniacza (tab. 22.).

Tabela 22. Średnica [cm] cebul przybyszowych u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od stosowania ukorzeniacza, barwy światła i typu sadzonki

Lata	Ukorzeniacz (A)	Barwa światła (B)			Typ sadzonki (C)		Średnia
		Białe	Niebieskie	Czerwone	Nasadowa	Środkowa	
2015	Bez ukorzeniacza	0,73	0,61	0,86	0,77	0,70	0,74
	Ukorzeniacz	1,00	0,62	0,82	0,92	0,71	0,81
	Średnia	0,87	0,62	0,84	0,85	0,70	0,77
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,030 B-0,046 C-0,030 B(A)-0,064 A(B)-0,053 C(A)-0,053 A(C)-0,053 C(B)-0,053 B(C)-0,064 A×B×C-n.i.					
2016	Bez ukorzeniacza	0,88	0,50	0,89	0,81	0,70	0,76
	Ukorzeniacz	0,80	0,73	0,86	0,89	0,71	0,80
	Średnia	0,84	0,62	0,87	0,85	0,71	0,78
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-0,070 C-0,047 B(A)-0,099 A(B)-0,081 C×A-n.i. C(B)-0,081 B(C)-0,099 A×B×C-n.i.					
2017	Bez ukorzeniacza	0,78	0,51	0,73	0,65	0,70	0,67
	Ukorzeniacz	0,93	0,42	0,70	0,74	0,63	0,68
	Średnia	0,86	0,47	0,71	0,70	0,66	0,68
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-0,070 C-n.i. B(A)-0,098 A(B)-0,080 C(A)-0,080 A(C)-0,080 C(B)-0,080 B(C)-0,098 A×B×C-n.i.					
2015 - 2017	Bez ukorzeniacza	0,80	0,54	0,83	0,75	0,70	0,72
	Ukorzeniacz	0,91	0,60	0,79	0,85	0,68	0,77
	Średnia	0,86	0,57	0,81	0,80	0,69	0,75
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,024 B-0,045 C-0,041 B(A)-0,057 A(B)-0,047 A×C-n.i. C(B)-0,044 B(C)-0,053 A×B×C-n.i.					

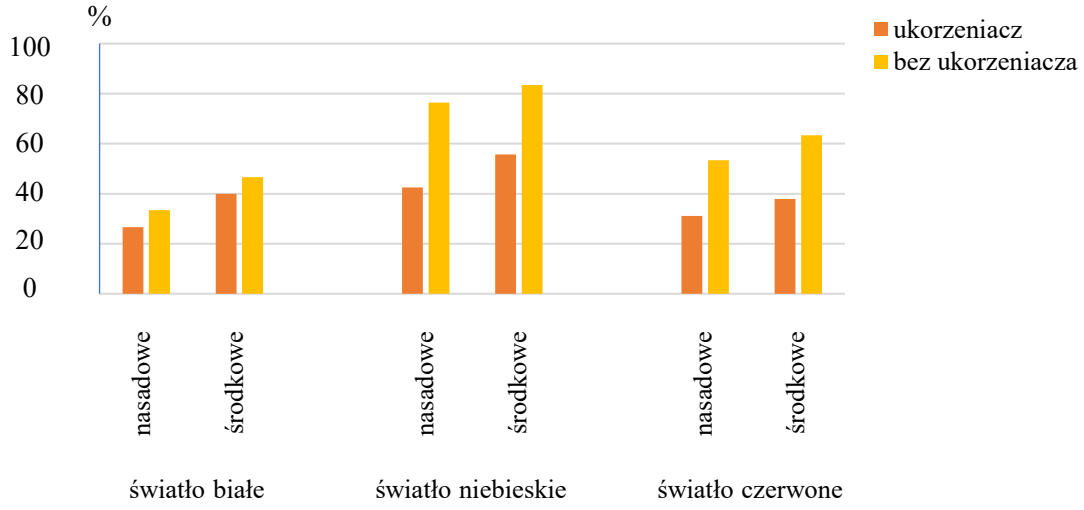
Objaśnienia jak w tabeli 17.



Wykres 22. Średnica cebul przybyszowych [cm] u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki i barwy światła

5.1.5. Odsetek zamarłych sadzonek

Niezależnie od roku prowadzenia doświadczenia, w obiektach, gdzie nie stosowano ukorzeniacza, wykazano o 18,9% więcej zamarłych sadzonek w stosunku do wariantów, w których go aplikowano (wyk. 23.). Stosując lampy o niebieskiej barwie światła stwierdzono największy odsetek zamarłych sadzonek i był on o 15,8% większy w porównaniu do światła barwy czerwonej i o 27,8% większy w odniesieniu do światła barwy białej. W przypadku sadzonek ciętych ze środkowej części liścia, odsetek zamarłych sadzonek był o 10,7% większy w stosunku do tych, pozyskanych z części nasadowej. Spośród porównywanych w doświadczeniu wariantów, największy odsetek zamarłych sadzonek, tj. aż 83,4% wykazano w obiekcie, w którym cięto je z części środkowej liścia, nie stosowano ukorzeniacza i umieszczono pod lampami emitującymi światło barwy niebieskiej. Najmniejszy zaś odsetek zamarłych sadzonek, tj. 26,6% stwierdzono w wariancie, gdzie pozyskano je z części nasadowej, traktowano ukorzeniaczem i doświetlano lampami o białej barwie światła.



Wykres 23. Odsetek [%] zamarłych sadzonek liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od stosowania ukorzeniacza, barwy światła oraz typu sadzonki (średnio za lata 2015-2017)

5.2. Wpływ rodzaju podłoża, typu sadzonki na stan fizjologiczny sadzonek oraz inicjację korzeni i plon cebul w warunkach produkcyjnych

5.2.1. Parametry fluorescencji chlorofilu *a*

Tylko w 2017 roku wykazano istotny wpływ typu sadzonki na czas wzrostu fluorescencji chlorofilu od początku pomiaru do osiągnięcia maksimum (tab. 23.). Największą jego wartość oznaczono u sadzonek pozyskanych z części nasadowej, mniejszą z części środkowej, najmniejszą zaś z części wierzchołkowej liścia. Różnice te wynosiły odpowiednio 105,7 i 184,0. We wszystkich latach prowadzenia badań stwierdzono istotny wpływ rodzaju podłoża na omawianą cechę. W 2015 roku,

Tabela 23. Czas wzrostu fluorescencji chlorofilu od początku pomiaru do osiągnięcia maksimum (T_{FM}) w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki, rodzaju podłoża i terminu pomiaru

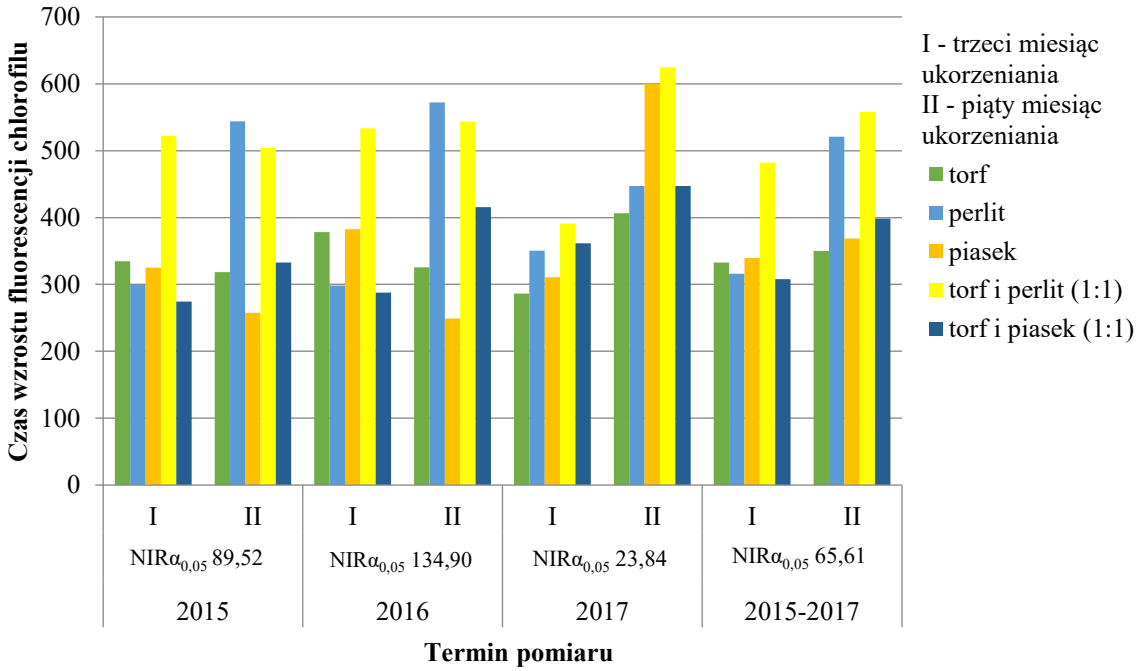
Lata	Typ sadzonki (A)	Rodzaj podłoża (B)					Termin pomiaru (C)		Średnia
		Torf	Perlit	Piasek	Torf i perlit	Torf i piasek	I	II	
2015	Nasadowa	366,7	402,5	311,7	524,2	296,7	349,7	411,0	380,3
	Środkowa	305,0	479,2	260,0	465,8	237,5	341,3	357,7	349,5
	Wierzchołkowa	307,5	383,3	302,5	550,0	376,7	362,3	405,7	384,0
	Średnia	326,4	421,7	291,4	513,3	303,6	351,1	391,4	371,3
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-89,91 C-40,03 B×A-n.i. A×C-n.i. C(B)-89,52 C(B)-127,15 A×B×C-n.i.							
2016	Nasadowa	335,0	435,8	317,5	499,2	361,7	364,7	415,0	389,8
	Środkowa	373,3	525,0	272,5	550,0	365,0	357,0	477,3	417,2
	Wierzchołkowa	347,5	345,0	357,5	565,8	328,3	406,7	371,0	388,8
	Średnia	351,9	435,3	315,8	538,3	351,7	376,1	421,1	398,6
	$NIR\alpha_{0,05}$	A- n.i. B-135,48 C- n.i. B×A- n.i. C×A- n.i. C(B)-134,90 B(C)-191,60 A×B×C-n.i.							
2017	Nasadowa	412,5	491,7	587,5	612,5	491,7	431,7	606,7	519,2
	Środkowa	274,2	391,7	461,7	530,8	409,2	353,7	473,3	413,5
	Wierzchołkowa	352,5	313,3	316,7	380,8	312,5	234,7	435,7	335,2
	Średnia	346,4	398,9	455,3	508,1	404,4	340,0	505,2	422,6
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-15,76 B-23,94 C-10,66 B(A)-41,46 A(B)-35,24 C(A)-29,19 A(C)-35,24 C(B)-23,84 B(C)-33,85 A×B×C-n.i.							
2015 - 2017	Nasadowa	371,4	443,3	405,6	545,3	383,3	382,0	477,6	429,8
	Środkowa	317,5	465,3	331,4	515,6	337,2	350,7	436,1	393,4
	Wierzchołkowa	335,8	347,2	325,6	498,9	339,2	334,6	404,1	369,3
	Średnia	341,6	418,6	354,2	519,9	353,2	355,7	439,3	397,5
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-40,92 B-57,92 C-24,71 BxA-n.i. CxA-n.i. C(B)-65,61 B(C)-91,89 A×B×C-n.i.							

Objaśnienia: I – trzeci miesiąc ukorzeniania, II – piąty miesiąc ukorzeniania, n.i. – różnice nieistotne.

największym T_{FM}, charakteryzowały się sadzonki umieszczone w podłożu składającym się z torfu i perlitu (1:1), mniejszym w perlicie, najmniejszym zaś w pozostałych podłożach. Natomiast w 2016 roku, największą wartość T_{FM} wykazano także w obiekcie, w którym do ukorzeniania sadzonek wykorzystano podłoże składające się z torfu i perlitu (1:1), najmniejszą zaś w tym, gdzie sadzonki umieszczono w piasku. Różnica była znaczna i wynosiła aż 222,5. Z kolei w 2017 roku, podobnie jak

w poprzednich latach, największą wartość T_{FM} stwierdzono w sadzonkach umieszczonych w podłożu składającym się z torfu i perlitu (1:1), lecz najmniejszą jego wartość wykazano w tych, które ukorzeniano w podłożu torfowym. Różnica ta wynosiła 161,7. Na podstawie uzyskanych danych, tylko w pierwszym i ostatnim roku prowadzenia badań, wykazano istotny wpływ terminu pomiaru na czas wzrostu fluorescencji chlorofilu od początku pomiaru do osiągnięcia maksimum. Większą jego wartość oznaczono w sadzonkach pod koniec okresu ukorzeniania niż w trzecim miesiącu trwania doświadczenia. Różnice te wynosiły w tych latach odpowiednio 40,3 i 165,2.

Na podstawie syntezy wyników, wykazano istotny wpływ wszystkich porównywanych w badaniach czynników na ocenianą cechę (tab. 23.). Większy T_{FM} oznaczono w sadzonkach pozyskanych z części nasadowej, jednak tylko w stosunku do tych, które cięto z części wierzchołkowej liścia. Różnica ta wynosiła 60,5. Istotnie najdłuższy czas wzrostu fluorescencji chlorofilu stwierdzono w sadzonkach, które umieszczono w podłożu składającym się z torfu i perlitu (1:1), krótszy w perlicie, najkrótszy zaś w pozostałych przygotowanych podłożach. Pod koniec okresu ukorzeniania, sadzonki charakteryzowały się większym T_{FM}. Mniejszą o 83,6 jego wartość wykazano w trzecim miesiącu trwania doświadczenia. W przeprowadzonych badaniach stwierdzono niejednakowe współdziałanie między terminem pomiaru a rodzajem podłoża (wyk. 24.). W obiektach, w których zastosowano perlit, podłoże składające się z mieszaniny z torfu i perlitu (1:1) oraz torfu i piasku (1:1), stwierdzono większy T_{FM} w piątym, niż w trzecim miesiącu ukorzeniania. W pozostałych wariantach, nie wykazano istotnego wpływu terminu pomiaru na oceniany parametr. Nie dowiedziono t istotnej interakcji między rodzajem podłoża a typem sadzonki oraz między terminem pomiaru a typem sadzonki (tab. 23.).



Wykres 24. Czas wzrostu fluorescencji chlorofilu od początku pomiaru do osiągnięcia maksimum (T_{FM}) w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od terminu pomiaru i rodzaju podłoża

We wszystkich latach prowadzenia badań, nie stwierdzono istotnego wpływu typu sadzonki na fluorescencję początkową po adaptacji w ciemności, w sadzonkach liściowych (tab. 24.). Tylko w latach 2015 i 2017 wykazano istotny wpływ rodzaju podłoża na omawianą cechę. W pierwszym roku większą wartością F_O charakteryzowały się sadzonki umieszczone w mieszaninie torfu i piasku (1:1), jednak tylko w stosunku do tych, które ukorzeniano w podłożu torfowym. Różnica ta wynosiła 20,8. Z kolei w ostatnim roku trwania doświadczenia, większą fluorescencję początkową oznaczono w obiekcie, w którym do ukorzeniania sadzonek wykorzystano perlit, jednak tylko w stosunku do tego obiektu, gdzie sadzonki umieszczono, w podłożu składającym się z torfu i perlitu (1:1). Różnica ta wynosiła 18,6. Jedynie w 2015 roku wykazano istotny wpływ terminu pomiaru na omawianą cechę. Większą F_O oznaczono pod koniec okresu ukorzeniania. Mniejszą jego wartość o 8,6, wykazano w trzecim miesiącu prowadzenia badań.

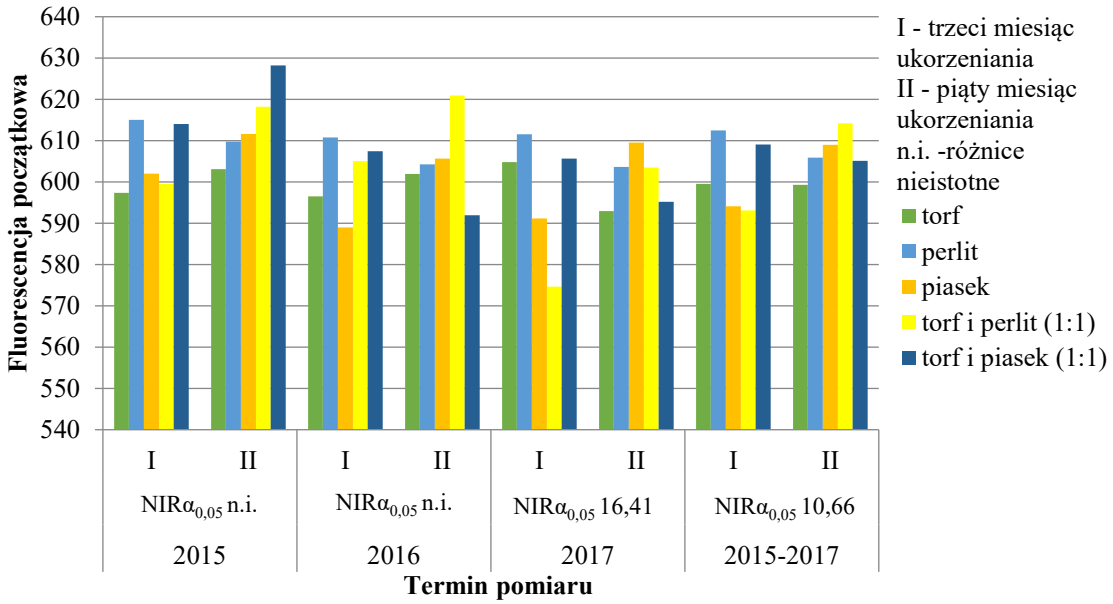
Tabela 24. Fluorescencja początkowa (F_O) po adaptacji w ciemności w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki, rodzaju podłoża i terminu pomiaru

Lata	Typ sadzonki (A)	Rodzaj podłoża (B)					Termin pomiaru (C)		Średnia
		Torf	Perlit	Piasek	Torf i perlit	Torf i piasek	I	II	
2015	Nasadowa	598,8	616,8	616,6	616,5	621,2	611,9	616,0	614,0
	Środkowa	593,1	600,8	601,8	607,8	613,7	593,7	613,1	603,4
	Wierzchołkowa	608,9	619,7	602,1	602,3	628,6	611,2	613,4	612,3
	Średnia	600,3	612,4	606,8	608,9	621,1	605,6	614,2	609,9
	$NIR\alpha_{0,05}$	A- n.i. B-18,48 C-8,23 B×A- n.i. C×A- n.i. C×B- n.i. A×B×C-n.i.							
2016	Nasadowa	610,5	608,8	599,8	616,7	611,1	610,1	608,6	609,4
	Środkowa	593,0	601,2	597,4	587,3	596,8	591,7	598,5	595,1
	Wierzchołkowa	594,1	612,7	594,8	634,9	591,2	603,4	607,7	605,5
	Średnia	599,2	607,5	597,3	612,9	599,7	601,7	604,9	603,3
	$NIR\alpha_{0,05}$	A- n.i. B- n.i. C- n.i. B×A- n.i. C×A- n.i. C×B- n.i. A×B×C-n.i.							
2017	Nasadowa	597,3	611,9	602,2	591,1	597,7	597,7	602,4	600,0
	Środkowa	600,6	601,4	590,0	593,7	607,3	593,2	604,0	598,6
	Wierzchołkowa	598,7	609,5	608,9	582,3	596,2	601,7	596,5	599,1
	Średnia	598,9	607,6	600,4	589,0	600,4	597,5	601,0	599,3
	$NIR\alpha_{0,05}$	A- n.i. B-14,48 C- n.i. B×A- n.i. C×A- n.i. C(B)-16,41 B(C)-23,31 A×B×C-n.i.							
2015 - 2017	Nasadowa	602,2	612,5	606,2	608,1	610,0	606,6	609,0	607,8
	Środkowa	595,6	601,1	596,4	596,2	605,9	592,9	605,2	599,0
	Wierzchołkowa	600,6	613,9	602,0	606,5	605,3	605,5	605,9	605,7
	Średnia	599,4	609,2	601,5	603,6	607,1	601,6	606,7	604,2
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-6,98 B-n.i. C-4,96 B×A-n.i. CxA-n.i. C(B)-10,66 B(C)-14,93 A×B×C-n.i.							

Objaśnienia jak w tabeli 23.

Porównując dane dotyczące fluorescencji początkowej po adaptacji w ciemności, na podstawie średnich wyników z lat badań, stwierdzono istotny wpływ jedynie typu sadzonki i terminu pomiaru (tab. 24.). Większym F_O charakteryzowały się sadzonki pozyskane z części nasadowej liścia, jednak tylko w stosunku do tych, które cięto z części środkowej. Różnica ta wynosiła 8,8. Pod koniec okresu ukorzeniania sadzonek liściowych wykazano większą fluorescencję początkową niż w trzecim miesiącu

trwania doświadczenia, a różnica ta wynosiła 5,1. W przeprowadzonym doświadczeniu stwierdzono istotną interakcję między terminem pomiaru a rodzajem podłoża (wyk. 25.). Sadzonki umieszczone w piasku oraz mieszaninie torfu i perlitu (1:1), charakteryzowały się większym F_O w piątym, niż w trzecim miesiącu ukorzeniania. Różnice te wynosiły odpowiednio 14,9 i 21,1. W obiektach, w których zastosowano pozostałe podłoża, nie udowodniono istotnego wpływu terminu pomiaru na omawianą cechę. Na podstawie przeprowadzonej analizy statystycznej nie wykazano istotnej interakcji między rodzajem podłoża a typem sadzonki oraz między terminem pomiaru a typem sadzonki (tab. 24.).



Wykres 25. Fluorescencja początkowa (F_O) po adaptacji w ciemności w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od terminu pomiaru i rodzaju podłoża

Fluorescencja maksymalna chlorofilu po adaptacji w ciemności, w 2016 i 2017 roku w istotny sposób zależała od typu sadzonki (tab. 25.). W obu latach prowadzenia badań, istotnie większą jego wartość oznaczono w sadzonkach pozyskanych z części środkowej liścia, jednak tylko w stosunku do tych, które cięto z części wierzchołkowej liścia. Różnice te wynosiły odpowiednio 295,6 i 188,9. Na podstawie przeprowadzonych badań, wykazano również istotny wpływ rodzaju podłoża na omawianą cechę. W pierwszym roku prowadzenia badań większą fluorescencję maksymalną oznaczono w obiektach, w których do ukorzeniania sadzonek zastosowano podłoże torfowe oraz mieszaninę torfu i perlitu (1:1), jednak tylko w stosunku do tego obiektu, gdzie sadzonki umieszczono w perlicie. W kolejnym roku prowadzenia doświadczenia, istotnie większą wartość F_M stwierdzono w sadzonkach umieszczonych w podłożu torfowym oraz mieszaninie torfu i piasku (1:1), jednak tylko w stosunku do tych, które ukorzeniano w perlicie. W ostatnim roku badań, większą fluorescencję maksymalną ustalono w obiektach, w których zastosowano podłoże torfowe, piasek, mieszaninę torfu i perlitu (1:1) oraz torfu i piasku (1:1), mniejszą zaś w tym, w gdzie użyto perlit. We wszystkich latach prowadzenia doświadczenia, w trzecim miesiącu ukorzeniania sadzonek oznaczono większą wartość F_M, niż pod koniec tego okresu. Największe różnice stwierdzono w 2017 roku – 796,8, mniejsze w 2016 roku – 351,9, najmniejsze zaś w 2015 roku – 340,5.

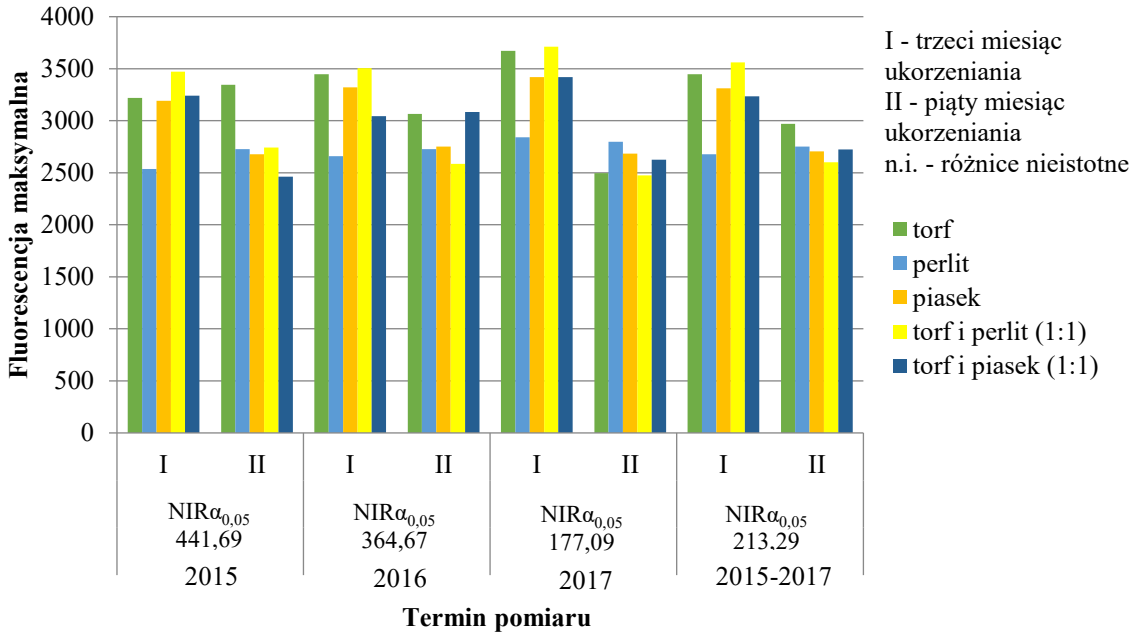
Tabela 25. Fluorescencja maksymalna (F_M) po adaptacji w ciemności w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki, rodzaju podłoża i terminu pomiaru

Lata	Typ sadzonki (A)	Rodzaj podłoża (B)					Termin pomiaru (C)		Średnia
		Torf	Perlit	Piasek	Torf i perlit	Torf i piasek	I	II	
2015	Nasadowa	3464,4	2499,8	3038,8	3195,7	2866,7	3059,5	2966,7	3013,1
	Środkowa	3257,8	3036,5	2876,6	3211,3	2608,8	3307,7	2688,7	2998,2
	Wierzchołkowa	3127,3	2362,2	2886,4	2914,0	3081,4	3029,0	2719,5	2874,3
	Średnia	3283,1	2632,8	2933,9	3107,0	2852,3	3132,1	2791,6	2961,8
	$NIR\alpha_{0,05}$	A- n.i. B-443,61 C-197,53 B×A-n.i. C×A- n.i. C(B)-441,69 B(C)-627,36 A×B×C-n.i.							
2016	Nasadowa	3429,5	2846,6	3236,1	2765,3	3056,2	3275,7	2857,8	3066,7
	Środkowa	3346,8	2908,8	3007,1	3320,1	3131,5	3295,7	2990,0	3142,9
	Wierzchołkowa	2991,2	2323,2	2868,5	3047,6	3005,8	3013,2	2681,3	2847,3
	Średnia	3255,8	2692,9	3037,2	3044,3	3064,5	3194,9	2843,0	3019,0
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-241,10 B-366,25 C-163,09 B×A- n.i. C×A- n.i. C(B)-364,67 B(C)-517,96 A×B×C-n.i.							
2017	Nasadowa	3350,3	2656,1	2810,4	3078,4	3199,0	3287,7	2750,0	3018,8
	Środkowa	2966,2	3154,9	3353,6	2978,8	3076,1	3513,9	2697,9	3105,9
	Wierzchołkowa	2937,3	2644,1	2988,7	3221,3	2793,7	3435,3	2398,7	2917,0
	Średnia	3084,6	2818,4	3050,9	3092,8	3022,9	3412,3	2615,5	3013,9
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-113,12 B-171,84 C-76,52 B(A)-297,63 A(B)-252,93 C(A)-209,55 A(C)-252,93 C(B)-177,09 B(C)-243,01 A×B×C-n.i.							
2015 - 2017	Nasadowa	3414,7	2667,5	3028,4	3013,1	3040,6	3207,6	2858,1	3032,9
	Środkowa	3190,3	3033,4	3079,1	3170,1	2938,8	3372,4	2792,2	3082,3
	Wierzchołkowa	3018,6	2443,1	2914,5	3060,9	2960,4	3159,2	2599,8	2879,5
	Średnia	3207,8	2714,7	3007,3	3081,4	2979,9	3246,4	2750,1	2998,2
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-126,07 B-193,07 C-92,46 B(A)-369,71 A(B)-316,52 CxA-n.i. C(B)-213,29 B(C)-298,71 A×B×C-n.i.							

Objaśnienia jak w tabeli 23.

Na podstawie średnich wyników z lat badań stwierdzono, że wszystkie oceniane czynniki istotnie wpływały na wartość parametru F_M (tab. 25.). Zarówno sadzonki nasadowe, jak i środkowe charakteryzowały się większą fluorescencją maksymalną, niż wierzchołkowe. Istotnie większy F_M oznaczono w obiekcie, w którym do ukorzeniania sadzonek zastosowano podłoże torfowe, tylko w stosunku do tych obiektów, gdzie sadzonki umieszczono w piasku oraz mieszaninie torfu i piasku (1:1). Najmniejszą wartość F_M wykazano w obiekcie, w którym wykorzystano perlit. W trzecim miesiącu trwania doświadczenia stwierdzono większy F_M niż pod koniec okresu ukorzeniania sadzonek, a różnica ta wynosiła 496,3. W przeprowadzonych badaniach wykazano istotną interakcję między rodzajem podłoża a typem sadzonki. W przypadku sadzonek nasadowych, największą fluorescencję maksymalną oznaczono w tych, umieszczonych w podłożu torfowym, najmniejszą zaś w, ukorzenianych w perlicie. Z kolei w sadzonkach wierzchołkowych, większą wartość F_M ustalono w wyniku umieszczenia ich w podłożu torfowym, piasku oraz podłożach składających się z torfu i perlitu (1:1) oraz torfu i piasku (1:1), mniejszą zaś w perlicie. W sadzonkach środkowych, nie stwierdzono

istotnego wpływu rodzaju podłoża na wartość mierzonej cechy. Wykazano również niejednakowe współdziałanie między terminem pomiaru a rodzajem podłoża (wyk. 26.). Zarówno w podłożu torfowym, piasku jak i mieszaninie torfu i perlitu (1:1) oraz torfu i piasku (1:1), większą fluorescencję maksymalną oznaczono w trzecim, niż piątym miesiącu ukorzeniania. W wariancie, w którym w badaniach zastosowano perlit, nie wykazano istotnego wpływu terminu pomiaru na ocenianą cechę. Nie wykazano istotnej interakcji między terminem pomiaru a typem sadzonki (tab. 25.).



Wykres 26. Fluorescencja maksymalna (F_M) po adaptacji w ciemności w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od terminu pomiaru i rodzaju podłoża

Analizując uzyskane w badaniach wyniki, tylko w 2016 roku, stwierdzono istotny wpływ typu sadzonki na fluorescencję zmienną po adaptacji w ciemności (tab. 26.). Większą jej wartość oznaczono w sadzonkach pozyskanych z części środkowej, jednak tylko w stosunku do tych, które cięto z części wierzchołkowej liścia. Różnica ta wynosiła 319,1. We wszystkich latach trwania doświadczenia, wykazano istotny wpływ rodzaju podłoża na ocenianą cechę. W pierwszym roku badań, największą F_V oznaczono w sadzonkach umieszczonych w podłożu torfowym, najmniejszą zaś w tych, które ukorzeniano w podłożu składającym się z torfu i perlitu (1:1). Różnica ta była znaczna i wynosiła aż 878,1. W drugim roku istotnie większą wartość tego parametru wykazano w wariancie, w którym do ukorzeniania zastosowano podłoże torfowe, jednak tylko w stosunku do tego, gdzie użyto perlitu. Różnica ta wynosiła 557,5. Z kolei w trzecim roku badań, największą fluorescencję zmienną stwierdzono w obiekcie, w którym zastosowano podłoże torfowe, najmniejszą zaś w tym, w którym wykorzystano perlit, a różnica ta wynosiła 565,6. We wszystkich latach prowadzenia doświadczenia, stwierdzono również istotny wpływ terminu pomiaru na mierzoną cechę. Większą wartość F_V stwierdzono w trzecim niż piątym miesiącu ukorzeniania sadzonek liściowych. Największe różnice wykazano w 2017 roku – 787,6, mniejsze w 2015 roku – 349,1, najmniejsze zaś w 2016 roku – 337,2.

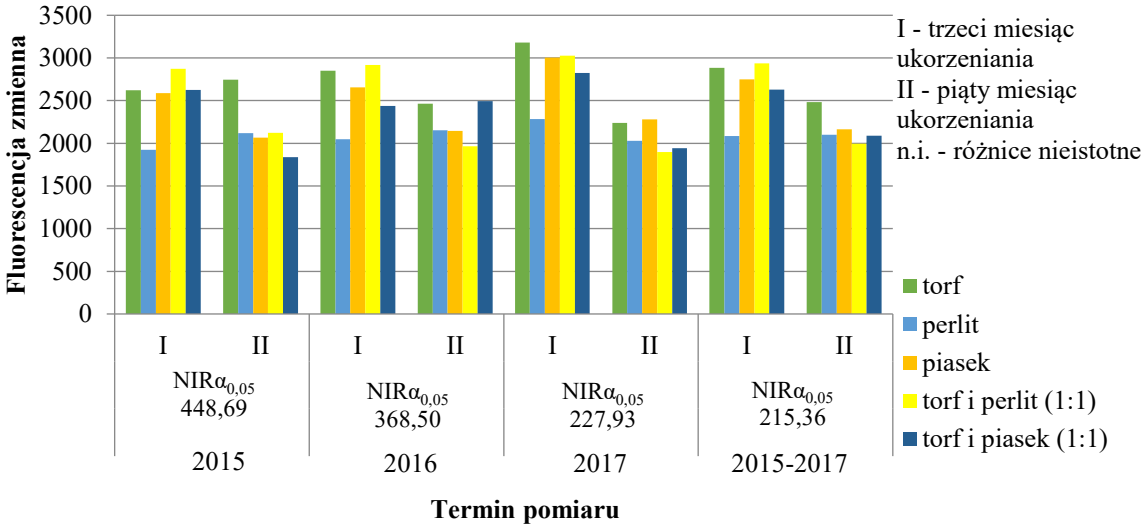
Tabela 26. Fluorescencja zmienna (F_V) po adaptacji w ciemności w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki, rodzaju podłoża i terminu pomiaru

Lata	Typ sadzonki (A)	Rodzaj podłoża (B)					Termin pomiaru (C)		Średnia
		Torf	Perlit	Piasek	Torf i perlit	Torf i piasek	I	II	
2015	Nasadowa	2865,7	1883,1	2422,2	2579,2	2245,5	2447,6	2350,7	2399,1
	Środkowa	2664,7	2435,8	2274,8	2603,5	1995,2	2714,0	2075,5	2394,8
	Wierzchołkowa	2518,3	1742,5	2284,3	231,7	2452,8	2417,8	2106,1	1964,8
	Średnia	2682,9	2020,4	2327,1	1804,8	2231,2	2526,5	2177,4	2252,9
	$NIR\alpha_{0,05}$	A- n.i. B-450,64 C-200,66 B×A- n.i. C×A- n.i. C(B)-448,69 B(C)-637,31 A×B×C-n.i.							
2016	Nasadowa	2819,0	2237,8	2386,3	2148,7	2445,1	2565,6	2249,2	2407,4
	Środkowa	2753,8	2307,7	2541,9	2732,8	2534,7	2756,9	2391,5	2574,2
	Wierzchołkowa	2397,1	1751,8	2273,5	2438,7	2414,6	2419,8	2090,0	2255,1
	Średnia	2656,6	2099,1	2400,6	2440,1	2464,8	2580,8	2243,6	2412,2
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-243,63 B-370,11 C-164,80 B×A- n.i. C×A- n.i. C(B)-368,50 B(C)-523,41 A×B×C-n.i.							
2017	Nasadowa	2752,9	2377,5	2624,9	2237,3	2247,3	2712,0	2184,0	2448,0
	Środkowa	2984,9	2302,7	2444,4	2380,2	2407,9	2936,4	2057,2	2502,0
	Wierzchołkowa	2426,2	1786,8	2854,8	2763,9	2492,8	2942,6	1987,2	2464,9
	Średnia	2721,3	2155,7	2641,4	2460,5	2382,7	2863,7	2076,1	2471,6
	$NIR\alpha_{0,05}$	A- n.i. B-228,92 C-101,94 B(A)-396,51 A(B)-336,96 C(A)-279,16 A(C)-336,96 C(B)-227,93 B(C)-323,75 A×B×C-n.i.							
2015 - 2017	Nasadowa	2812,5	2166,1	2477,8	2321,7	2312,6	2575,0	2261,3	2418,2
	Środkowa	2789,1	2348,7	2420,4	2572,2	2312,5	2802,4	2174,8	2490,3
	Wierzchołkowa	2447,2	1760,4	2471,0	2504,4	2453,4	2593,4	2061,1	2228,3
	Średnia	2687,0	2091,7	2456,4	2235,1	2359,5	2657,0	2165,7	2378,9
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-133,78 B-199,76 C-93,24 B(A)-381,45 A(B)-326,57 C×A-n.i. C(B)-215,36 B(C)-301,60 A×B×C-n.i.							

Objaśnienia jak w tabeli 23.

Fluorescencja zmienna w sadzonkach liściowych, niezależnie od roku prowadzenia badań, istotnie zależała od wszystkich ocenianych czynników (tab. 26.). Większą F_V oznaczono w sadzonkach pozyskanych z części nasadowej i środkowej, niż wierzchołkowej liścia. Istotnie największą fluorescencję zmienną stwierdzono w sadzonkach umieszczonych w podłożu torfowym, najmniejszą zaś w tych, które ukorzeniano w perlicie. Różnica ta wynosiła 595,3. Ponadto, większą wartość ocenianej cechy oznaczono w trzecim niż piątym miesiącu ukorzeniania. Różnica ta wynosiła 491,3. Na podstawie analizy wariancji wykazano istotną interakcję między rodzajem podłoża a typem sadzonki. W sadzonkach nasadowych, większą fluorescencję zmienną oznaczono w tych, które umieszczono w podłożu torfowym, jednak tylko w stosunku do tych ukorzenianych w perlicie, mieszaninie torfu i perlitu (1:1) oraz torfu i piasku (1:1). Z kolei w sadzonkach pozyskanych z części środkowej liścia, większą F_V oznaczono w obiektach, w których zastosowano podłoże torfowe, jednak tylko w stosunku do tych, w których wykorzystano perlit oraz podłoże składające się z torfu i piasku (1:1). Natomiast w sadzonkach ciętych z wierzchołkowej części liścia, większą F_V stwierdzono w tych wariantach, w których użyto podłoże torfowe, piasek oraz podłoże składające się z torfu i perlitu (1:1) oraz z torfu i piasku (1:1), mniejszą natomiast w tym, gdzie stosowano perlit. Wykazano również niejednakowe współdziałanie

między terminem pomiaru a rodzajem podłoża (wyk. 27.). W przypadku wykorzystania do ukorzeniania sadzonek podłoża torfowego, piasku, mieszaniny torfu i perlitu (1:1) oraz torfu i piasku (1:1), większą fluorescencję zmienną stwierdzono w trzecim, niż piątym miesiącu prowadzenia badań. Z kolei w obiekcie, w którym zastosowano perlit, nie stwierdzono istotnego wpływu terminu pomiaru na ocenianą cechę. Na podstawie uzyskanych danych, nie dowiedziono istotnej interakcji między terminem pomiaru a typem sadzonki (tab. 26.).



Wykres 27. Fluorescencja zmienna (F_V) po adaptacji w ciemności w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od terminu pomiaru i rodzaju podłoża

W latach 2015 i 2016 prowadzenia doświadczenia, stwierdzono istotny wpływ rodzaju podłoża na maksymalną potencjalną efektywność reakcji fotochemicznej w PS II, wyznaczonej po adaptacji ciemniowej (tab. 27). W pierwszym roku, większą F_V/F_M charakteryzowały się sadzonki umieszczone w podłożu torfowym, jednak tylko w stosunku do tych, które ukorzeniano w perlicie i podłożu składającym się z torfu i piasku (1:1). Z kolei w drugim roku, większą maksymalną potencjalną efektywność reakcji fotochemicznej w PS II oznaczono w obiekcie, w którym zastosowano podłoże torfowe, jednak tylko w stosunku do tego, gdzie wykorzystano perlit. W każdym roku prowadzenia doświadczenia wykazano istotny wpływ terminu pomiaru na analizowaną cechę. Większą wartość F_V/F_M stwierdzono w trzecim, niż piątym miesiącu ukorzeniania sadzonek liściowych. W przeprowadzonych badaniach, we wszystkich latach, nie wykazano istotnego wpływu typu sadzonki na maksymalną potencjalną efektywność reakcji fotochemicznej w PS II, wyznaczonej po adaptacji ciemniowej.

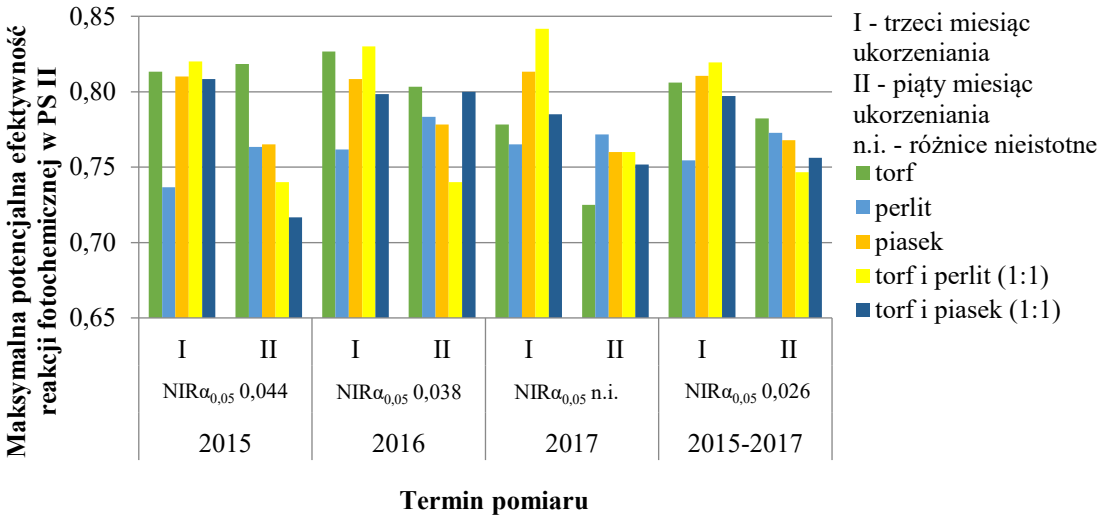
Na podstawie syntezy wyników, udowodniono istotny wpływ typu sadzonki na maksymalną potencjalną efektywność reakcji fotochemicznych w PS II (tab. 27.). Większą jej wartość oznaczono w sadzonkach pozyskanych z części nasadowej i środkowej, niż wierzchołkowej liścia. Stwierdzono również istotny wpływ rodzaju podłoża na ocenianą cechę. Większą F_V/F_M wykazano, w obiektach, w których zastosowano podłoże torfowe, piasek oraz mieszaninę torfu i perlitu (1:1), jednak tylko w stosunku do tego obiektu, gdzie wykorzystano perlit. Istotnie większą wartość F_V/F_M oznaczono w trzecim, niż piątym miesiącu ukorzeniania sadzonek liściowych. W przeprowadzonym

doświadczeniu wykazano istotną interakcję między rodzajem podłoża a typem sadzonki. W przypadku sadzonek pozyskanych z części nasadowej liścia, większą F_V/F_M stwierdzono w tych obiektach, w których zastosowano podłoże torfowe, jednak tylko w stosunku do tych obiektów, gdzie wykorzystano perlit oraz podłoże składające się z torfu i piasku (1:1). Z kolei u sadzonek środkowych i wierzchołkowych nie wykazano istotnego wpływu rodzaju podłoża na analizowaną cechę. Stwierdzono również niejednakowe współdziałanie między terminem pomiaru a typem sadzonki. Sadzonki środkowe charakteryzowały się większą maksymalną potencjalną efektywnością reakcji fotochemicznych w PS II w trzecim miesiącu ukorzeniania. Mniejszą jej wartość oznaczono natomiast pod koniec trwania doświadczenia. Z kolei u sadzonek nasadowych i wierzchołkowych nie dowiedziono istotnego wpływu terminu pomiaru na analizowaną cechę. Wykazano istotną interakcję między terminem pomiaru a rodzajem podłoża (wyk. 28.). Sadzonki umieszczone w podłożu torfowym, piasku, mieszaninie torfu i perlitu (1:1) oraz torfu i piasku (1:1) charakteryzowały się większą wartością F_V/F_M w trzecim, niż piątym miesiącu ukorzeniania. W przypadku zastosowania perlitu, nie stwierdzono istotnego wpływu terminu pomiaru na mierzoną cechę.

Tabela 27. Maksymalna potencjalna efektywność reakcji fotochemicznej w PS II wyznaczona po adaptacji ciemniowej (F_V/F_M) w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki, rodzaju podłoża i terminu pomiaru

Lata	Typ sadzonki (A)	Rodzaj podłoża (B)					Termin pomiaru (C)		Średnia
		Torf	Perlit	Piasek	Torf i perlit	Torf i piasek	I	II	
2015	Nasadowa	0,83	0,74	0,80	0,78	0,75	0,79	0,77	0,78
	Środkowa	0,82	0,80	0,79	0,79	0,75	0,82	0,76	0,79
	Wierzchołkowa	0,81	0,72	0,78	0,77	0,80	0,79	0,76	0,78
	Średnia	0,82	0,75	0,79	0,78	0,77	0,80	0,76	0,78
	$NIR\alpha_{0,05}$	A- n.i. B-0,044 C-0,020 B×A- n.i. C×A- n.i. C(B)-0,044 B(C)-0,062 A×B×C-n.i.							
2016	Nasadowa	0,82	0,78	0,80	0,75	0,79	0,80	0,77	0,79
	Środkowa	0,82	0,78	0,80	0,82	0,80	0,81	0,79	0,80
	Wierzchołkowa	0,80	0,76	0,79	0,79	0,81	0,80	0,78	0,79
	Średnia	0,81	0,77	0,80	0,79	0,80	0,80	0,78	0,79
	$NIR\alpha_{0,05}$	A- n.i. B-0,038 C-0,017 B×A- n.i. C×A- n.i. C(B)-0,038 B(C)-0,054 A×B×C-n.i.							
2017	Nasadowa	0,82	0,75	0,78	0,80	0,79	0,81	0,77	0,79
	Środkowa	0,76	0,80	0,81	0,79	0,78	0,83	0,75	0,79
	Wierzchołkowa	0,67	0,76	0,77	0,82	0,74	0,76	0,75	0,75
	Średnia	0,75	0,77	0,79	0,80	0,77	0,80	0,76	0,78
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-n.i. C-0,025 B(A)-0,098 A(B)-0,084 C×A-n.i. C×A- n.i. A×B×C-n.i.							
2015 - 2017	Nasadowa	0,82	0,75	0,79	0,78	0,77	0,80	0,78	0,79
	Środkowa	0,80	0,79	0,80	0,80	0,78	0,82	0,78	0,79
	Wierzchołkowa	0,76	0,76	0,78	0,79	0,78	0,78	0,76	0,77
	Średnia	0,79	0,76	0,79	0,79	0,78	0,80	0,77	0,78
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,017 B-0,029 C-0,013 B(A)-0,045 A(B)-0,039 C(A)-0,020 A(C)-0,024 C(B)-0,026 B(C)-0,037 A×B×C-n.i.							

Objaśnienia jak w tabeli 23.



Wykres 28. Maksymalna potencjalna efektywność reakcji fotochemicznej w PS II wyznaczona po adaptacji ciemniowej (F_V/F_M) w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od terminu pomiaru i rodzaju podłoża

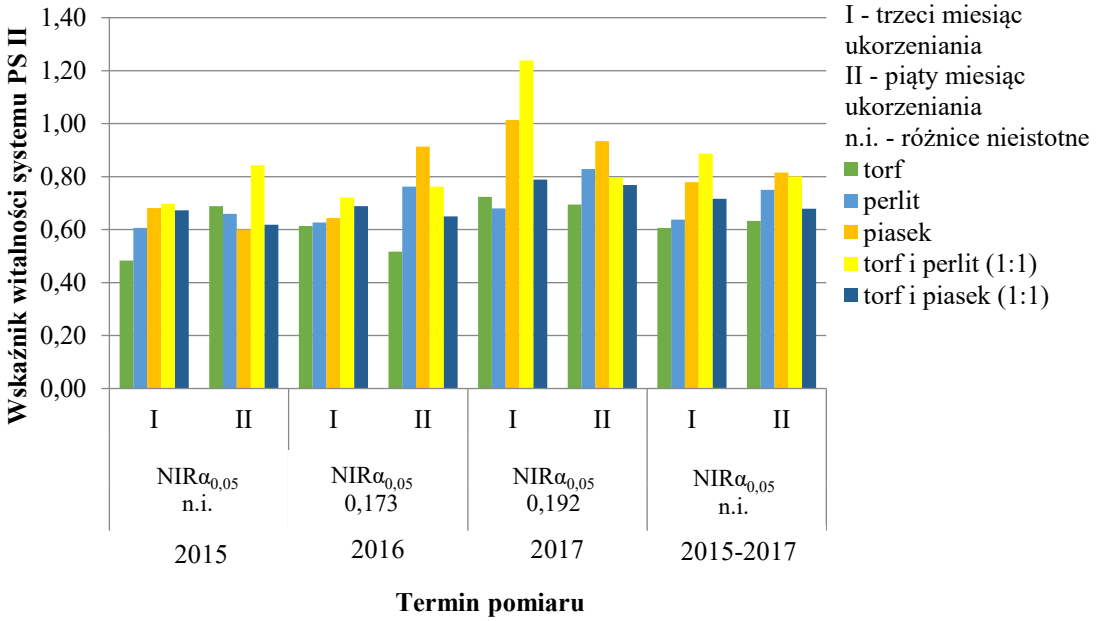
Wskaźnik witalności systemu PS II, tylko w 2017 roku, w istotny sposób zależał od typu sadzonki (tab. 28.). Większą jego wartość oznaczono w sadzonkach pozyskanych z części nasadowej i środkowej, niż części wierzchołkowej liścia. Jedynie w latach 2016 i 2017 prowadzenia badań, rodzaj podłoża w istotny sposób oddziaływał na wartość analizowanej cechy. W 2016 roku, większą PI oznaczono w sadzonkach umieszczonych w piasku i mieszaninie torfu i perlitu (1:1), jednak tylko w stosunku do tych ukorzenianych w podłożu torfowym. W 2017 roku natomiast stwierdzono, że największym wskaźnikiem witalności charakteryzowały się sadzonki w obiekcie, gdzie zastosowano podłoże składające się z torfu i perlitu (1:1), najmniejszym zaś w tym, w którym umieszczono je w perlicie i podłożu torfowym. Różnice te wynosiły odpowiednio 0,27 i 0,31. Na podstawie analizy statystycznej, we wszystkich latach prowadzenia badań, nie stwierdzono istotnego wpływu terminu pomiaru na wartość ocenianego parametru.

Porównując dane dotyczące wskaźnika witalności systemu PS II w sadzonkach liściowych, na podstawie średnich wyników z lat badań, stwierdzono jedynie istotny wpływ typu sadzonki i rodzaju podłoża (tab. 28.). Większy wskaźnik witalności oznaczono w sadzonkach nasadowych i środkowych, niż wierzchołkowych. Sadzonki umieszczone w podłożu składającym się z torfu i perlitu (1:1), charakteryzowały się największym wskaźnikiem PI. Najmniejszą jego wartość oznaczono w sadzonkach ukorzenianych w perlicie i podłożu torfowym. Różnica ta wynosiła odpowiednio 0,15 i 0,22. Na podstawie syntezy wyników stwierdzono niejednakowe współdziałanie między terminem pomiaru a typem sadzonki. W sadzonkach pozyskanych z części nasadowej liścia, większy o 0,18 PI oznaczono w trzecim niż piątym miesiącu ukorzeniania. Z kolei w sadzonkach wierzchołkowych udowodniono odwrotną zależność, a różnica ta wynosiła 0,21. W przypadku sadzonek ciętych ze środkowej części liścia, nie wykazano istotnego wpływu terminu pomiaru na omawianą cechę. Nie wykazano istotnej interakcji między rodzajem podłoża a typem sadzonki (tab. 28.) oraz między terminem pomiaru a rodzajem podłoża (wyk. 29.).

Tabela 28. Wskaźnik witalności systemu PS II (PI - Performance Index) w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy` w zależności od typu sadzonki, rodzaju podłoża i terminu pomiaru

Lata	Typ sadzonki (A)	Rodzaj podłoża (B)					Termin pomiaru (C)		Średnia
		Torf	Perlit	Piasek	Torf i perlit	Torf i piasek	I	II	
2015	Nasadowa	0,57	0,62	0,68	0,82	0,69	0,76	0,59	0,68
	Środkowa	0,69	0,67	0,76	0,82	0,52	0,67	0,71	0,69
	Wierzchołkowa	0,50	0,62	0,48	0,67	0,74	0,46	0,74	0,60
	Średnia	0,59	0,64	0,64	0,77	0,65	0,63	0,68	0,66
	$NIR\alpha_{0,05}$	A- n.i. B- n.i. C- n.i. B×A- n.i. C(A)-0,225 A(C)-0,272 C×B- n.i. A×B×C-n.i.							
2016	Nasadowa	0,59	0,82	0,68	0,71	0,92	0,84	0,65	0,74
	Środkowa	0,63	0,61	0,81	0,76	0,68	0,61	0,78	0,70
	Wierzchołkowa	0,47	0,65	0,86	0,76	0,41	0,53	0,73	0,63
	Średnia	0,56	0,69	0,78	0,74	0,67	0,66	0,72	0,69
	$NIR\alpha_{0,05}$	A- n.i. B-0,174 C- n.i. B(A)-0,301 A(B)-0,256 C(A)-0,212 A(C)-0,256 C(B)-0,173 B(C)-0,246 A×B×C-n.i.							
2017	Nasadowa	0,90	0,89	1,04	1,00	0,79	1,02	0,83	0,92
	Środkowa	0,74	0,81	0,95	1,26	0,83	1,02	0,81	0,92
	Wierzchołkowa	0,50	0,56	0,93	0,80	0,72	0,62	0,78	0,70
	Średnia	0,71	0,75	0,97	1,02	0,78	0,89	0,81	0,85
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,127 B-0,193 C- n.i. B×A- n.i. C(A)-0,235 A(C)-0,284 C(B)-0,192 B(C)-0,273 A×B×C-n.i.							
2015 - 2017	Nasadowa	0,69	0,78	0,80	0,84	0,80	0,87	0,69	0,78
	Środkowa	0,69	0,69	0,84	0,94	0,67	0,77	0,77	0,77
	Wierzchołkowa	0,49	0,61	0,76	0,74	0,62	0,54	0,75	0,64
	Średnia	0,62	0,69	0,80	0,84	0,70	0,73	0,74	0,73
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,069 B-0,105 C-n.i. B×A-n.i. C(A)-0,082 A(C)-0,098 C×B-n.i. A×B×C-n.i.							

Objaśnienia jak w tabeli 23.



Wykres 29. Wskaźnik witalności systemu PS II (PI - Performance Index) w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od terminu pomiaru i rodzaju podłoża

5.2.2. Indeks zazielenienia

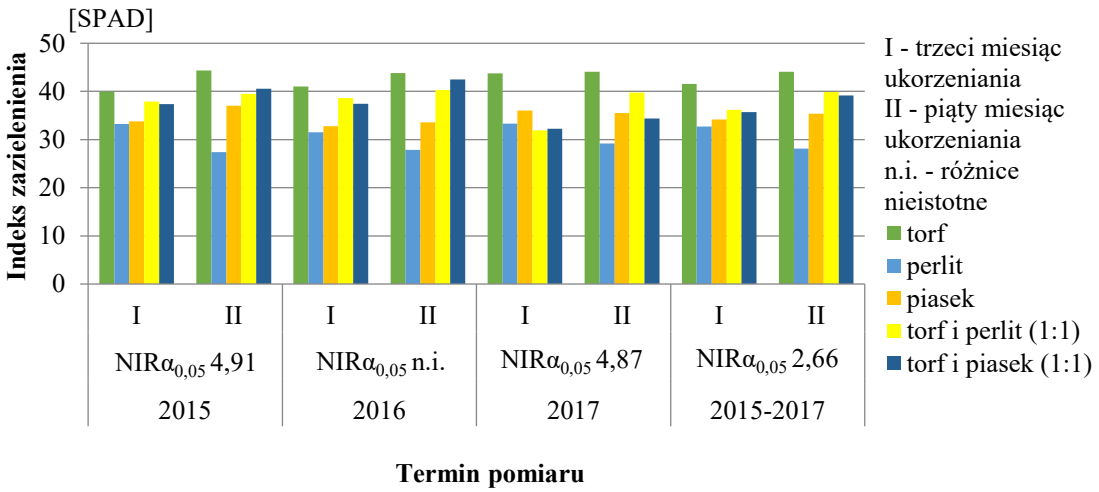
Na podstawie wykonanej analizy wariancji, tylko w 2015 roku, wykazano istotny wpływ typu sadzonki na indeks zazielenienia (tab. 29.). W przypadku sadzonek pobranych ze środkowej części liścia, większe natężenie zielonej barwy oznaczono, tylko w stosunku do tych pozyskanych z części nasadowej. Różnica ta wynosiła 3,6 SPAD. We wszystkich latach badań, stwierdzono istotny wpływ rodzaju podłoża na omawiany parametr. W 2015 roku największą wartość indeksu zazielenienia wykazano w obiekcie, w którym zastosowano podłoże torfowe, najmniejszą zaś w tym, gdzie do ukorzeniania użyto perlit. Różnica ta była znaczna i wynosiła 11,9 SPAD. Natomiast 2016 roku, większe natężenie zielonej barwy stwierdzono u sadzonek, umieszczonych w podłożach torfowym i składającym się z torfu i perlitu (1:1) oraz torfu i piasku (1:1), mniejsze zaś w perlicie i piasku. Z kolei w 2017 roku, sadzonki umieszczone w podłożu torfowym charakteryzowały się istotnie większym indeksem zazielenienia niż ukorzeniane w pozostałych przygotowanych podłożach. Analizując uzyskane w doświadczeniu wyniki, we wszystkich latach badań, nie wykazano istotnego wpływu terminu pomiaru na natężenie zielonej barwy sadzonek liściowych.

Tabela 29. Indeks zazielenienia [SPAD] u sadzonek liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki, rodzaju podłoża i terminu pomiaru

Lata	Typ sadzonki (A)	Rodzaj podłoża (B)					Termin pomiaru (C)		Średnia
		Torf	Perlit	Piasek	Torf i perlit	Torf i piasek	I	II	
2015	Nasadowa	38,8	31,3	33,1	39,7	34,0	33,8	37,0	35,4
	Środkowa	45,1	35,6	37,7	38,0	38,7	38,2	39,8	39,0
	Wierzchołkowa	42,5	24,1	35,3	38,5	44,3	37,4	36,6	36,9
	Średnia	42,2	30,3	35,4	38,7	39,0	36,4	37,8	37,1
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-3,25 B-4,94 C-n.i. B(A)-8,55 A(B)-7,27 C×A- n.i. C(B)-4,91 B(C)-6,98 A×B×C-n.i.							
2016	Nasadowa	38,8	30,4	33,0	38,7	35,8	33,8	36,9	35,4
	Środkowa	45,5	34,1	31,9	39,9	40,0	37,3	39,3	38,3
	Wierzchołkowa	42,9	24,6	34,7	39,7	44,0	37,8	36,6	37,2
	Średnia	42,4	29,7	33,2	39,4	39,9	36,3	37,6	36,9
	$NIR\alpha_{0,05}$	A- n.i. B-4,33 C- n.i. B(A)-7,50 A(B)-6,38 A×C- n.i. C×B- n.i. A×B×C-n.i.							
2017	Nasadowa	44,0	29,6	34,5	35,9	27,8	33,7	35,0	34,4
	Środkowa	41,3	37,8	37,3	36,1	35,1	36,0	39,1	37,5
	Wierzchołkowa	46,5	26,4	35,5	35,5	37,0	36,6	35,7	36,2
	Średnia	43,9	31,3	35,8	35,9	33,3	35,4	36,6	36,0
	$NIR\alpha_{0,05}$	A- n.i. B-4,89 C- n.i. B(A)-8,47 A(B)-7,20 C×A- n.i. C(B)-4,87 B(C)-6,92 A×B×C-n.i.							
2015 - 2017	Nasadowa	40,5	30,4	33,5	38,1	32,5	33,8	36,3	35,0
	Środkowa	44,0	35,8	35,6	38,0	37,9	37,1	39,4	38,3
	Wierzchołkowa	44,0	25,0	35,2	37,9	41,8	37,3	36,3	36,8
	Średnia	42,8	30,4	34,8	38,0	37,4	36,1	37,3	36,7
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-1,70 B-2,86 C-1,17 B(A)-4,49 A(B)-3,84 C(A)-2,02 A(C)-2,42 C(B)-2,66 B(C)-3,72 A×B×C-n.i.							

Objaśnienia jak w tabeli 23.

Niezależnie od roku prowadzenia badań stwierdzono, że wszystkie oceniane czynniki w istotny sposób wpływały na indeks zazielenienia sadzonek liściowych (tab. 29.). Większą jego wartość oznaczono w sadzonkach pozyskanych z części środkowej i wierzchołkowej, w stosunku do tych, które cięto z nasadowej części liścia. Stwierdzono także, że niezależnie od typu sadzonki i terminu pomiaru, największym natężeniem zielonej barwy charakteryzowały się sadzonki umieszczone w podłożu torfowym**,** najmniejszym zaś te, które ukorzeniano w perlicie**.** Różnica ta wynosiła 12,4 SPAD. Istotnie większy indeks zazielenienia sadzonek stwierdzono pod koniec okresu ukorzeniania, niż w trzecim miesiącu trwania doświadczenia. Na podstawie analizy uzyskanych danych wykazano istotną interakcję między rodzajem podłoża a typem sadzonki. W przypadku sadzonek pozyskanych z części nasadowej liścia, większe natężenie zielonej barwy stwierdzono w podłożu torfowym oraz składającym się **z** torfu i perlitu (1:1), niż w perlicie, piasku i mieszaninie torfu z piaskiem (1:1). Sadzonki cięte z części środkowej liścia ukorzeniane w podłożu torfowym charakteryzowały się większym indeksem zazielenienia niż te, które umieszczono w pozostałych podłożach. Z kolei sadzonki pozyskane z części wierzchołkowej liścia, charakteryzowały się największym natężeniem zielonej barwy liści, w wyniku umieszczenia ich w podłożu torfowym. Natomiast najmniejsze natężenie zielonej barwy stwierdzono u sadzonek ukorzenianych w perlicie. Różnice te były znaczne i wynosiły aż 19,0 SPAD. Analizując uzyskane w doświadczeniu wyniki, wykazano także istotną interakcję między terminem pomiaru a typem sadzonki. W przypadku sadzonek ciętych z części nasadowej i środkowej liścia, większy indeks zazielenienia oznaczono pod koniec okresu ukorzeniania, niż w trzecim miesiącu prowadzenia badań. Natomiast u sadzonek pozyskanych z części wierzchołkowej liścia, nie wykazano istotnego wpływu terminu pomiaru na natężenie zielonej barwy. Stwierdzono także niejednakowe współdziałanie między terminem pomiaru a rodzajem podłoża (wyk. 30.). W wariancie, w którym zastosowano perlit, większe natężenie zielonej barwy sadzonek stwierdzono w trzecim, niż piątym miesiącu ukorzeniania. Stosując mieszaninę torfu i perlitu (1:1) oraz torfu i piasku (1:1), wykazano odwrotną zależność. Z kolei w podłożu torfowym oraz piasku nie udowodniono istotnego wpływu terminu pomiaru na analizowaną cechę.



Wykres 30. Indeks zazielenienia [SPAD] u sadzonek liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od terminu pomiaru i rodzaju podłoża

5.2.3. Parametry korzeni

W przeprowadzonym doświadczeniu, liczba wytworzonych korzeni przybyszowych w istotny sposób zależała od typu sadzonki (tab. 30.). Najwięcej korzeni wykształciły sadzonki pozyskane z nasadowej, najmniej zaś z wierzchołkowej części liścia. Różnice te były znaczne i wynosiły w 2015 roku – 194,6%, w 2016 roku – 311,9%, a w 2017 roku – 233,3%. We wszystkich latach badań, najwięcej korzeni wykształciły sadzonki w wyniku umieszczenia ich w mieszaninie torfu i perlitu (1:1), najmniej zaś w piasku. Największe różnice wykazano w 2016 roku – 148,9%, mniejsze w 2015 roku – 143,8%, najmniejsze zaś w 2017 roku – 132,2%.

Tabela 30. Liczba korzeni przybyszowych [szt.] wytworzonych na sadzonkach liściowych u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki i rodzaju podłoża

Lata	Typ sadzonki (A)	Rodzaj podłoża (B)					Średnia
		Torf	Perlit	Piasek	Torf i perlit	Torf i piasek	
2015	Nasadowa	20,3	15,3	12,3	33,1	28,0	21,8
	Środkowa	9,2	18,5	9,9	28,3	18,9	17,0
	Wierzchołkowa	11,5	3,5	6,6	8,9	6,5	7,4
	Średnia	13,7	12,4	9,6	23,4	17,8	15,4
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-2,20 B-3,38 B(A)-5,85 A(B)-4,92					
2016	Nasadowa	24,2	20,3	12,5	43,9	37,0	27,6
	Środkowa	11,0	21,5	6,9	16,8	14,9	14,2
	Wierzchołkowa	5,5	4,1	8,3	8,0	7,7	6,7
	Średnia	13,6	15,3	9,2	22,9	19,9	16,2
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-1,47 B-2,25 B(A)-3,90 A(B)-3,28					
2017	Nasadowa	30,7	18,5	15,2	38,3	22,6	25,0
	Środkowa	16,3	20,0	12,6	32,9	21,2	20,6
	Wierzchołkowa	11,9	3,9	6,8	9,0	6,0	7,5
	Średnia	19,6	14,1	11,5	26,7	16,6	17,7
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-1,09 B-1,67 B(A)-2,89 A(B)-2,43					
2015 - 2017	Nasadowa	25,1	18,0	13,3	38,4	29,2	24,8
	Środkowa	12,2	20,0	9,8	26,0	18,3	17,3
	Wierzchołkowa	9,6	3,8	7,2	8,7	6,8	7,2
	Średnia	15,6	14,0	10,1	24,4	18,1	16,4
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-1,74 B-2,15 B(A)-4,51 A(B)-1,72					

Objaśnienia: n.i. – różnice nieistotne.

Niezależnie od roku prowadzenia badań stwierdzono, że typ sadzonki istotnie wpływał na liczbę wykształconych korzeni przybyszowych (tab. 30.). Największą ich liczbę wykazano u sadzonek nasadowych. Mniej o 43,4% korzeni uformowało się u sadzonek środkowych, a najmniej zaś u tych, które cięto z części wierzchołkowej liścia - różnica ta wynosiła aż 244,4%. Dowiedziono również istotny wpływ rodzaju podłoża na ocenianą cechę. Najwięcej korzeni wykształciły sadzonki umieszczone w podłożu składającym się z torfu i perlitu (1:1). Najmniej zaś te, które ukorzeniano w piasku. Różnica była znaczna i wynosiła 141,6%. Na podstawie analizy statystycznej, wykazano istotną interakcję między rodzajem podłoża a typem sadzonki. W przypadku sadzonek ciętych z części nasadowej liścia, najwięcej korzeni uzyskano w mieszaninie torfu i perlitu (1:1), najmniej zaś w piasku. Różnica ta wynosiła aż 188,7%. Sadzonki pozyskane z części środkowej liścia wykształciły najwięcej korzeni w

podłożu składającym się z torfu i perlitu, najmniej zaś w podłożu torfowym i piasku. Różnice te wynosiły odpowiednio 113,1% i 165,3%. Z kolei u sadzonek wierzchołkowych, większą liczbę korzeni stwierdzono u tych, które umieszczono w podłożu torfowym oraz w mieszaninie składającej się z torfu i perlitu (1:1), jednak tylko w stosunku do ukorzenianych w perlicie.

Długość korzeni przybyszowych, we wszystkich latach trwania badań, w istotny sposób zależała od typu sadzonki (tab. 31.). W pierwszym i ostatnim roku, najdłuższe korzenie wykształciły sadzonki pozyskane z części nasadowej, krótsze ze środkowej, najkrótsze zaś z wierzchołkowej części liścia. Różnice te wynosiły w 2015 roku – 40,7% i 57,8%, natomiast w 2017 roku – 53,6% i 95,9%. Z kolei w drugim roku prowadzenia doświadczenia, dłuższe korzenie stwierdzono u sadzonek nasadowych niż środkowych i wierzchołkowych, a różnice te wynosiły odpowiednio 75,4% i 93,0%. Ponadto, we wszystkich latach badań stwierdzono istotny wpływ rodzaju podłoża na ocenianą cechę. Najdłuższe korzenie uzyskano w obiekcie, gdzie sadzonki umieszczono w torfie, najkrótsze zaś w tym, w którym ukorzeniano je w perlicie i piasku.

Tabela 31. Długość korzeni przybyszowych [cm] wytworzonych na sadzonkach liściowych u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki i rodzaju podłoża

Lata	Typ sadzonki (A)	Rodzaj podłoża (B)					Średnia
		Torf	Perlit	Piasek	Torf i perlit	Torf i piasek	
2015	Nasadowa	23,33	8,18	5,01	10,83	9,72	11,41
	Środkowa	14,95	4,21	3,39	11,52	6,48	8,11
	Wierzchołkowa	12,63	1,83	4,22	9,06	8,39	7,23
	Średnia	16,97	4,74	4,21	10,47	8,20	8,92
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,813 B-1,248 B(A)-2,161 A(B)-1,818					
2016	Nasadowa	30,14	6,25	3,69	17,00	11,44	13,70
	Środkowa	13,06	5,39	3,83	10,01	6,76	7,81
	Wierzchołkowa	9,22	3,35	7,48	7,80	7,65	7,10
	Średnia	17,47	5,00	5,00	11,60	8,62	9,54
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-1,18 B-1,81 B(A)-3,140 A(B)-2,642					
2017	Nasadowa	24,10	7,84	5,39	15,00	14,57	13,38
	Środkowa	16,54	4,53	3,64	9,79	9,05	8,71
	Wierzchołkowa	10,96	2,46	4,81	8,62	7,32	6,83
	Średnia	17,20	4,94	4,61	11,14	10,31	9,64
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,906 B-1,390 B(A)-2,407 A(B)-2,025					
2015 - 2017	Nasadowa	25,85	7,42	4,70	14,27	11,91	12,83
	Środkowa	14,87	4,71	3,62	10,44	7,43	8,21
	Wierzchołkowa	10,94	2,55	5,50	8,49	7,79	7,05
	Średnia	17,21	4,89	4,61	11,07	9,04	9,37
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,682 B-0,863 B(A)-2,667 A(B)-1,020					

Objaśnienia jak w tabeli 30.

Na podstawie syntezy wyników, stwierdzono istotny wpływ typu sadzonki i rodzaju podłoża na długość wytworzonych korzeni przybyszowych (tab. 31.). Najdłuższe korzenie wykształciły sadzonki nasadowe, krótsze o 56,3% te, które pozyskano z części środkowej, a najkrótsze zaś te, które cięto z części wierzchołkowej liścia - różnica ta wynosiła 82,0%. Istotnie najdłuższe korzenie dowiedziono w przypadku sadzonek umieszczonych w podłożu torfowym, najkrótsze zaś w perlicie i piasku. Różnice te były znaczne i wynosiły odpowiednio 251,9% i 273,3%. Wykazano istotną interakcję między

rodzajem podłoża a typem sadzonki. W przypadku sadzonek nasadowych, najdłuższe korzenie uzyskano w obiekcie, w którym zastosowano podłoże torfowe, najkrótsze zaś w tym, gdzie wykorzystano piasek. Różnica ta wynosiła aż 450,0%. U sadzonek pozyskanych z części środkowej liścia, najdłuższe korzenie wykazano również w podłożu torfowym, najkrótsze zaś w perlicie i piasku. Różnice wynosiły odpowiednio 215,7% i 310,8%. Z kolei sadzonki cięte z części wierzchołkowej, wytwarzały najdłuższe korzenie, tak jak w poprzednich latach, w podłożu torfowym, ale najkrótsze zaś w perlicie. Różnica ta wynosiła aż 329,0%.

We wszystkich latach prowadzenia badań, stwierdzono istotny wpływ typu sadzonki na masę wykształconych korzeni przybyszowych (tab. 32.). Korzenie o największej masie wykształciły sadzonki nasadowe, o mniejszej środkowe, o najmniejszej zaś wierzchołkowe. Różnice te wynosiły odpowiednio w 2015 roku – 69,5% i 247,5%, w 2016 roku – 20,6% i 277,4%,a w 2017 roku – 38,1% i 417,9%. Wykazano również istotny wpływ rodzaju podłoża na omawianą cechę. W pierwszym roku prowadzenia badań, korzenie o największej masie uzyskano u sadzonek umieszczonych w podłożu składającym się z torfu i perlitu (1:1), najmniejszą zaś u ukorzenianych w podłożu torfowym oraz mieszaninie torfu i piasku (1:1). Różnice te wynosiły odpowiednio 64,3% i 82,5%. W kolejnym roku badań , sadzonki zagłębione w mieszaninie torfu i perlitu (1:1) wykształciły korzenie o większej masie, w stosunku do pozostałych stosowanych wariantów podłoża. Z kolei w ostatnim roku wykazano , że korzenie o największej masie wytworzyły sadzonki w obiekcie, w którym do ukorzeniania zastosowano perlit, o najmniejszej zaś - mieszaninę torfu i piasku (1:1). Różnica ta wynosiła aż 124,5%.

Oceniając średnie wyniki z lat badań, wykazano istotny wpływ wszystkich porównywanych czynników na masę uformowanych korzeni przybyszowych (tab. 32.). Sadzonki nasadowe wytworzyły korzenie o największej masie. Korzenie o mniejszej masie wykształciły się u sadzonek środkowych, zaś o najmniejszej u ciętych z wierzchołkowej części liścia. Różnice te były znaczne i wynosiły 41,1% i 306,1%. Sadzonki umieszczone w mieszaninie składającej się z torfu i perlitu (1:1), charakteryzowały się korzeniami o największej masie. Najmniejszą masę korzeni wykształconych przez sadzonki uzyskano w obiektach, w których zastosowano mieszaninę torfu i piasku (1:1). Różnica między nimi wynosiła 77,0%. Wykazano niejednakowe współdziałanie między rodzajem podłoża, a typem sadzonki. W przypadku sadzonek pozyskanych z części nasadowej liścia, korzenie o największej masie wytworzyły te, które umieszczono w perlicie. Mniejszą o 20,4% ich masę stwierdzono w obiekcie, gdzie do ukorzeniania użyto podłoże składające się z torfu i perlitu (1:1). Natomiast korzenie o najmniejszej masie wykształciły sadzonki w obiektach, w których wykorzystano piasek, podłoże torfowe oraz mieszaninę torfu i piasku (1:1). Różnice te wynosiły odpowiednio 71,1%, 97,0% i 99,0%. W przypadku sadzonek pozyskanych z części środkowej liścia, korzenie o największej masie wykazano w wariancie, w którym do ukorzeniania stosowano piasek, najmniejszej zaś w tym, gdzie wykorzystano podłoże składające się z torfu i piasku (1:1). Różnica ta wynosiła 154,5%. Z kolei w przypadku sadzonek wierzchołkowych, korzenie o większej masie stwierdzono w podłożu torfowym oraz mieszaninie torfu i perlitu (1:1), jednak tylko w stosunku do perlitu i piasku.

Tabela 32. Masa korzeni przybyszowych [g] wytworzonych na sadzonkach liściowych u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki i rodzaju podłoża

Lata	Typ sadzonki (A)	Rodzaj podłoża (B)					Średnia
		Torf	Perlit	Piasek	Torf i perlit	Torf i piasek	
2015	Nasadowa	0,81	2,06	1,17	1,78	1,12	1,39
	Środkowa	0,48	0,8	1,31	1,07	0,44	0,82
	Wierzchołkowa	0,81	0,08	0,17	0,6	0,34	0,40
	Średnia	0,70	0,98	0,88	1,15	0,63	0,87
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,078 B-0,119 B(A)-0,206 A(B)-0,173					
2016	Nasadowa	0,9	1,44	0,87	1,54	1,12	1,17
	Środkowa	0,92	0,91	1,23	1,09	0,68	0,97
	Wierzchołkowa	0,48	0,13	0,21	0,49	0,25	0,31
	Średnia	0,77	0,83	0,77	1,04	0,68	0,82
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,172 B-0,263 B(A)-0,456 A(B)-0,384					
2017	Nasadowa	1,26	2,36	1,37	1,56	0,69	1,45
	Środkowa	0,81	1,08	1,66	1,2	0,52	1,05
	Wierzchołkowa	0,37	0,14	0,16	0,35	0,37	0,28
	Średnia	0,81	1,19	1,06	1,04	0,53	0,93
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,203 B-0,311 B(A)-0,539 A(B)-0,454					
2015 - 2017	Nasadowa	0,99	1,95	1,14	1,62	0,98	1,34
	Środkowa	0,73	0,93	1,40	1,12	0,55	0,95
	Wierzchołkowa	0,55	0,11	0,19	0,49	0,32	0,33
	Średnia	0,76	1,00	0,91	1,08	0,61	0,87
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,107 B-0,159 B(A)-0,292 A(B)-0,112					

Objaśnienia jak w tabeli 30.

5.2.4. Plon cebul

Na podstawie wykonanej analizy wariancji udowodniono, że liczba wykształconych cebul przybyszowych w istotny sposób zależała od typu sadzonki (tab. 33.). W 2015 roku wykazano, że na sadzonkach ciętych z części nasadowej liścia uformowało się najwięcej cebul. Istotnie mniej cebul, o 15,7%, powstało na sadzonkach pozyskanych z części środkowej, najmniej zaś z wierzchołkowej części liścia, gdzie różnica wynosiła aż 70,7%. W 2016 roku, więcej cebul wykształciło się w przypadku sadzonek nasadowych i środkowych, niż wierzchołkowych. Z kolei w 2017 roku stwierdzono, że najwięcej cebul przybyszowych wytworzyło się na sadzonkach środkowych, mniej na nasadowych, najmniej zaś na wierzchołkowych. Różnice te wynosiły odpowiednio 21,1% i 149,7%. Stwierdzono także istotny wpływ rodzaju podłoża na analizowana cechę. W latach 2015 i 2016 wykazano, że więcej cebul wykształciły sadzonki umieszczone w mieszaninie torfu z piaskiem (1:1), jednak tylko w stosunku do ukorzenianych w podłożu torfowym, perlicie i piasku. Natomiast w 2017 roku istotnie więcej cebul przybyszowych uzyskano na sadzonkach zagłębionych w mieszaninie torfu i perlitu (1:1), w stosunku do pozostałych porównywanych podłoży.

Niezależnie od roku prowadzenia badań, dowiedziono istotny wpływ typu sadzonki i rodzaju podłoża na liczbę wytworzonych cebul przybyszowych (tab. 33.). Więcej cebul uformowało się na sadzonkach nasadowych i środkowych niż wierzchołkowych. Sadzonki umieszczone w podłożu składającym się z torfu i perlitu (1:1) oraz torfu i piasku (1:1), wytwarzały więcej cebul przybyszowych, w porównaniu do tych, które ukorzeniano w podłożu torfowym, perlicie i piasku. Na podstawie analizy

statystycznej wykazano istotną interakcję między rodzajem podłoża a typem sadzonki. U sadzonek nasadowych, więcej cebul uformowało się na umieszczonych w podłożu składającym się z torfu i piasku (1:1), jednak tylko w stosunku do zagłębionych w piasku. Różnica ta wynosiła 33,9%. Sadzonki środkowe wykształciły istotnie najwięcej cebul przybyszowych w podłożu składającym się z torfu i perlitu (1:1), najmniej zaś w piasku i torfie. Różnice te wynosiły odpowiednio 38,6% i 53,2%. Natomiast w przypadku sadzonek ciętych z wierzchołkowej części liścia, więcej cebul przybyszowych uformowało się na tych umieszczonych w piasku, jednak tylko w stosunku do ukorzenianych w perlicie, a różnica ta wynosiła 64,1%.

Tabela 33. Liczba cebul przybyszowych [szt.] wytworzonych na sadzonkach liściowych u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki i rodzaju podłoża

Lata	Typ sadzonki (A)	Rodzaj podłoża (B)					Średnia
		Torf	Perlit	Piasek	Torf i perlit	Torf i piasek	
2015	Nasadowa	3,40	3,90	4,10	3,90	5,70	4,20
	Środkowa	3,27	4,00	2,80	4,20	3,90	3,63
	Wierzchołkowa	2,25	1,50	2,42	3,10	3,04	2,46
	Średnia	2,97	3,13	3,11	3,73	4,21	3,43
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,507 B-0,778 B(A)-1,347 A(B)-1,134					
2016	Nasadowa	3,88	3,90	3,70	3,50	5,10	4,02
	Środkowa	2,30	3,25	3,10	3,70	4,60	3,39
	Wierzchołkowa	2,25	1,50	2,42	3,10	3,04	2,46
	Średnia	2,81	2,88	3,07	3,43	4,25	3,29
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,674 B-1,034 B×A-n.i.					
2017	Nasadowa	4,30	4,38	3,00	4,75	3,65	4,02
	Środkowa	3,85	4,00	4,52	6,54	5,45	4,87
	Wierzchołkowa	1,24	2,00	3,38	1,88	1,27	1,95
	Średnia	3,13	3,46	3,63	4,39	3,46	3,61
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,372 B-0,570 B(A)-0,988 A(B)-0,831					
2015 - 2017	Nasadowa	3,86	4,06	3,60	4,05	4,82	4,08
	Środkowa	3,14	3,75	3,47	4,81	4,65	3,96
	Wierzchołkowa	1,91	1,67	2,74	2,69	2,45	2,29
	Średnia	2,97	3,16	3,27	3,85	3,97	3,44
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,422 B-0,511 B(A)-1,026 A(B)-0,392					

Objaśnienia jak w tabeli 30.

W przeprowadzonym doświadczeniu, we wszystkich latach, wykazano istotny wpływ typu sadzonki na masę wytworzonych cebul przybyszowych (tab. 34.). W pierwszym roku trwania doświadczenia stwierdzono, że cebule o większej masie wykształciły się na sadzonkach pozyskanych z części nasadowej, niż środkowej i wierzchołkowej liścia. Różnice te wynosiły odpowiednio 52,8% i 80,0%. W kolejnych dwóch latach prowadzenia badań cebule o największej masie uzyskano na sadzonkach nasadowych, o mniejszej na pozyskanych ze środkowej części liścia, o najmniejszej zaś na ciętych z części wierzchołkowej. Różnice te wynosiły odpowiednio w 2016 roku – 23,3% i 60,9% oraz w 2017 roku – 22,1% i 80,4%. Tylko w drugim i trzecim roku stwierdzono istotny wpływ rodzaju podłoża na omawianą cechę. W 2016 roku, cebule o większej masie uformowały się na sadzonkach umieszczonych w mieszaninie torfu i perlitu (1:1), jednak tylko w stosunku do zagłębionych w podłożu

składającym się z torfu i piasku (1:1) i perlicie. Różnice te wynosiły odpowiednio 27,3% i 32,1%. Z kolei w 2017 roku, cebule o największej masie stwierdzono na sadzonkach ukorzenianych w piasku, zaś o najmniejszej na umieszczonych w mieszaninie torfu i perlitu (1:1). Różnica między nimi wynosiła 57,7%.

Tabela 34. Masa cebul przybyszowych [g] wytworzonych na sadzonkach liściowych u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki i rodzaju podłoża

Lata	Typ sadzonki (A)	Rodzaj podłoża (B)					Średnia
		Torf	Perlit	Piasek	Torf i perlit	Torf i piasek	
2015	Nasadowa	0,66	1,04	0,85	0,92	0,59	0,81
	Środkowa	0,52	0,43	0,66	0,54	0,50	0,53
	Wierzchołkowa	0,57	0,34	0,37	0,48	0,47	0,45
	Średnia	0,58	0,60	0,63	0,65	0,52	0,60
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,126 B-n.i. B(A)-0,334 A(B)-0,281					
2016	Nasadowa	0,54	0,84	0,78	0,89	0,67	0,74
	Środkowa	0,58	0,60	0,57	0,74	0,52	0,60
	Wierzchołkowa	0,69	0,15	0,52	0,48	0,45	0,46
	Średnia	0,60	0,53	0,62	0,70	0,55	0,60
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,089 B-0,136 B(A)-0,236 A(B)-0,199					
2017	Nasadowa	0,72	1,19	1,05	0,53	0,67	0,83
	Środkowa	0,71	0,60	0,89	0,54	0,65	0,68
	Wierzchołkowa	0,70	0,15	0,52	0,48	0,45	0,46
	Średnia	0,71	0,65	0,82	0,52	0,59	0,66
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,098 B-0,150 B(A)-0,260 A(B)-0,219					
2015 - 2017	Nasadowa	0,64	1,02	0,89	0,78	0,64	0,80
	Środkowa	0,60	0,54	0,71	0,61	0,56	0,60
	Wierzchołkowa	0,65	0,21	0,47	0,48	0,45	0,45
	Średnia	0,63	0,59	0,69	0,62	0,55	0,62
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,60 B-0,107 B(A)-0,175 A(B)-0,067					

Objaśnienia jak w tabeli 30.

Na podstawie syntezy wyników z lat badań, stwierdzono istotny wpływ wszystkich analizowanych w doświadczeniu czynników na masę uzyskanych cebul przybyszowych (tab. 34.). Sadzonki nasadowe wykształciły cebule o największej masie. Mniejszą o 33,3% masą, charakteryzowały się cebule przybyszowe uformowane na sadzonkach środkowych. Z kolei najmniejszą ich masę stwierdzono w przypadku sadzonek wierzchołkowych. Różnica ta wynosiła aż 77,8%. Sadzonki umieszczone w piasku wykształciły cebule o większej masie, jednak tylko w stosunku do tych, które ukorzeniano w mieszaninie torfu i piasku (1:1), a różnica ta wynosiła 25,5%. Stwierdzono istotną interakcję między rodzajem podłoża a typem sadzonki. W przypadku sadzonek nasadowych, cebule o największej masie uformowały się na tych, które umieszczono w perlicie, zaś o najmniejszej na tych, które ukorzeniano w podłożu torfowym i mieszaninie torfu i piasku (1:1). W przypadku sadzonek środkowych nie wykazano istotnego wpływu rodzaju podłoża na omawianą cechę. Z kolei na sadzonkach ciętych z części wierzchołkowej liścia, cebule o największej masie wytworzyły się

na ukorzenianych w podłożu torfowym, o najmniejszej zaś na umieszczonych w perlicie. Różnica ta była znaczna i wynosiła aż 209,5%.

We wszystkich latach prowadzenia doświadczenia, wykazano istotny wpływ typu sadzonki na średnicę wytworzonej cebuli przybyszowej (tab. 35.). W pierwszym i drugim roku badań, cebule o największej średnicy wykształciły się na sadzonkach pozyskanych z części nasadowej liścia, o mniejszej na ciętych z części środkowej, o najmniejszej zaś na sadzonkach wierzchołkowych. Różnice te wynosiły w 2015 roku – 18,9% i 49,2% oraz w 2016 roku – 10,3% i 17,8%. W ostatnim roku badań, istotnie większą średnicę cebul uzyskano na sadzonkach nasadowych, niż środkowych i wierzchołkowych. Rodzaj podłoża w istotny sposób wpływał na omawianą cechę. W 2015 roku, cebule o największej średnicy wykształciły się na sadzonkach umieszczonych w mieszaninie torfu i perlitu (1:1). Z kolei najmniejszą ich średnicę stwierdzono w obiektach, w których zastosowano piasek i perlit. Różnice te wynosiły odpowiednio 38,5% i 40,6%. W 2016 roku, cebule o największej średnicy uzyskano na sadzonkach umieszczonych w podłożu torfowym i mieszaninie torfu i perlitu (1:1), o mniejszej w perlicie i podłożu składającym się z torfu i piasku (1:1), o najmniejszej zaś w piasku. Z kolei w 2017 roku wykazano, że cebule o większej średnicy uformowały się na sadzonkach umieszczonych w mieszaninie składającej się z torfu i perlitu (1:1) niż w pozostałych podłożach.

Tabela 35. Średnica [cm] cebul przybyszowych u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki i rodzaju podłoża

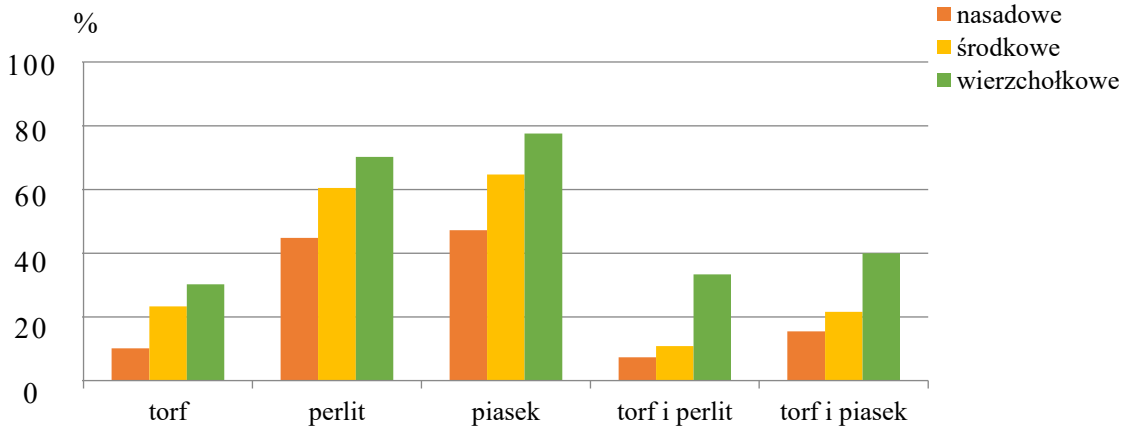
Lata	Typ sadzonki (A)	Rodzaj podłoża (B)					Średnia
		Torf	Perlit	Piasek	Torf i perlit	Torf i piasek	
2015	Nasadowa	0,81	0,77	0,65	1,22	0,96	0,88
	Środkowa	0,71	0,65	0,73	0,75	0,84	0,74
	Wierzchołkowa	0,57	0,50	0,58	0,74	0,55	0,59
	Średnia	0,70	0,64	0,65	0,90	0,78	0,74
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,055 B-0,084 B(A)-0,146 A(B)-0,123					
2016	Nasadowa	0,96	0,86	0,57	1,06	0,85	0,86
	Środkowa	0,84	0,75	0,71	0,88	0,74	0,78
	Wierzchołkowa	0,80	0,67	0,72	0,74	0,70	0,73
	Średnia	0,87	0,76	0,67	0,89	0,76	0,79
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,047 B-0,073 B(A)-0,126 A(B)-0,106					
2017	Nasadowa	0,76	0,63	0,75	1,72	0,70	0,91
	Środkowa	0,78	0,57	0,67	0,85	0,98	0,77
	Wierzchołkowa	0,73	0,92	0,71	0,89	0,62	0,77
	Średnia	0,76	0,71	0,71	1,15	0,77	0,82
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,045 B-0,069 B(A)-0,120 A(B)-0,101					
2015 - 2017	Nasadowa	0,84	0,75	0,66	1,33	0,83	0,88
	Środkowa	0,77	0,66	0,70	0,82	0,85	0,76
	Wierzchołkowa	0,70	0,69	0,68	0,79	0,62	0,70
	Średnia	0,77	0,70	0,68	0,98	0,77	0,78
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,038 B-0,079 B(A)-0,171 A(B)-0,065					

Objaśnienia jak w tabeli 30.

Na podstawie syntezy wyników, stwierdzono istotny wpływ wszystkich analizowanych czynników na średnicę wytworzonej cebuli przybyszowej (tab. 35.). Cebule o największej średnicy wykazano na sadzonkach ciętych z części nasadowej liścia, o mniejszej u pozyskanych z części środkowej, o najmniejszej zaś u sadzonek wierzchołkowych. Różnice te wynosiły odpowiednio 15,8% i 25,7%. Ponadto dowiedziono, że cebule o największej średnicy wykształciły się na sadzonkach umieszczonych w podłożu składającym się z torfu i perlitu (1:1). Przy czym najmniejszą ich średnicę wykazano w obiekcie, w którym zastosowano jako podłoże do ukorzeniania piasek, a różnica ta wynosiła 44,1%. Stwierdzono niejednakowe współdziałanie między rodzajem podłoża a typem sadzonki. W przypadku sadzonek nasadowych, cebule o największej średnicy wykształciły się na umieszczonych w mieszaninie torfu i perlitu (1:1), zaś najmniejszej na ukorzenianych w piasku. Różnica ta wynosiła aż 101,5%. U sadzonek pozyskanych z części środkowej liścia, cebule o większej średnicy uzyskano w podłożu składającym się z torfu i piasku (1:1), jednak tylko w stosunku do tych, które umieszczono w perlicie. Różnica ta wynosiła 28,8%. Z kolei u sadzonek ciętych z części wierzchołkowej liścia nie dowiedziono istotnego wpływu rodzaju podłoża na omawianą cechę.

5.2.5. Odsetek zamarłych sadzonek

W wyniku ukorzeniania sadzonek w piasku, stwierdzono największy odsetek zamarłych sadzonek (wyk. 31). Mniej o 4,6% zamarłych sadzonek wykazano w perlicie. Z kolei w mieszaninie torfu i piasku (1:1) było ich o 37,4% mniej, w podłożu torfowym o 41,9% mniej, zaś w mieszaninie torfu i perlitu (1:1) aż o 46,0% mniej. Największy odsetek zamarłych sadzonek stwierdzono w przypadku tych ciętych z wierzchołkowej części liścia. Było ich o 14,0% więcej w stosunku do sadzonek pozyskiwanych z części środkowej liścia i o 25,2% więcej, w porównaniu do ciętych z części nasadowej liścia. Spośród analizowanych w doświadczeniu wariantów, największy odsetek zamarłych sadzonek, tj. aż 77,5% stwierdzono w obiekcie, gdzie cięto je z części wierzchołkowej liścia i ukorzeniano w piasku. Najmniejszy zaś odsetek zamarłych sadzonek, tj. 7,3% wykazano w przypadku pozyskiwanych z części nasadowej liścia i umieszczonych w podłożu składającym się z torfu i perlitu (1:1).



Wykres 31. Odsetek [%] zamarłych sadzonek liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od typu sadzonki i rodzaju podłoża (średnio za lata 2015-2017)

5.3. Wpływ masy cząsteczkowej i metody aplikacji chitozanu na stan fizjologiczny sadzonek oraz inicjację korzeni i plon cebul w warunkach produkcyjnych

5.3.1. Parametry fluorescencji chlorofilu *a*

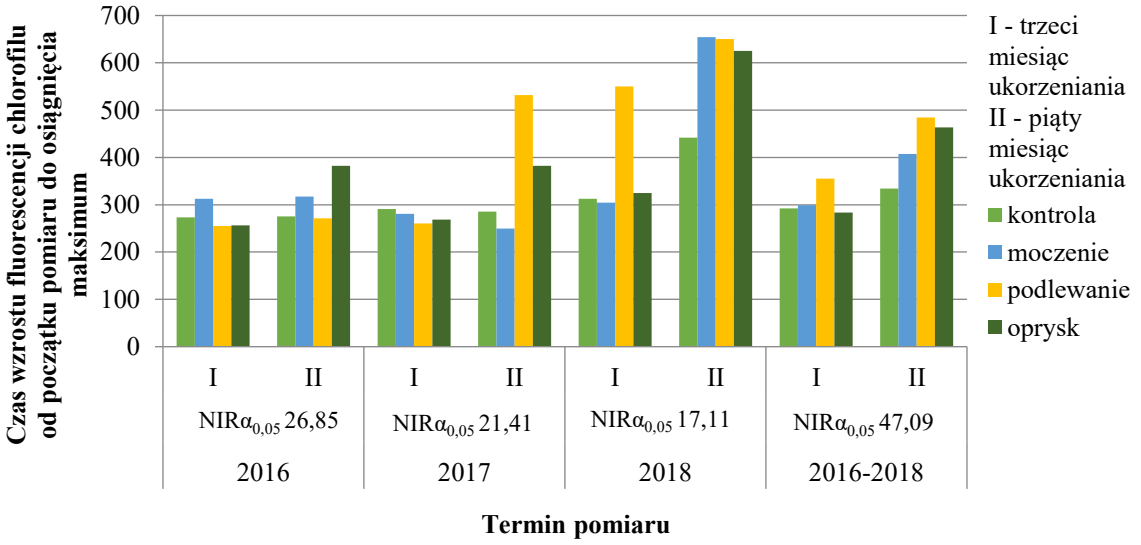
Analizując uzyskane w doświadczeniu wyniki, tylko w latach 2016 i 2017 stwierdzono, że masa cząsteczkowa chitozanu istotnie wpływała na czas wzrostu fluorescencji chlorofilu od początku pomiaru do czasu osiągnięcia maksimum (tab. 36.). W pierwszym roku prowadzenia badań wykazano, że istotnie większym o 65,4 T_{FM} charakteryzowały się sadzonki traktowane chitozanem o masie cząsteczkowej 7000 g·mol^{-1}, niż 10000 g·mol^{-1}. Odwrotną zależność wykazano w kolejnym roku, a różnica wynosiła 21,8. We wszystkich latach trwania doświadczenia, dowiedziono istotny wpływ sposobu aplikacji chitozanu na omawianą cechę. W 2016 roku, dłuższy czas wzrostu fluorescencji chlorofilu stwierdzono w obiektach, w których sadzonki moczono lub opryskiwano chitozanem, krótszy w obiekcie kontrolnym i tym, gdzie sadzonki podlewano roztworem tego związku. W 2017 roku, największym T_{FM} charakteryzowały się sadzonki podlewane chitozanem, najmniejszym zaś te, które w nim moczono. Różnica ta wynosiła średnio 130,8. Z kolei w 2018 roku największy czas wzrostu fluorescencji chlorofilu oznaczono w sadzonkach podlewanych roztworem chitozanu, mniejszy zaś w tych, które były nim opryskiwane lub moczone, najmniejszy zaś w tych, na które nie oddziaływano tym związkiem. We wszystkich latach prowadzenia doświadczenia stwierdzono również istotny wpływ terminu pomiaru na oceniany parametr. Istotnie większy czas wzrostu fluorescencji chlorofilu wykazano w piątym, niż trzecim miesiącu ukorzeniania. Różnice te wynosiły w 2016 roku – 37,0, w 2017 roku – 87,2 oraz w 2018 roku – aż 219,8.

Niezależnie od roku prowadzenia doświadczenia, wykazano istotny wpływ wszystkich analizowanych w badaniach czynników na czas wzrostu fluorescencji chlorofilu (tab. 36.). Większy T_{FM} oznaczono w obiekcie, w którym stosowano chitozan o masie cząsteczkowej 7000 g·mol^{-1} niż 10000 g·mol^{-1}. Różnica ta wynosiła 14,2. Ponadto największym T_{FM} charakteryzowały się sadzonki podlewane chitozanem, najmniejszym zaś te, na które nim nie oddziaływano. Różnica ta wynosiła średnio 106,6. Większy czas wzrostu fluorescencji chlorofilu wykazano również pod koniec okresu ukorzeniania sadzonek liściowych, w porównaniu do w trzeciego miesiąca trwania doświadczenia. Różnica ta wynosiła 19,9. W przeprowadzonych badaniach stwierdzono niejednakowe współdziałanie między terminem pomiaru a sposobem aplikacji chitozanu (wyk. 32.). W przypadku sadzonek moczonych, podlewanych oraz opryskiwanych roztworem chitozanu, większy T_{FM} oznaczono w piątym, niż trzecim miesiącu ukorzeniania. Różnice te wynosiły odpowiednio 107,9, 128,9 i 179,9. Z kolei u sadzonek kontrolnych, nie wykazano istotnego wpływu terminu pomiaru na wielkość omawianej cechy. Na podstawie średnich wyników z lat badań, nie udowodniono istotnej interakcji między masą cząsteczkową chitozanu a sposobem jego aplikacji. Ponadto, nie wykazano również istotnej interakcji między masą cząsteczkową chitozanu a terminem wykonania pomiaru (tab. 36).

Tabela 36. Czas wzrostu fluorescencji chlorofilu od początku pomiaru do osiągnięcia maksimum (T_{FM}) w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od masy cząsteczkowej i sposobu aplikacji chitozanu oraz terminu pomiaru

Lata	Masa cząsteczkowa chitozanu [g·mol^{-1}] (A)	Sposób aplikacji (B)				Termin pomiaru (C)		Średnia
		Kontrola	Moczenie	Podlewanie	Oprysk	I	II	
2016	7000	274,6	347,9	273,3	406,7	296,1	355,1	325,6
	10000	273,8	281,7	253,3	232,1	252,7	267,7	260,2
	Średnia	274,2	314,8	263,3	319,4	274,4	311,4	292,9
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-13,43 B-25,62 C-13,43 B(A)-36,24 A(B)-26,85 C(A)-26,85 A(C)-26,85 C(B)-26,85 B(C)-36,24 A×B×C-n.i.						
2017	7000	275,0	275,0	404,2	277,9	284,6	331,5	308,0
	10000	302,1	255,8	388,3	372,9	266,0	393,5	329,8
	Średnia	288,5	265,4	396,2	325,4	275,3	362,5	318,9
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-10,71 B-20,44 C-10,71 B(A)-28,90 A(B)-21,41 C(A)-21,41 A(C)-21,41 C(B)-21,41 B(C)-28,90 A×B×C-n.i.						
2018	7000	387,5	500,0	583,3	458,3	360,4	604,2	482,3
	10000	366,7	458,3	616,7	491,7	385,4	581,2	483,3
	Średnia	377,1	479,2	600,0	475,0	372,9	592,7	482,8
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-16,32 C-8,55 B(A)-23,09 A(B)-17,11 C(A)-17,11 A(C)-17,11 C(B)-17,11 B(C)-23,09 A×B×C-n.i.						
2016 - 2018	7000	312,4	374,3	420,3	381,0	313,7	430,3	372,0
	10000	314,2	331,9	419,4	365,6	301,4	414,2	357,8
	Średnia	313,3	353,1	419,9	373,3	307,5	327,4	364,9
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-12,12 B-42,50 C-14,22 B×A-n.i. C×A-n.i. C(B)-47,09 B(C)-62,25 A×B×C-n.i.						

Objaśnienia: I – trzeci miesiąc ukorzeniania, II – piąty miesiąc ukorzeniania, n.i. – różnice nieistotne.



Wykres 32. Czas wzrostu fluorescencji chlorofilu od początku pomiaru do osiągnięcia maksimum (T_{FM}) w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od terminu pomiaru i sposobu aplikacji chitozanu

Porównując dane dotyczące fluorescencji początkowej po adaptacji w ciemności, we wszystkich latach badań, stwierdzono istotny wpływ masy cząsteczkowej chitozanu (tab. 37.). W 2016 roku większą o 26,9 F_O wykazano w sadzonkach traktowanych roztworem chitozanu o masie cząsteczkowej 7000 g·mol^{-1}, niż 10000 g·mol^{-1}. Odwrotną zależność wykazano w 2017 i 2018 roku, a różnice były mniejsze i wynosiły odpowiednio 7,6 i 7,5. We wszystkich latach prowadzenia doświadczenia,

wykazano istotny wpływ sposobu aplikacji na fluorescencję początkową. W pierwszym roku większą F_O oznaczono w sadzonkach nietraktowanych chitozanem, jednak tylko w stosunku do tych, które w nim moczono. Różnica ta wynosiła 16,5. W kolejnym roku trwania doświadczenia, największą fluorescencję początkową wykazano w obiekcie kontrolnym, najmniejszą zaś w tym, gdzie roztwór chitozanu aplikowano poprzez oprysk. Różnica ta wynosiła 19,5. Natomiast w ostatnim roku prowadzenia badań największą F_O charakteryzowały się sadzonki podlewane roztworem chitozanu, mniejszą moczone oraz kontrolne, najmniejszą zaś opryskiwane. We wszystkich latach trwania doświadczenia nie stwierdzono istotnego wpływu terminu pomiaru na fluorescencję początkową, oznaczoną w sadzonkach liściowych.

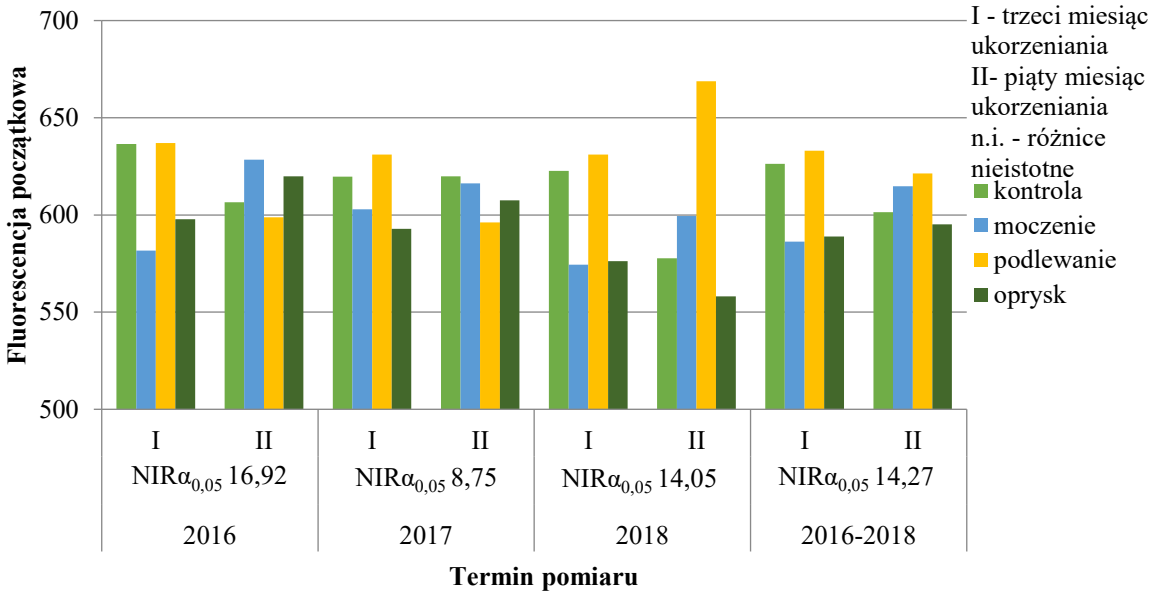
Tabela 37. Fluorescencja początkowa (F_O) po adaptacji w ciemności w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od masy cząsteczkowej i sposobu aplikacji chitozanu oraz terminu pomiaru

Lata	Masa cząsteczkowa chitozanu [g·mol^{-1}] (A)	Sposób aplikacji (B)				Termin pomiaru (C)		Średnia
		Kontrola	Moczenie	Podlewanie	Oprysk	I	II	
2016	7000	636,8	609,6	639,1	621,5	621,6	631,9	626,8
	10000	606,1	600,4	596,8	596,3	604,8	594,9	599,9
	Średnia	621,5	605,0	617,9	608,9	613,2	613,4	613,3
	NIR$\alpha_{0,05}$	A-8,46 B-16,15 C-n.i. B×A-n.i. C(A)-16,92 A(C)-16,92 C(B)-16,92 B(C)-22,83 A×B×C-n.i.						
2017	7000	618,0	598,3	615,4	596,1	602,1	611,8	607,0
	10000	621,5	620,8	611,8	604,2	621,0	608,1	614,6
	Średnia	619,7	609,5	613,6	600,2	611,6	609,9	610,8
	NIR$\alpha_{0,05}$	A-4,37 B-8,35 C-n.i. B(A)-11,81 A(B)-8,75 C(A)-8,75 A(C)-8,75 C(B)-8,75 B(C)-11,81 A×B×C-n.i.						
2018	7000	594,5	578,6	654,0	562,1	602,4	592,2	597,3
	10000	605,9	595,3	645,8	572,2	599,7	609,9	604,8
	Średnia	600,2	586,9	649,9	567,1	601,1	601,0	601,0
	NIR$\alpha_{0,05}$	A-7,03 B-13,41 C-n.i. B×A-n.i. C(A)-14,05 A(C)-14,05 C(B)-14,05 B(C)-18,96 A×B×C-n.i.						
2016 - 2018	7000	616,4	595,5	636,2	593,2	608,7	612,0	610,3
	10000	611,2	605,5	618,1	590,9	608,5	604,3	606,4
	Średnia	613,8	600,5	627,1	592,1	608,6	608,1	608,4
	NIR$\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-14,68 C-n.i. B(A)-9,72 A(B)-7,34 C×A-n.i. C(B)-14,27 B(C)-18,87 A×B×C-n.i.						

Objaśnienia jak w tabeli 36.

Na podstawie syntezy wyników stwierdzono jedynie istotny wpływ sposobu aplikacji chitozanu na wartość fluorescencji początkowej (tab. 37.). Największą F_O oznaczono w wariancie, w którym sadzonki podlewano roztworem chitozanu, najmniejszą zaś w tym, gdzie aplikowano go poprzez oprysk. Różnica ta wynosiła 35,0. Analizując uzyskane wyniki, dowiedziono istotną interakcję między sposobem aplikacji a masą cząsteczkową chitozanu. Stosując chitozan o masie cząsteczkowej 7000 g·mol^{-1}, największą F_O stwierdzono w sadzonkach podlewanych, mniejszą w tych, które nie były nim traktowane, najmniejszą zaś w tych, które w nim moczono lub opryskiwano. Z kolei w obiektach, w których sadzonki traktowano chitozanem o masie cząsteczkowej 10000 g·mol^{-1}, największą

fluorescencję początkową oznaczono w sadzonkach podlewanych, najmniejszą zaś w opryskiwanych. W przeprowadzonym doświadczeniu stwierdzono również niejednakowe współdziałanie między terminem pomiaru a sposobem aplikacji chitozanu (wyk. 33.). W obiekcie kontrolnym, większą F_O stwierdzono w trzecim niż piątym miesiącu ukorzeniania. Z kolei w wariancie, w którym sadzonki moczono w roztworze chitozanu, większą fluorescencję początkową wykazano pod koniec okresu ukorzeniania, mniejszą zaś w trzecim miesiącu prowadzenia badań. Natomiast w przypadku podlewania i opryskiwania sadzonek liściowych roztworem chitozanu, nie udowodniono istotnego wpływu terminu pomiaru na analizowaną cechę. Nie stwierdzono istotnej interakcji między masą cząsteczkową chitozanu a terminem pomiaru (tab. 37.).



Wykres 33. Fluorescencja początkowa (F_O) po adaptacji w ciemności w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od terminu pomiaru i sposobu aplikacji chitozanu

Podczas prowadzenia doświadczenia, tylko w latach 2016 i 2017, wykazano istotny wpływ masy cząsteczkowej chitozanu na fluorescencję maksymalną po adaptacji w ciemności (tab. 38.). W 2016 roku, istotnie większą F_M charakteryzowały się sadzonki traktowane chitozanem o masie cząsteczkowej 10000 g·mol^{-1}, niż 7000 g·mol^{-1}. Odwrotną zależność wykazano w 2017 roku. Natomiast we wszystkich latach prowadzenia badań, stwierdzono istotny wpływ sposobu aplikacji chitozanu, na omawianą cechę. W pierwszym roku największą wartość parametru F_M oznaczono w sadzonkach moczonych w roztworze chitozanu, mniejszą w kontrolnych, najmniejszą zaś w tych, które były nim podlewane lub opryskiwane. W kolejnym roku prowadzenia doświadczenia, istotnie większą fluorescencją maksymalną charakteryzowały się sadzonki moczone lub opryskiwane chitozanem, w stosunku do tych, które nim podlewano oraz tych, które nie były nim traktowane. Z kolei w ostatnim roku badań, większą F_M stwierdzono w obiekcie, w którym sadzonki podlewano chitozanem, w porównaniu do obiektu kontrolnego i tych, gdzie sadzonki moczono lub opryskiwano roztworem tego

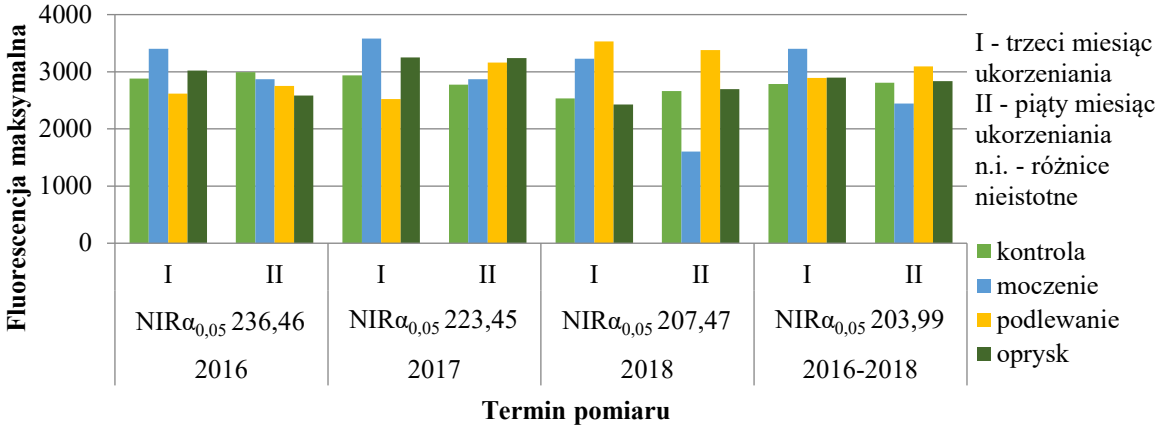
związku. Jedynie w 2016 i 2017 roku udowodniono istotny wpływ terminu pomiaru na wartość fluorescencji maksymalnej. Większą F_M charakteryzowały się sadzonki w trzecim niż piątym miesiącu ukorzeniania. Różnice te wynosiły odpowiednio 181,5 i 346,2.

Tabela 38. Fluorescencja maksymalna (F_M) po adaptacji w ciemności w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od masy cząsteczkowej i sposobu aplikacji chitozanu oraz terminu pomiaru

Lata	Masa cząsteczkowa chitozanu [g·mol^{-1}] (A)	Sposób aplikacji (B)				Termin pomiaru (C)		Średnia
		Kontrola	Moczenie	Podlewanie	Oprysk	I	II	
2016	7000	2592,9	3359,9	2505,6	2750,4	2872,2	2732,2	2802,2
	10000	3279,3	2908,6	2861,7	2851,8	3086,8	2863,9	2975,3
	Średnia	2936,1	3134,3	2683,6	2801,1	2979,5	2798,0	2888,8
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-118,23 B-225,65 C-118,23 B(A)-319,12 A(B)-236,46 C×A-n.i. C(B)-236,46 B(C)-319,12 A×B×C-n.i.						
2017	7000	3086,5	3351,8	3000,3	3389,3	3234,4	3179,6	3207,0
	10000	2621,4	3098,2	2682,8	3097,3	2910,4	2839,5	2874,9
	Średnia	2853,9	3225,0	2841,5	3243,3	3072,4	3009,5	3041,0
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-111,72 B-213,23 C-n.i. B×A-n.i. C×A-n.i. C(B)-223,45 B(C)-301,55 A×B×C-n.i						
2018	7000	2527,3	2612,3	3288,3	2515,3	2922,4	2549,3	2735,8
	10000	2666,3	2214, 7	3623,3	2608,4	2937,8	2618,5	2778,2
	Średnia	2596,8	2413,5	3455,8	2561,9	2930,1	2583,9	2757,0
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-197,98 C-103,73 B(A)-279,99 A(B)-207,47 C×A-n.i. C(B)-207,47 B(C)-279,99 A×B×C-n.i.						
2016 - 2018	7000	2735, 6	3108,0	2931,4	2885,0	3009,7	2820,4	2915,0
	10000	2855,7	2740,5	3055,9	2852,4	2978,3	2773,9	2876,1
	Średnia	2795,6	2924,3	2993,7	2868,8	2994,0	2797,2	2895,6
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-n.i. C-81,06 B(A)-180,59 A(B)-136,50 C×A-n.i. C(B)-203,99 B(C)-269,65 A×B×C-n.i.						

Objaśnienia jak w tabeli 36.

Fluorescencja maksymalna po adaptacji w ciemności w sadzonkach liściowych, niezależnie od roku prowadzenia badań, w istotny sposób zależała jedynie od terminu pomiaru (tab. 38.). Większą o 196,8 jej wartość, oznaczono, w trzecim, niż piątym miesiącu ukorzeniania. Na podstawie syntezy wyników, wykazano istotną interakcję między sposobem aplikacji a masą cząsteczkową chitozanu. Stosując chitozan o masie cząsteczkowej 7000 g·mol^{-1}, największą F_M oznaczono w sadzonkach moczonych, najmniejszą zaś w kontrolnych. Z kolei w wariantach, w których zastosowano chitozan o masie cząsteczkowej 10000 g·mol^{-1}, istotnie większą F_M wykazano w sadzonkach podlewanych, w stosunku do pozostałych wariantów. Ponadto wykazano istotne współdziałanie między terminem pomiaru a sposobem aplikacji chitozanu (wyk. 34.). Sadzonki moczone w roztworze chitozanu, charakteryzowały się większym F_M w trzecim niż piątym miesiącu ukorzeniania. Odwrotną zależność stwierdzono natomiast, kiedy sadzonki podlewano chitozanem. Z kolei w wariancie kontrolnym oraz w tym, gdzie chitozan aplikowano poprzez oprysk, nie stwierdzono istotnego wpływu terminu pomiaru na analizowaną cechę. W przeprowadzonym doświadczeniu nie wykazano istotnej interakcji między masą cząsteczkową chitozanu a terminem pomiaru (tab. 38.).



Wykres 34. Fluorescencja maksymalna (F_M) po adaptacji w ciemności w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od terminu pomiaru i sposobu aplikacji chitozanu

Fluorescencja zmienna, tylko w latach 2016 i 2017, w istotny sposób zależała od masy cząsteczkowej zastosowanego chitozanu (tab. 39.). W 2016 roku większą F_V wykazano w sadzonkach traktowanych chitozanem o masie cząsteczkowej 10000 g·mol^{-1} niż 70000 g·mol^{-1}. Różnica ta wynosiła 198,2. Odwrotną zależność stwierdzono w 2017 roku, a różnica wynosiła 202,3. Analizując wyniki uzyskane we wszystkich latach badań, wykazano istotny wpływ sposobu aplikacji chitozanu na omawianą cechę. W pierwszym roku, największą F_V charakteryzowały się sadzonki moczone w roztworze chitozanu, najmniejszą zaś te, które były nim podlewane. Różnica ta była znaczna i wynosiła 459,7. W kolejnym roku trwania doświadczenia, większą fluorescencję zmienną oznaczono w sadzonkach moczonych w chitozanie, jednak tylko w stosunku do tych, które nie były nim traktowane. Różnica ta wynosiła aż 425,9. Z kolei w ostatnim roku prowadzenia badań, większą F_V stwierdzono w obiekcie, w którym sadzonki podlewano roztworem chitozanu, w stosunku do pozostałych metod jego aplikacji. Jedynie w 2016 i 2018 roku wykazano istotny wpływ terminu pomiaru na omawianą cechę. Dowiedziono, że większą fluorescencją zmienną charakteryzowały się sadzonki w trakcie trzeciego, niż piątego miesiąca ukorzeniania. Różnice te wynosiły odpowiednio 184,6 i 346,2.

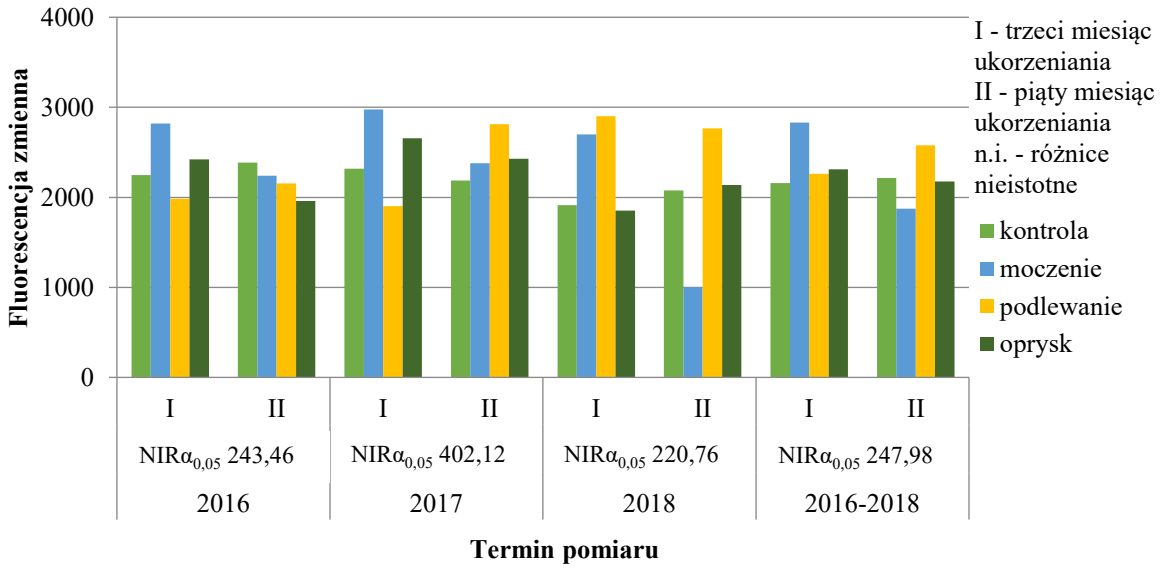
Na podstawie syntezy wyników stwierdzono, że jedynie termin pomiaru istotnie wpływał na wartość parametru fluorescencji zmiennej (tab. 39.). Większą F_V oznaczono w sadzonkach podczas trzeciego, niż piątego miesiąca prowadzenia badań. Różnica ta wynosiła 180,5. Analizując uzyskane wyniki, wykazano niejednakowe współdziałanie między sposobem aplikacji a masą cząsteczkową chitozanu. W obiektach, w których stosowano chitozan o masie cząsteczkowej 7000 g·mol^{-1}, większą F_V stwierdzono w sadzonkach moczonych, jednak tylko w stosunku do kontrolnych i opryskiwanych roztworem tego związku. Z kolei aplikując chitozan o masie cząsteczkowej 10000 g·mol^{-1}, większą F_V oznaczono w obiekcie, gdzie sadzonki nim podlewano, w stosunku do pozostałych analizowanych metod dostarczania tego związku. Ponadto wykazano istotną interakcję między terminem pomiaru a sposobem aplikacji chitozanu (wyk. 35.). U sadzonek moczonych w roztworze tego związku, większą F_V oznaczono w trzecim, niż piątym miesiącu ukorzeniania. Odwrotną zależność natomiast udowodniono w tych sadzonkach, które nim podlewano. Z kolei zarówno w wariancie kontrolnym, jak

i tym gdzie sadzonki opryskiwano, nie wykazano istotnego wpływu terminu pomiaru na omawianą cechę. W przeprowadzonym doświadczeniu nie dowiedziono istotnej interakcji między masą cząsteczkową chitozanu a terminem pomiaru (tab. 39.).

Tabela 39. Fluorescencja zmienna (F_V) po adaptacji w ciemności w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od masy cząsteczkowej i sposobu aplikacji chitozanu oraz terminu pomiaru

Lata	Masa cząsteczkowa chitozanu [g·mol^{-1}] (A)	Sposób aplikacji (B)				Termin pomiaru (C)		Średnia
		Kontrola	Moczenie	Podlewanie	Oprysk	I	II	
2016	7000	1958,1	2750,3	1871,5	2128,9	2252,9	2101,5	2177,2
	10000	2673,6	2308,2	2267,5	2252,3	2484,4	2266,4	2375,4
	Średnia	2315,9	2529,2	2069,5	2190,6	2368,6	2184,0	2276,3
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-121,73 B-232,33 C-121,73 B(A)-328,57 A(B)-243,46 C×A-n.i. C(B)-243,46 B(C)-328,57 A×B×C-n.i.						
2017	7000	2503,2	2753,5	2384,9	2593,3	2632,3	2485,1	2558,7
	10000	2001,0	2602,5	2328,3	2493,9	2293,5	2419,3	2356,4
	Średnia	2252,1	2678,0	2356,6	2543,6	2462,9	2452,2	2457,6
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-201,06 B-383,74 C-n.i. B×A-n.i. C×A-n.i. C(B)-402,12 B(C)-542,69 A×B×C-n.i.						
2018	7000	1928,3	2033,6	2634,3	1953,3	2320,3	1954,6	2137,4
	10000	2060,3	1668,9	3032,3	2036,3	2362,8	2036,0	2199,4
	Średnia	1994,2	1851,3	2833,3	1994,8	2341,5	1995,3	2168,4
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-n.i B-210,67 C-110,38 B(A)-297,93 A(B)-220,76 C×A-n.i. C(B)-220,76 B(C)-297,93 A×B×C-n.i.						
2016 - 2018	7000	2129,9	2512,5	2296,9	2225,1	2401,8	2180,4	2291,1
	10000	2244,9	2193,2	2542,7	2260,8	2380,2	2240,6	2310,4
	Średnia	2187,4	2352,9	2419,8	2243,0	2391,0	2210,5	2300,8
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-n.i. C-99,05 B(A)-236,36 A(B)-178,66 C×A-n.i. C(B)-247,98 B(C)-327,80 A×B×C-n.i.						

Objaśnienia jak w tabeli 36.



Wykres 35. Fluorescencja zmienna (F_V) po adaptacji w ciemności u sadzonek liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od terminu pomiaru i sposobu aplikacji chitozanu

Wartość maksymalnej potencjalnej efektywności reakcji fotochemicznych w PS II wyznaczonej po adaptacji ciemniowej, jedynie w latach 2016 i 2017, w istotny sposób zależała od masy cząsteczkowej chitozanu (tab. 40.). W 2016 roku, większą jej wartość oznaczono w obiekcie, w którym stosowano chitozan o masie cząsteczkowej 10000 $g \cdot mol^{-1}$ niż 7000 $g \cdot mol^{-1}$. Odwrotną zależność wykazano natomiast w kolejnym roku prowadzenia badań. We wszystkich latach trwania doświadczenia, udowodniono istotny wpływ sposobu aplikacji na mierzony parametr. W pierwszym roku, największą F_V/F_M charakteryzowały się sadzonki moczone w roztworze chitozanu, mniejszą kontrolne i opryskiwane, najmniejszą zaś podlewane. W kolejnym roku, większą maksymalną potencjalną efektywność reakcji fotochemicznych w PS II dowiedziono w obiektach, w których sadzonki moczono lub opryskiwano roztworem chitozanu, jednak tylko w stosunku do obiektu kontrolnego. Natomiast w ostatnim roku prowadzenia badań, istotnie większą F_V/F_M stwierdzono w sadzonkach podlewanych chitozanem, jednak tylko w stosunku do tych, które były w nim moczone i do tych, których nie traktowano roztworem tego związku. Jedynie w 2016 i 2018 roku, wykazano istotny wpływ terminu pomiaru na omawianą cechę. Większą wartość F_V/F_M zmierzono w sadzonkach w trzecim, niż piątym miesiącu ukorzeniania.

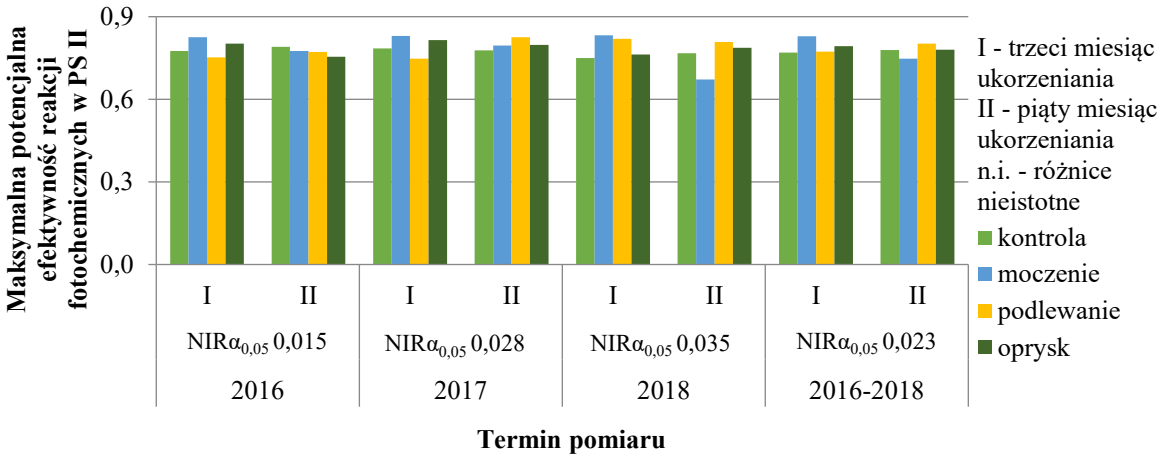
Tabela 40. Maksymalna potencjalna efektywność reakcji fotochemicznych w PS II wyznaczona po adaptacji ciemniowej (F_V/F_M) w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od masy cząsteczkowej i sposobu aplikacji chitozanu oraz terminu pomiaru

Lata	Masa cząsteczkowa chitozanu [$g \cdot mol^{-1}$] (A)	Sposób aplikacji (B)				Termin pomiaru (C)		Średnia
		Kontrola	Moczenie	Podlewanie	Oprysk	I	II	
2016	7000	0,75	0,81	0,74	0,77	0,78	0,76	0,77
	10000	0,82	0,79	0,78	0,79	0,80	0,78	0,79
	Średnia	0,78	0,80	0,76	0,78	0,79	0,77	0,78
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,008 B-0,015 C-0,008 B(A)-0,021 A(B)-0,015 C×A-n.i. C(B)-0,015 B(C)-0,021 A×B×C-n.i.						
2017	7000	0,81	0,82	0,79	0,81	0,81	0,80	0,81
	10000	0,76	0,81	0,79	0,81	0,78	0,80	0,79
	Średnia	0,78	0,81	0,79	0,81	0,79	0,80	0,80
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,014 B-0,026 C-n.i. B×A-n.i. C×A-n.i. C(B)-0,028 B(C)-0,037 A×B×C-n.i.						
2018	7000	0,76	0,75	0,80	0,77	0,78	0,75	0,77
	10000	0,76	0,76	0,83	0,78	0,80	0,77	0,78
	Średnia	0,76	0,75	0,81	0,78	0,79	0,76	0,78
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-0,033 C-0,017 B×A-n.i. C×A-n.i. C(B)-0,035 B(C)-0,047 A×B×C-n.i.						
2016 - 2018	7000	0,77	0,79	0,78	0,78	0,79	0,77	0,78
	10000	0,78	0,78	0,80	0,79	0,79	0,78	0,79
	Średnia	0,77	0,79	0,79	0,79	0,79	0,78	0,78
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-n.i. C-0,009 B×A-n.i. C×A-n.i. C(B)-0,023 B(C)-0,031 A×B×C-n.i.						

Objaśnienia jak w tabeli 36.

Niezależnie od roku prowadzenia doświadczenia, stwierdzono tylko istotny wpływ terminu pomiaru na maksymalną potencjalną efektywność reakcji fotochemicznych w PS II (tab. 40.). Większą

wartością F_V/F_M charakteryzowały się sadzonki w trzecim, w porównaniu z piątym miesiącem ukorzeniania. Wykazano istotną interakcję między terminem pomiaru a sposobem aplikacji chitozanu (wyk. 36.). W obiekcie, w którym sadzonki moczono w roztworze chitozanu, większą wartość analizowanego parametru oznaczono także w trzecim niż piątym miesiącu ukorzeniania. Odwrotną zależność wykazano natomiast w obiekcie, w którym sadzonki podlewano. W wariancie kontrolnym i tym, gdzie roztwór chitozanu aplikowano przez opryskiwanie nie wykazano istotnego wpływu terminu pomiaru na analizowaną cechę. Na podstawie uzyskanych wyników nie wykazano również istotnego współdziałania między masą cząsteczkową a sposobem aplikacji chitozanu oraz między masą cząsteczkową chitozanu a terminem pomiaru (tab. 40.).



Wykres 36. Maksymalna potencjalna efektywność reakcji fotochemicznych w PS II wyznaczona po adaptacji ciemniowej (F_V/F_M) w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od terminu pomiaru i sposobu aplikacji chitozanu

W przeprowadzonym doświadczeniu, tylko w 2018 roku wykazano istotny wpływ masy cząsteczkowej chitozanu na wskaźnik witalności systemu PS II (tab. 41.). Większą o 0,05 jego wartość oznaczono w sadzonkach traktowanych chitozanem o masie cząsteczkowej 10000 $g \cdot mol^{-1}$, niż 7000 $g \cdot mol^{-1}$. We wszystkich latach trwania doświadczenia stwierdzono również istotny wpływ sposobu aplikacji chitozanu na omawianą cechę. W 2016 roku, największym PI charakteryzowały się sadzonki podlewane roztworem tego związku, mniejszym te, które były w nim moczone oraz kontrolne, najmniejszym zaś te, które nim opryskiwano. W 2017 roku, większy wskaźnik witalności stwierdzono w obiektach kontrolnym oraz tych, gdzie zastosowano podlewanie lub opryskiwanie roztworem chitozanu, mniejsze zaś, kiedy dostarczano ten związek poprzez moczenie. Z kolei w 2018 roku, istotnie największy PI oznaczono w sadzonkach podlewanych chitozanem, najmniejszy zaś w tych opryskiwanych, a różnica ta wynosiła 0,4. Zarówno w drugim jak i trzecim roku prowadzenia badań wykazano istotny wpływ terminu pomiaru na wskaźnik witalności w sadzonkach liściowych. W 2017 roku, większą o 0,06 jego wartość oznaczono w trzecim, niż piątym miesiącu ukorzeniania. Odwrotną zależność natomiast stwierdzono w kolejnym roku prowadzenia badań, a różnica wynosiła 0,03.

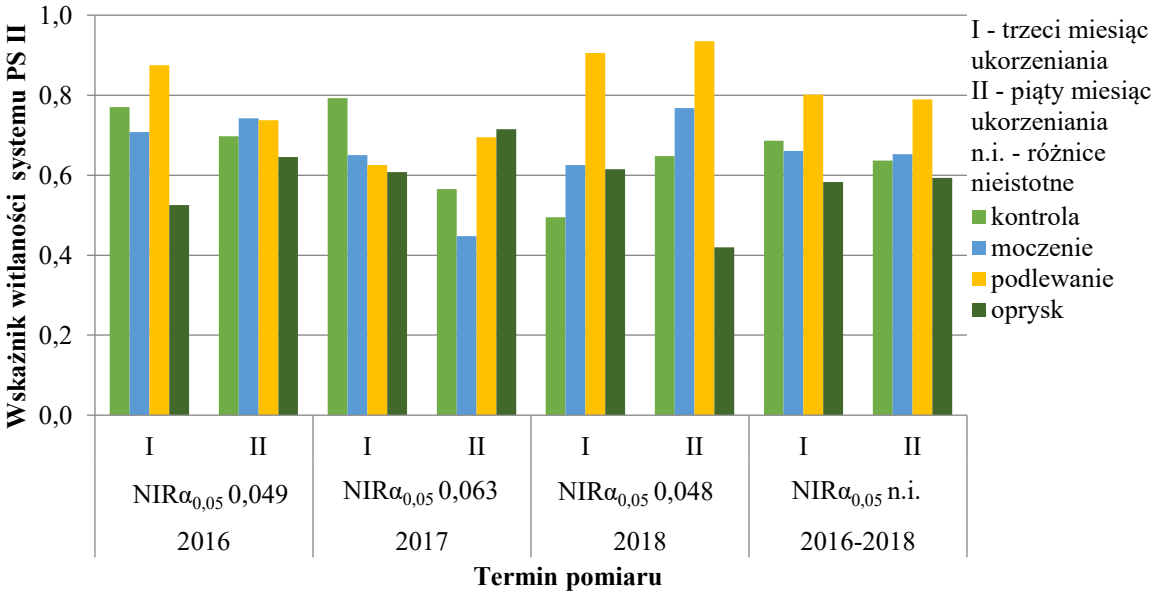
Na podstawie syntezy wyników wykazano, że jedynie sposób aplikacji chitozanu wpływał istotnie na wartość wskaźnika PI (tab. 41.). Większy wskaźnik witalności systemu PS II oznaczono w

sadzonkach podlewanych chitozanem, mniejszy w sadzonkach kontrolnych i tych, które opryskiwano lub moczono w roztworze tego związku. Analizując uzyskane wyniki, nie dowiedziono istotnych interakcji między porównywanymi w badaniach czynnikami (tab. 41, wyk. 37.).

Tabela 41. Wskaźnik witalności systemu PS II (PI – Performance Index) w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od masy cząsteczkowej i sposobu aplikacji chitozanu oraz terminu pomiaru

Lata	Masa cząsteczkowa chitozanu [g·mol^{-1}] (A)	Sposób aplikacji (B)				Termin pomiaru (C)		Średnia
		Kontrola	Moczenie	Podlewanie	Oprysk	I	II	
2016	7000	0,75	0,76	0,77	0,60	0,74	0,70	0,72
	10000	0,72	0,70	0,84	0,58	0,70	0,71	0,71
	Średnia	0,73	0,73	0,81	0,59	0,72	0,71	0,71
	NIR$\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-0,047 C-n.i B(A)-0,067 A(B)-0,049 C(A)-0,049 A(C)-0,049 C(B)-0,049 B(C)-0,067 A×B×C-n.i.						
2017	7000	0,67	0,55	0,67	0,66	0,67	0,60	0,64
	10000	0,69	0,55	0,65	0,67	0,66	0,61	0,64
	Średnia	0,68	0,55	0,66	0,66	0,67	0,61	0,64
	NIR$\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-0,060 C-0,031 B×A-n.i. C×A-n.i. C(B)-0,063 B(C)-0,084 A×B×C-n.i.						
2018	7000	0,58	0,65	0,89	0,48	0,61	0,69	0,65
	10000	0,56	0,74	0,95	0,56	0,71	0,69	0,70
	Średnia	0,57	0,70	0,92	0,52	0,66	0,69	0,68
	NIR$\alpha_{0,05}$	A-0,024 B-0,046 C-0,024 B(A)-0,065 A(B)-0,048 C(A)-0,048 A(C)-0,048 C(B)-0,048 B(C)-0,065 A×B×C-n.i.						
2016 - 2018	7000	0,67	0,65	0,78	0,58	0,67	0,66	0,67
	10000	0,66	0,66	0,81	0,60	0,69	0,67	0,68
	Średnia	0,66	0,66	0,80	0,59	0,68	0,67	0,68
	NIR$\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-0,079 C-n.i. B×A-n.i. C×A-n.i. C×B-n.i. A×B×C-n.i.						

Objaśnienia jak w tabeli 36.



Wykres 37. Wskaźnik witalności systemu PS II (PI – Performance Index) w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od terminu pomiaru i sposobu aplikacji chitozanu

5.3.2. Indeks zazielenienia

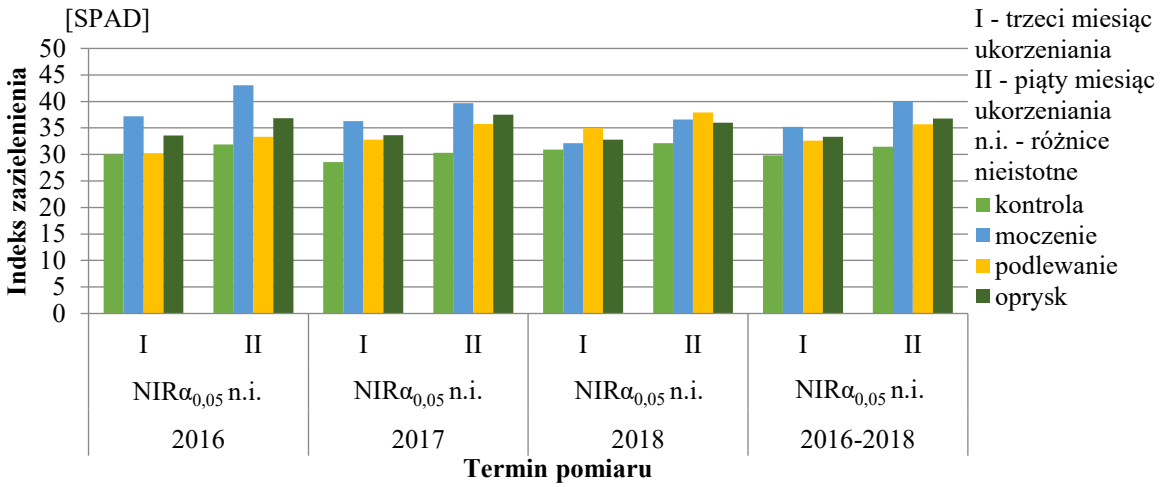
We wszystkich latach prowadzenia badań, wykazano istotny wpływ sposobu aplikacji chitozanu na indeks zazielenienia sadzonek liściowych (tab. 42.). W 2016 i 2017 roku, największe natężenie zielonej barwy stwierdzono u sadzonek, które moczono w roztworze chitozanu, najmniejsze zaś u tych, których nie traktowano tym preparatem. Różnice te wynosiły w 2017 roku – 8,5 SPAD i w 2016 roku – 9,2 SPAD. Z kolei w 2018 roku, istotnie większym natężeniem zielonej barwy charakteryzowały się sadzonki moczone lub podlewane chitozanem, jednak tylko w stosunku do tych, na które nie oddziaływano tym związkiem. Niezależnie od masy cząsteczkowej i sposobu aplikacji chitozanu, we wszystkich latach trwania doświadczenia, termin pomiaru w istotny sposób wpływał na oceniany parametr. Istotnie większe natężenie zielonej barwy oznaczono u sadzonek w piątym niż trzecim miesiącu ukorzeniania. Różnice te w 2017 i 2018 roku wynosiły 3,0 SPAD, natomiast w 2016 roku 3,6 SPAD. We wszystkich latach prowadzenia badań, nie wykazano istotnego wpływu masy cząsteczkowej chitozanu na omawianą cechę.

Tabela 42. Indeks zazielenienia [SPAD] sadzonek liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od masy cząsteczkowej i sposobu aplikacji chitozanu oraz terminu pomiaru

Lata	Masa cząsteczkowa chitozanu [g·mol^{-1}] (A)	Sposób aplikacji (B)				Termin pomiaru (C)		Średnia
		Kontrola	Moczenie	Podlewanie	Oprysk	I	II	
2016	7000	31,6	41,3	33,4	32,7	33,3	36,1	34,7
	10000	30,3	39,0	30,2	37,8	32,1	36,5	34,3
	Średnia	30,9	40,1	31,8	35,2	32,7	36,3	34,5
	NIR$\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-3,88 C-2,03 B(A)-5,49 A(B)-4,07 C×A-n.i. C×B-n.i. A×B×C-n.i.						
2017	7000	28,9	37,7	35,7	34,8	32,5	36,1	34,3
	10000	30,0	38,2	32,8	36,3	33,2	35,5	34,3
	Średnia	29,5	38,0	34,3	35,6	32,8	35,8	34,3
	NIR$\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-3,50 C-1,83 B×A-n.i. C×A-n.i. C×B-n.i. A×B×C-n.i.						
2018	7000	29,9	32,,610	35,0	36,0	31,3	35,5	33,5
	10000	33,2	36,1	37,9	32,8	34,1	35,9	35,0
	Średnia	31,5	36,1	36,5	34,4	32,7	35,7	34,5
	NIR$\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-4,49 C-2,35 B×A-n.i. C×A-n.i. C×B-n.i. A×B×C-n.i.						
2016 - 2018	7000	30,1	37,2	34,7	34,5	32,4	35,9	34,1
	10000	31,1	38,0	33,6	35,6	33,1	36,0	34,6
	Średnia	30,6	38,1	34,2	35,1	32,7	35,9	34,4
	NIR$\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-2,61 C-1,27 B×A-n.i. C×A-n.i. C×B-n.i. A×B×C-n.i.						

Objaśnienia jak w tabeli 36 .

Na podstawie syntezy wyników udowodniono, że stosowanie chitozanu w istotny sposób wpływało na zwiększenie indeksu zazielenienia sadzonek liściowych (tab. 42.). Największe natężenie zielonej barwy stwierdzono w obiekcie, w którym sadzonki moczono w chitozanie, mniejsze w tych, gdzie były podlewane lub opryskiwane, najmniejsze zaś w obiekcie kontrolnym. Istotnie większy indeks zazielenienia sadzonek liściowych stwierdzono w piątym niż trzecim miesiącu ukorzeniania, różnica ta wynosiła 3,2 SPAD. Nie wykazano istotnego wpływu masy cząsteczkowej chitozanu na mierzony parametr. Również nie dowiedziono istotnego współdziałania między analizowanymi w doświadczeniu czynnikami (tab. 42., wyk. 38.).



Wykres 38. Indeks zazielenienia [SPAD] sadzonek liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od terminu pomiaru i sposobu aplikacji chitozanu

5.3.3. Parametry korzeni

Analizując uzyskane w doświadczeniu dane, stwierdzono, że tylko w latach 2016 i 2017 masa cząsteczkowa zastosowanego chitozanu decydowała o liczbie wykształconych przez sadzonki korzeni (tab. 43.). Więcej korzeni uzyskano aplikując chitozan o masie cząsteczkowej 7000 g·mol^{-1}, niż 10000 g·mol^{-1}. Różnica ta w 2016 roku wynosiła 48,9%, natomiast w 2017 roku była mniejsza i wynosiła 29,7%. We wszystkich latach prowadzenia badań, wykazano istotny wpływ sposobu aplikacji chitozanu na omawianą cechę. W 2016 roku, najwięcej korzeni uformowało się na sadzonkach moczonych w chitozanie, najmniej zaś na kontrolnych. Różnica ta była znaczna i wynosiła aż 384,4%. W 2017 roku istotnie najwięcej korzeni wytworzyły także sadzonki moczone w chitozanie, mniej natomiast te, które były nim opryskiwane lub podlewane, najmniej zaś kontrolne. Różnice te wynosiły odpowiednio 163,7% i 173,8% oraz aż 239,0%. Z kolei w 2018 roku, większą liczbą korzeni charakteryzowały się, tak samo jak w latach poprzednich, sadzonki w obiekcie, w którym roztwór chitozanu aplikowano przez moczenie, jednak mniejszą zaś w pozostałych obiektach doświadczalnych.

Niezależnie od roku prowadzenia badań stwierdzono, że zarówno masa cząsteczkowa i sposób aplikacji zastosowanego chitozanu w istotny sposób wpływały na liczbę wykształconych korzeni przez sadzonki liściowe (tab. 43.). Większa ich liczba uformowała się na sadzonkach traktowanych chitozanem o masie cząsteczkowej 7000 g·mol^{-1}, niż 10000 g·mol^{-1}. Różnica ta wynosiła 26,9%. Najwięcej korzeni wytworzyło się u podstawy sadzonek moczonych w roztworze chitozanu, mniej u opryskiwanych lub podlewanych tym związkiem, natomiast najmniej w przypadku kontrolnych. Dowiedziono istotną interakcję między sposobem aplikacji a masą cząsteczkową chitozanu. W obiektach, w których stosowano chitozan o masie cząsteczkowej 7000 g·mol^{-1}, najwięcej korzeni wytworzyły sadzonki, które w nim moczono, mniej te, które były nim podlewane lub opryskiwane, najmniej zaś te, które nim nie traktowano. Z kolei aplikując chitozan o masie cząsteczkowej 10000 g·mol^{-1}, większą liczbę korzeni uzyskano w obiekcie, gdzie sadzonki moczono w jego roztworze, mniejszą natomiast w pozostałych obiektach doświadczalnych.

Tabela 43. Liczba korzeni przybyszowych [szt.] wytworzonych na sadzonkach liściowych u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od masy cząsteczkowej i sposobu aplikacji chitozanu

Lata	Masa cząsteczkowa chitozanu [g·mol^{-1}] (A)	Sposób aplikacji (B)				Średnia
		Kontrola	Moczenie	Podlewanie	Oprysk	
2016	7000	9,0	55,5	22,8	17,5	26,2
	10000	9,0	31,7	16,2	13,7	17,6
	Średnia	9,0	43,6	19,5	15,6	21,9
	NIR$\alpha_{0,05}$	A-1,06 B-2,08 B(A)-2,94 A(B)-2,12				
2017	7000	10,8	41,5	15,4	14,4	20,5
	10000	10,2	29,7	10,7	12,5	15,8
	Średnia	10,5	35,6	13,0	13,5	18,1
	NIR$\alpha_{0,05}$	A-0,70 B-1,36 B(A)-1,93 A(B)-1,39				
2018	7000	11,6	31,4	15,4	15,5	18,5
	10000	12,4	28,5	15,5	15,1	17,9
	Średnia	12,0	30,0	15,4	15,3	18,2
	NIR$\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-4,71 A×B-n.i.				
2016 - 2018	7000	10,4	42,8	17,9	14,8	21,7
	10000	10,5	30,0	14,1	13,8	17,1
	Średnia	10,5	36,4	16,0	14,8	19,4
	NIR$\alpha_{0,05}$	A-1,64 B-3,88 B(A)-3,63 A(B)-1,36				

Objaśnienia: n.i. – różnice nieistotne.

Długość korzeni przybyszowych, we wszystkich latach prowadzenia badań, w istotny sposób zależała od masy cząsteczkowej zastosowanego chitozanu (tab. 44.). Niezależnie od roku trwania doświadczenia, dłuższe korzenie wykształciły sadzonki traktowane chitozanem o masie cząsteczkowej 7000 g·mol^{-1} niż 10000 g·mol^{-1}. Największe różnice wykazano w 2017 – 52,6%, mniejsze w 2016 roku – 40,0%, najmniejsze zaś w 2018 roku – 11,7%. Ponadto, we wszystkich latach prowadzenia badań, stwierdzono istotny wpływ sposobu aplikacji chitozanu na omawianą cechę. W 2016 roku, najdłuższe korzenie uformowały się na sadzonkach moczonych w roztworze chitozanu, krótsze u podlewanych, najkrótsze zaś u kontrolnych. Równie krótkimi korzeniami odznaczały się sadzonki opryskiwane roztworem tego związku. W 2017 roku, najdłuższe korzenie wykształciły się na sadzonkach moczonych w chitozanie, najkrótsze zaś na tych, które nim podlewano. Różnica ta była znaczna i wynosiła aż 217,6%. Z kolei w 2018 roku, dłuższe korzenie wytworzyły się także u nasady sadzonek moczonych w roztworze chitozanu, ale w porównaniu do pozostałych zastosowanych sposobów jego aplikacji.

Na podstawie syntezy wyników wykazano, że traktowanie sadzonek chitozanem o masie cząsteczkowej 7000 g·mol^{-1} wpływa istotnie na zwiększenie długości wykształconych korzeni przybyszowych (tab. 44.). W stosunku do obiektów, w których zastosowano chitozan o masie cząsteczkowej 10000 g·mol^{-1}, różnica ta wynosiła 33,6%. Stwierdzono również istotny wpływ sposobu aplikacji chitozanu na omawianą cechę. Dłuższe korzenie uformowały się na sadzonkach, które były w nim moczone, krótsze zaś na tych, które nim podlewano lub opryskiwano oraz kontrolnych. Różnice te były znaczne i wynosiły odpowiednio 174,5%, 189,9% oraz 253,4%. W przeprowadzonych badaniach wykazano istotną interakcję między sposobem aplikacji chitozanu a jego masą cząsteczkową. W

obiekcie, w którym stosowano chitozan o masie cząsteczkowej 7000 g·mol^{-1}, najdłuższe korzenie wykształciły sadzonki w nim moczone, najkrótsze zaś te, które nie były nim traktowane. Różnica ta była znaczna i wynosiła aż 376,5%. Z kolei w wariantach, w których wykorzystano chitozan o masie cząsteczkowej 10000 g·mol^{-1}, istotnie dłuższe korzenie uformowały się u nasady sadzonek w nim moczonych, w porównaniu do pozostałych ocenianych sposobów jego aplikacji.

Tabela 44. Długość korzeni przybyszowych [cm] wytworzonych na sadzonkach liściowych u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od masy cząsteczkowej i sposobu aplikacji chitozanu

Lata	Masa cząsteczkowa chitozanu [g·mol^{-1}] (A)	Sposób aplikacji (B)				Średnia
		Kontrola	Moczenie	Podlewanie	Oprysk	
2016	7000	6,6	32,1	16,7	9,2	16,1
	10000	7,2	18,5	10,3	9,9	11,5
	Średnia	6,9	25,3	13,5	9,6	13,8
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-1,72 B-3,37 B(A)-4,76 A(B)-3,43				
2017	7000	7,1	33,1	7,4	10,4	14,5
	10000	8,7	13,9	7,3	7,9	9,5
	Średnia	7,8	23,5	7,4	9,1	12,0
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,85 B-1,67 B(A)-2,37 A(B)-1,70				
2018	7000	6,6	31,9	7,0	8,2	13,4
	10000	7,4	25,4	7,5	7,8	12,0
	Średnia	7,0	28,7	7,2	8,0	12,7
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,67 B-1,32 B(A)-1,87 A(B)-1,35				
2016 - 2018	7000	6,8	32,4	10,4	9,3	14,7
	10000	7,8	19,3	8,4	8,5	11,0
	Średnia	7,3	25,8	9,4	8,9	12,8
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,87 B-2,58 B(A)-3,00 A(B)-1,13				

Objaśnienia jak w tabeli 43.

Analizując uzyskane w badaniach wyniki, tylko w latach 2016 i 2018, stwierdzono istotny wpływ masy cząsteczkowej chitozanu na masę wykształconych przez sadzonki korzeni przybyszowych (tab. 45.). W 2016 roku, sadzonki traktowane chitozanem o masie cząsteczkowej 7000 g·mol^{-1}, wytworzyły korzenie o 65,7% większej masie, niż te, na które aplikowano chitozan o masie cząsteczkowej 10000 g·mol^{-1}. Z kolei w 2018 roku, udowodniono odwrotną zależność, a różnica była mniejsza i wynosiła 28,2%. We wszystkich latach prowadzenia doświadczenia, sposób aplikacji chitozanu w identyczny sposób wpływał na omawianą cechę. Korzenie o większej masie uformowały się na sadzonkach moczonych w roztworze chitozanu, w stosunku do pozostałych metod jego aplikacji.

Niezależnie od roku trwania badań, wykazano jedynie istotny wpływ sposobu aplikacji chitozanu na masę wytworzonych korzeni przybyszowych (tab. 45.). Stwierdzono, że korzenie o większej masie wykształciły się u podstawy sadzonek moczonych w roztworze chitozanu, w stosunku do pozostałych zastosowanych sposobów jego aplikacji. Nie wykazano istotnej interakcji między sposobem aplikacji chitozanu a jego masą cząsteczkową.

Tabela 45. Masa korzeni przybyszowych [g] wytworzonych na sadzonkach liściowych u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od masy cząsteczkowej i sposobu aplikacji chitozanu

Lata	Masa cząsteczkowa chitozanu [g·mol^{-1}] (A)	Sposób aplikacji (B)				Średnia
		Kontrola	Moczenie	Podlewanie	Oprysk	
2016	7000	0,40	2,62	0,86	0,75	1,16
	10000	0,62	1,38	0,53	0,61	0,79
	Średnia	0,51	2,00	0,70	0,68	0,97
	NIR$\alpha_{0,05}$	A-0,149 B-0,292 B(A)-0,413 A(B)-0,297				
2017	7000	0,66	1,70	0,86	0,96	1,05
	10000	0,66	1,84	0,76	0,98	1,06
	Średnia	0,66	1,77	0,81	0,97	1,05
	NIR$\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-0,685 A×B-n.i.				
2018	7000	0,85	1,46	0,94	1,15	1,10
	10000	1,08	2,81	0,84	0,89	1,41
	Średnia	0,97	2,14	0,89	1,02	1,25
	NIR$\alpha_{0,05}$	A-0,174 B-0,342 B(A)-0,483 A(B)-0,348				
2016 - 2018	7000	0,64	1,93	0,89	0,95	1,10
	10000	0,79	2,01	0,71	0,83	1,08
	Średnia	0,71	1,97	0,80	0,89	1,09
	NIR$\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-0,242 B×A-n.i.				

Objaśnienia jak w tabeli 43.

5.3.4. Plon cebul

Tylko w 2016 i 2017 roku, liczba wykształconych cebul przybyszowych, w istotny sposób zależała od masy cząsteczkowej zastosowanego chitozanu (tab. 46.). Wykazano, że sadzonki traktowane chitozanem o masie cząsteczkowej 7000 g·mol^{-1}, wykształciły więcej cebul niż te, na które aplikowano chitozan o masie cząsteczkowej 10000 g·mol^{-1}. Różnice te wynosiły w 2016 roku – 24,9%, z kolei w 2017 roku – 15,4%. Niezależnie od roku prowadzenia badań, stwierdzono istotny wpływ sposobu aplikacji chitozanu na omawianą cechę. W pierwszym roku trwania doświadczenia, najwięcej cebul przybyszowych uformowało się u podstawy sadzonek moczonych w roztworze chitozanu. Mniej o 75,1% i 87,4% cebul uzyskano u tych, które nim opryskiwano lub podlewano. Najmniej zaś w przypadku sadzonek kontrolnych - różnica ta była znaczna i wynosiła aż 206,9%. W kolejnym roku prowadzenia badań, więcej cebul wykształciły sadzonki moczone w chitozanie, w stosunku do pozostałych ocenianych metod jego aplikacji. Z kolei w ostatnim roku, więcej cebul wytworzyło się u nasady sadzonek moczonych w roztworze chitozanu, jednak tylko w stosunku do tych, które były nim opryskiwane. Różnica ta wynosiła 77,3%.

Na podstawie średnich wyników z lat badań, dowiedziono istotny wpływ masy cząsteczkowej chitozanu oraz sposobu jego aplikacji na liczbę uformowanych u podstawy sadzonek cebul (tab. 46.). Sadzonki traktowane chitozanem o masie cząsteczkowej 7000 g·mol^{-1}, wykształciły więcej o 11,5% cebul niż te, w przypadku których stosowano chitozan o masie cząsteczkowej 10000 g·mol^{-1}. Moczenie sadzonek w roztworze chitozanu wpływało na zwiększenie liczby uformowanych cebul przybyszowych.

Mniejszą ich liczbę wykształciły sadzonki nim podlewane lub opryskiwane oraz te, które nie były nim traktowane. Różnice te wynosiły odpowiednio 59,7%, 81,2% i 85,9%. Nie stwierdzono istotnej interakcji między porównywanymi w doświadczeniu czynnikami.

Tabela 46. Liczba cebul przybyszowych [szt.] wytworzonych na sadzonkach liściowych u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od masy cząsteczkowej i sposobu aplikacji chitozanu

Lata	Masa cząsteczkowa chitozanu [g·mol^{-1}] (A)	Sposób aplikacji (B)				Średnia
		Kontrola	Moczenie	Podlewanie	Oprysk	
2016	7000	2,57	7,43	3,87	4,17	4,51
	10000	1,78	5,94	3,27	3,46	3,61
	Średnia	2,18	6,69	3,57	3,82	4,06
	NIR$\alpha_{0,05}$	A-0,436 B-0,856 B×A-n.i.				
2017	7000	2,99	6,50	4,12	3,19	4,20
	10000	2,80	5,13	3,75	2,87	3,64
	Średnia	2,90	5,82	3,94	3,03	3,92
	NIR$\alpha_{0,05}$	A-0,548 B-1,076 B×A-n.i.				
2018	7000	3,80	4,41	3,15	2,52	3,47
	10000	4,33	4,63	3,12	2,58	3,67
	Średnia	4,07	4,52	3,14	2,55	3,57
	NIR$\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-1,811 B×A-n.i.				
2016 - 2018	7000	3,12	6,11	3,71	3,29	4,06
	10000	2,97	5,23	3,38	2,97	3,64
	Średnia	3,05	5,67	3,55	3,13	3,85
	NIR$\alpha_{0,05}$	A-0,378 B-1,059 B×A-n.i.				

Objaśnienia jak w tabeli 43.

W przeprowadzonym doświadczeniu, tylko w pierwszym i ostatnim roku badań, wykazano istotny wpływ masy cząsteczkowej chitozanu na masę wykształconych cebul przybyszowych (tab.47.). Zarówno w 2016, jak i 2018 roku, sadzonki traktowane chitozanem o masie cząsteczkowej 7000 g·mol^{-1}, wytworzyły cebule o większej masie niż te, na które stosowano chitozan o masie cząsteczkowej 10000 g·mol^{-1}. Różnice te wynosiły w 2016 roku – 52,9%, natomiast w 2018 roku – 20,7%. Wykazano również istotny wpływ sposobu aplikacji chitozanu na omawianą cechę. W pierwszym i drugim roku prowadzenia doświadczenia, cebule o największej masie uformowały się na sadzonkach moczonych w roztworze chitozanu, o najmniejszej zaś na kontrolnych. Różnice te były znaczne i wynosiły w 2017 roku – 92,3%, zaś w 2016 roku aż 547,1%. Z kolei w ostatnim roku prowadzenia doświadczenia, cebule o największej masie wykształciły sadzonki moczone w roztworze chitozanu, w stosunku do pozostałych ocenianych sposobów jego aplikacji.

Niezależnie od roku prowadzenia badań, stwierdzono istotny wpływ wszystkich analizowanych w doświadczeniu czynników na masę wykształconych cebul przybyszowych (tab. 47.). Cebule uformowane na sadzonkach traktowanych chitozanem o masie cząsteczkowej 7000 g·mol^{-1}

charakteryzowały się większą masą niż te uzyskane na sadzonkach, w przypadku których stosowano chitozan o masie cząsteczkowej 10000 g·mol^{-1}. Różnica ta wynosiła 23,0%. Analizując wpływ sposobu aplikacji chitozanu wykazano, że cebule o największej masie wykształciły sadzonki moczone w roztworze tego związku. Mniejszą odpowiednio o 44,1% i 50,8% masę cebul uzyskano w przypadku sadzonek, które były nim opryskiwane lub podlewane. Cebule o najmniejszej masie stwierdzono w obiekcie, gdzie sadzonek nie traktowano roztworem chitozanu, a różnica wynosiła aż 139,0%. Wykazano istotną interakcję między sposobem aplikacji chitozanu a jego masą cząsteczkową. Stosując chitozan o masie cząsteczkowej 7000 g·mol^{-1}, udowodniono, że cebule o największej masie uformowały się u podstawy sadzonek w nim moczonych, o najmniejszej zaś u tych, które stanowiły wariant kontrolny. Z kolei w obiektach, w których aplikowano chitozan o masie cząsteczkowej 10000 g·mol^{-1}, niezależnie od zastosowanej metody aplikacji, uzyskano cebule o większej masie niż w obiekcie kontrolnym.

Tabela 47. Masa cebul przybyszowych [g] wytworzonych na sadzonkach liściowych u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od masy cząsteczkowej i sposobu aplikacji chitozanu

Lata	Masa cząsteczkowa chitozanu [g·mol^{-1}] (A)	Sposób aplikacji (B)				Średnia
		Kontrola	Moczenie	Podlewanie	Oprysk	
2016	7000	0,16	1,57	0,52	0,87	0,78
	10000	0,17	0,63	0,45	0,79	0,51
	Średnia	0,17	1,10	0,49	0,83	0,65
	NIR$\alpha_{0,05}$	A-0,144 B-0,282 B(A)-0,399 A(B)-0,287				
2017	7000	0,57	1,02	0,75	0,74	0,77
	10000	0,46	0,97	0,89	0,60	0,73
	Średnia	0,52	1,00	0,82	0,67	0,75
	NIR$\alpha_{0,05}$	A- n.i. B-0,206 A×B- n.i.				
2018	7000	0,56	1,10	0,67	0,45	0,70
	10000	0,51	0,59	0,58	0,63	0,58
	Średnia	0,54	0,85	0,63	0,54	0,64
	NIR$\alpha_{0,05}$	A-0,084 B-0,165 B(A)-0,234 A(B)-0,168				
2016 - 2018	7000	0,43	1,23	0,65	0,69	0,75
	10000	0,38	0,73	0,64	0,67	0,61
	Średnia	0,41	0,98	0,65	0,68	0,68
	NIR$\alpha_{0,05}$	A-0,068 B-0,200 B(A)-0,225 A(B)-0,085				

Objaśnienia jak w tabeli 43.

Średnica wykształconych cebul przybyszowych, w pierwszym i drugim roku prowadzenia badań, w istotny sposób zależała od masy cząsteczkowej chitozanu (tab. 48.). W 2016 roku, cebule o większej średnicy uformowały się na sadzonkach traktowanych chitozanem o masie cząsteczkowej 7000 g·mol^{-1}. Mniejszą o 34,1%, średnicę cebul uzyskano w przypadku sadzonek, na które aplikowano chitozan o masie cząsteczkowej 10000 g·mol^{-1}. Odwrotną zależność wykazano w 2017 roku, a różnica ta była mniejsza i wynosiła 11,5%. Ponadto stwierdzono istotny wpływ sposobu aplikacji chitozanu na

omawianą cechę. W 2016 roku, cebule o większej średnicy wykazano w obiekcie, w którym sadzonki moczono w roztworze chitozanu, w porównaniu do pozostałych obiektów doświadczalnych. W 2017 roku cebule o największej średnicy wykształciły sadzonki moczone w chitozanie, o najmniejszej zaś te, które nie były nim traktowane. Różnica ta wynosiła 134,2%. Z kolei w 2018 roku, cebule o większej średnicy uformowały się na sadzonkach moczonych lub podlewanych roztworem chitozanu, jednak tylko w stosunku do tych, na które nim nie oddziaływano.

Tabela 48. Średnica cebul przybyszowych [cm] wytworzonych na sadzonkach liściowych u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od masy cząsteczkowej i sposobu aplikacji chitozanu

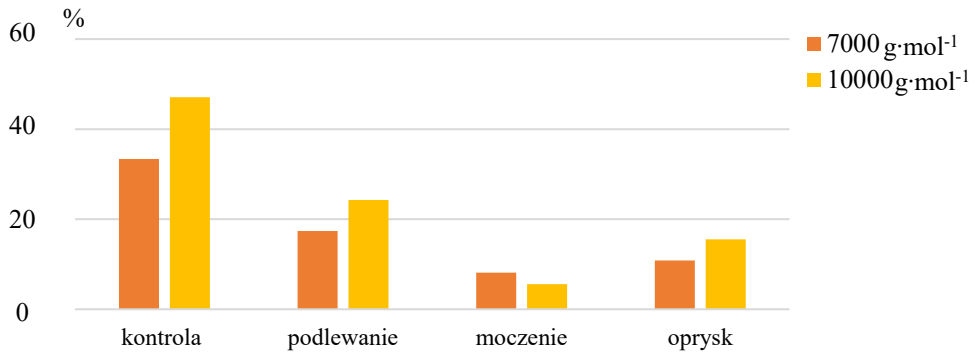
Lata	Masa cząsteczkowa chitozanu [g·mol^{-1}] (A)	Sposób aplikacji (B)				Średnia
		Kontrola	Moczenie	Podlewanie	Oprysk	
2016	7000	0,31	1,06	0,66	0,31	0,59
	10000	0,31	0,55	0,35	0,55	0,44
	Średnia	0,31	0,81	0,51	0,43	0,51
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,106 B-0,209 B(A)-0,295 A(B)-0,212				
2017	7000	0,26	0,94	0,77	0,46	0,61
	10000	0,50	0,84	0,74	0,63	0,68
	Średnia	0,38	0,89	0,76	0,55	0,64
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-0,057 B-0,111 B(A)-0,157 A(B)-0,113				
2018	7000	0,57	1,02	0,85	0,66	0,78
	10000	0,74	0,74	0,78	0,83	0,77
	Średnia	0,66	0,88	0,82	0,75	0,77
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-0,132 B(A)-0,186 A(B)-0,134				
2016 - 2018	7000	0,38	1,01	0,76	0,47	0,66
	10000	0,52	0,71	0,62	0,67	0,63
	Średnia	0,45	0,86	0,69	0,57	0,64
	$NIR\alpha_{0,05}$	A-n.i. B-0,105 B(A)-0,122 A(B)-0,046				

Objaśnienia jak w tabeli 43.

Na podstawie syntezy wyników, stwierdzono jedynie istotny wpływ sposobu aplikacji chitozanu na średnicę wytworzonych cebul przybyszowych (tab. 48.). Cebule o największej średnicy wykazano w obiekcie, w którym sadzonki moczono w roztworze chitozanu, o najmniejszej zaś w tym, gdzie nie stosowano tego związku. Różnica ta wynosiła 91,1%. Stwierdzono niejednakowe współdziałanie między sposobem aplikacji chitozanu a jego masą cząsteczkową. W obiekcie, w którym sadzonki traktowano chitozanem o masie cząsteczkowej 7000 g·mol^{-1}, cebule o największej średnicy uformowały się u podstawy sadzonek, które były w nim moczone, o najmniejszej zaś u tych, które nim opryskiwano. Równie małą średnicą charakteryzowały się cebule wykształcone przez sadzonki kontrolne. Z kolei w wariantach, w których stosowano chitozan o masie cząsteczkowej 10000 g·mol^{-1}, cebule o większej średnicy uzyskano u sadzonek, które moczono lub opryskiwano, jednak tylko w stosunku do tych, które nie były nim traktowane.

5.3.5. Odsetek zamarłych sadzonek

W obiektach, w których stosowano chitozan o masie cząsteczkowej 10000 g·mol^{-1} stwierdzono o 5,7% większy odsetek zamarłych sadzonek, w stosunku do tych wariantów, gdzie aplikowano ten związek o masie cząsteczkowej 7000 g·mol^{-1} (wyk. 39.). Stosowanie chitozanu decydowało o zmniejszeniu odsetka zamarłych sadzonek. W porównaniu do kontroli, dostarczanie tego związku poprzez podlewanie decydowało o zmniejszeniu odsetka zamarłych sadzonek o 19,4%. Aplikując chitozan poprzez opryskiwanie oceniany parametr był o 27,1% mniejszy. Natomiast moczenie sadzonek w tym biopolimerze, wpłynęło na ograniczenie zamierania sadzonek o 33,4%. Spośród ocenianych w doświadczeniu wariantów, największy odsetek zamarłych sadzonek, tj.47,1% i 33,4% stwierdzono w obiektach, w których nie aplikowano chitozanu. Najmniejszy odsetek zamarłych sadzonek, tj. 5,6%, wykazano natomiast mocząc je w roztworze chitozanu o masie cząsteczkowej 10000 g·mol^{-1}.



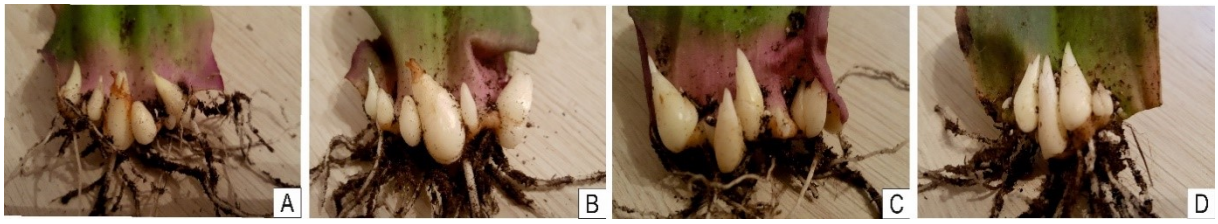
Wykres 39. Odsetek [%] zamarłych sadzonek liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w zależności od masy cząsteczkowej chitozanu i sposobu jego aplikacji (średnio za lata 2016-2018)

6. DYSKUSJA WYNIKÓW

Globalizacja rynku kwiatowego sprawia, że do Polski, coraz częściej, materiał nasadzeniowy ozdobnych roślin cebulowych, sprowadzany jest z odległych regionów świata (Jabłońska i in. 2012, Jabłońska i Olewnicki 2014, Salachna i in. 2015a. b, c, Salachna 2016). Spowodowane jest to niskim współczynnikiem ich rozmnażania. Do takich roślin należą gatunki z rodzaju *Eucomis* (Knippels 2000, Taylor i Van Standen 2001b, House 2003, Cheesman i in. 2010, Duncan 2011, Masondo i in. 2014b). Podczas jednego sezonu wegetacyjnego, *Eucomis autumnalis* może wykształcić od 1 do 5 cebul przybyszowych (Taylor i Van Standen 2001c, Knippels 2012), *Eucomis bicolor* od 1 do 4 cebul (Nndwambi i in. 2013), z kolei *Eucomis comosa* od 1 do 3 cebul (Carlson i Dole 2015). W badaniach własnych potwierdzono te informacje. W przypadku *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, w ciągu jednego cyklu uprawowego, w tunelu foliowym sadząc cebule o średnicy od 16 do 18 cm i masie od 61,3 do 86,2 g, rośliny nie wytwarzały cebul przybyszowych lub uzyskano ich maksymalnie od 1 do 2 (fot. 10.).

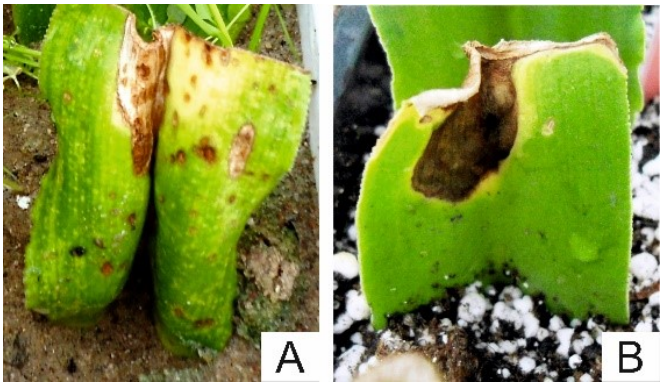
Fot. 10. Cebule *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy` po jednym sezonie wegetacyjnym: A – bez wykształconych cebul przybyszowych, B – z uformowaną jedną cebulą przybyszową, C – z wykształconymi dwiema cebulami przybyszowymi (P. Kukla)

W przypadku roślin cebulowych, o niskim współczynniku naturalnego rozmnażania, konieczne jest poszukiwanie metod umożliwiających otrzymanie, w krótkim czasie, zwiększonej liczby materiału nasadzeniowego (Knippels 2000, House 2003, Kariuki 2008, Ndhlala i in. 2012, Nndwambi i in. 2013). Do takich metod u *Eucomis bicolor* i *Eucomis vandermerwei* (Nndwambi i in. 2013), *Lachenalia* sp.`Romelia`, `Rupert` i `Robyn` (Ndou i in. 2002) oraz *Hyacinthus orientalis* (Śmigielska i Jerzy 2013) zalicza się rozmnażanie przez sadzonki liściowe. W doświadczeniu własnym, niezależnie od zastosowanych czynników, tj. barwy światła, rodzaju podłoża, ukorzeniacza, czy też chitozanu, z jednej sadzonki o długości 10 cm otrzymano średnio od 1 do nawet 9 cebul przybyszowych (fot. 11.). Natomiast z jednego, dobrze wykształconego liścia, uzyskano od 4 do 5 sadzonek. U *Lachenalia* sp. z jednej rośliny matecznej, zdaniem Niederwieser i Vcelar (1990), Knippels (2000) oraz Ndou i in. (2002) można pozyskać od 1 do 3 zewnętrznych liści, nie zaburzając procesów rozwojowych zachodzących w uprawianych roślinach. Informacje te potwierdzono w badaniach własnych, u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, z jednej rośliny matecznej, pobrano od 2 do 4 liści zewnętrznych i nie miało to negatywnego wpływu na ich dalszy wzrost i rozwój.



Fot. 11. Liczba cebul przybyszowych uformowanych na sadzonkach: A, B – nasadowych i C, D – środkowych, u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy` (P. Kukla)

Podczas takiej metody reprodukcji roślin cebulowych, najlepszym materiałem rozmnożeniowym u *Lachenalia* sp. (Suh i in. 1996) i *Eucomis autumnalis* (Knippels 2012), są liście właściwie wykształcone, nieuszkodzone, bez oznak chorobowych i śladów żerowania szkodników. W przeprowadzonych badaniach własnych, potwierdzono te doniesienia u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`. Nawet nieznaczne uszkodzenia sadzonek przez szkodniki, początkowo niewidoczne w czasie cięcia, a także uszkodzenia, które były następstwem nieodpowiedniego cięcia liści, w trakcie procesu ukorzeniania były przyczyną stopniowego zagniwania, zasychania, a ostatecznie ich zamierania (fot. 12.). Najprawdopodobniej, powstałe zmiany w obrębie liści powodują spadek aktualnego stanu energetycznego, co zdaniem Costa i in. (2007), Kozłowskiej (2007) i Kapczyńskiej (2013) w efekcie doprowadza do przedwczesnego zasychania sadzonek.

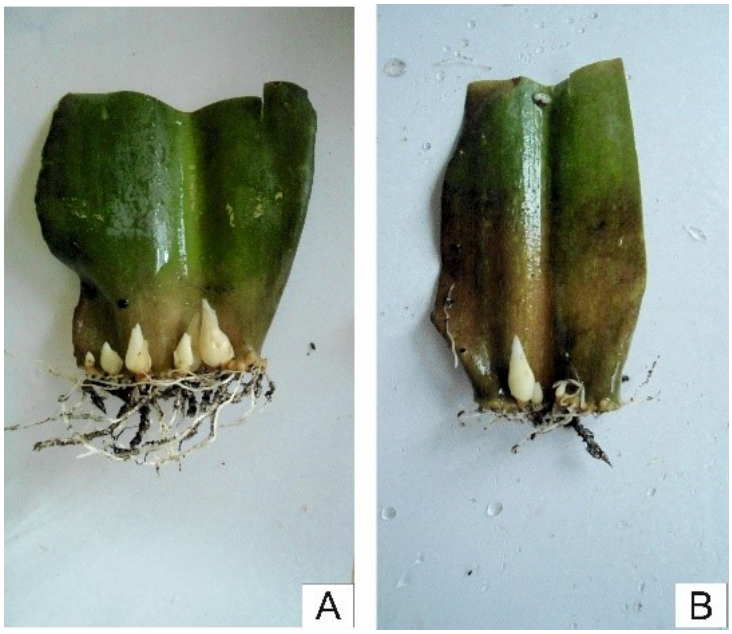


Fot. 12. Zamieranie sadzonek u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`: A – będące wynikiem uszkodzenia sadzonek przez wciornastki; B – spowodowane uszkodzeniami mechanicznymi, powstałymi podczas przygotowywania sadzonek liściowych (P. Kukla)

Według Ndou (2000) u *Lachenalia* sp., pozyskiwanie liści w okresie generatywnym powoduje przedwczesne zasychanie, a w konsekwencji zamieranie sadzonek. Do podobnych wniosków doszli Knippels (2000) u *Eucomis bicolor* oraz Blomerus i Schreuder (2002) u *Ornithogalum thrysoides*. Na podstawie przeprowadzonych obserwacji w doświadczeniu własnym potwierdzono te doniesienia w przypadku *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`. Sadzonki cięte w fazie generatywnej, już po 2 – 3 tygodniach ukorzeniania zagniwały u nasady (fot. 13.), a następnie zasychały. Jak wskazują Ndou i in. (2002) oraz Kapczyńska (2013) w trakcie kwitnienia, zachodzą znaczące zmiany zawartości węglowodanów w różnych częściach roślin, co według Ndou (2000) wpływa na zmniejszenie przeżywalności sadzonek.

Fot. 13. Zagniwanie nasady sadzonek pozyskiwanych w trakcie kwitnienia (P. Kukla)

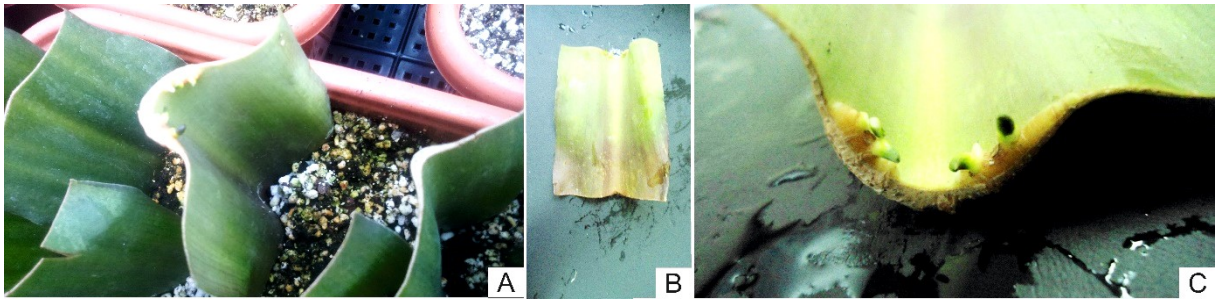
U Lachenalia sp. większy plon cebul uzyskuje się z sadzonek pozyskanych w fazie wegetatywnej (Ndou 2000, Ndou i in. 2002). Prawdopodobnie, jak podają Ndou i in. (2002) zwiększony plon jest spowodowany wysokim potencjałem rozmnażania, który jednak zmniejsza się wraz z osiągnieciem fazy generatywnej. Zdaniem Knippels (2012) rozmnażanie Eucomis autumnalis przez sadzonki liściowe, cięte w trakcie kwitnienia, znacząco ogranicza liczbę uformowanych cebul przybyszowych. Podobne zależności stwierdzono w badaniach własnych. Na sadzonkach pozyskanych z roślin matecznych w fazie juwenilnej, uformowało się od 1 do 9 cebul przybyszowych, o masie od 0,61 do 0,68 g, zaś w fazie generatywnej wykształciło się zaledwie od 1 do 2 cebul, o masie od 0,11 do 0,59g (fot. 14.). Przyczyną zmniejszenia produktywności sadzonek ciętych z liści w okresie kwitnienia, według Nndwambi i in. (2013) jest zmiana w zdolności tkanki liściowej do tworzenia cebul przybyszowych.



Fot. 14. Wykształcone cebule oraz korzenie przybyszowe na sadzonkach *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`: A – pozyskanych w lipcu (w fazie juwenilnej), B – ciętych w październiku (w fazie generatywnej) (P. Kukla)

W celu ograniczenia uszkodzeń cebul matecznych u *Eucomis vandermerwei*, Duncan (2011) zaleca pozyskanie liści poprzez szybkie pociągnięcie lub ich wykręcanie u podstawy. W badaniach własnych potwierdzono te informacje, wyrywanie liści, nie wpływało w negatywny sposób na stan zdrowotny roślin matecznych. Uzyskane wyniki natomiast nie są zgodne z doniesieniami Ndou i in. (2002), zdaniem których u Lachenalia liście należy ciąć tuż nad ziemią. Taka metoda pobierania liści w doświadczeniach własnych, w znacznym stopniu, powodowała uszkodzenia cebul i późniejsze porażanie roślin przez szarą pleśń.

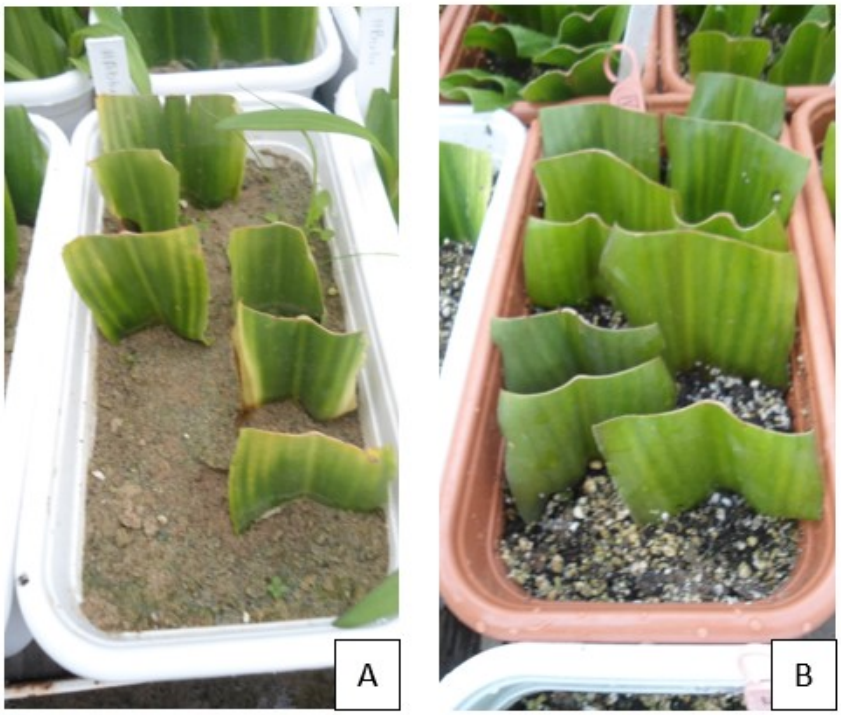
Zadowalające efekty ukorzeniania sadzonek liściowych u *Lachenalia* (Ndou i in 2002), *Hyacinthus orientalis* (Śmigielska i Jerzy 2013) oraz *Eucomis bicolor* i *Eucomis vandermerwei* (Nndwambi i in. 2013) w znacznym stopniu zależą od zachowania polarności podczas umieszczania ich w podłożu. W przeprowadzonym doświadczeniu własnym, niezachowanie biegunowości spowodowało zahamowanie procesu tworzenia kalusa i formowania korzeni przybyszowych na części zagłębionej (fot. 15.). Natomiast cebule przybyszowe wytworzyły się na części wystającej ponad podłoże. Najprawdopodobniej spowodowane to było tym, że po odcięciu sadzonki od rośliny matecznej, hormony roślinne, tj. auksyny, które wpływają na powstawanie korzeni przybyszowych, gromadzą się u ich podstawy (Croteaus i in. 2000, Kowalczyk i Starzyńska 2009, Baque i in. 2010, Gemrotová i in. 2013, Tymoszuk i Zalewska 2014).



Fot. 15. Nieprawidłowo umieszczona w podłożu sadzonka liściowa: A – w trakcie ukorzeniania, B, C – po zakończeniu doświadczenia (P. Kukla)

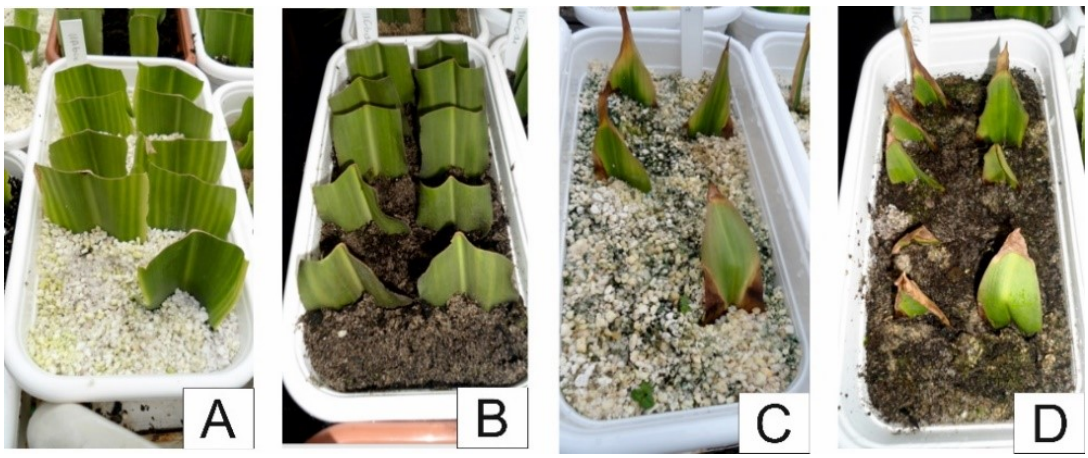
Zdaniem Knippels (2000), Blomerus i Schreuder (2002), Jerzego i Krzymińskiej (2011), proces wykształcania korzeni zależy od zapewnienia odpowiednich warunków w trakcie ukorzeniania. Brak ogrzewania podłoża u *Ornithogalum thyrsoides* wpływa na zwiększenie liczby uzyskanych korzeni przybyszowych (Blomerus i Schreuder 2002). W przypadku *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy` nie potwierdzono tych informacji. Większą liczbą wykształconych korzeni przybyszowych, tj. średnio 19,4 szt., charakteryzowały się sadzonki ukorzeniane w mnożarce, wyposażonej w system ogrzewania umożliwiający utrzymanie temperatury podłoża o 2°C wyższej od temperatury powietrza, mniejszą zaś, tj. 16,4 szt. w szklarni, gdzie nie stosowano podgrzewania podłoża. Jak podaje Krause (1980a, b) u *Hyacinthus orientalis*, w warunkach naturalnego oświetlenia z jednego liścia można uzyskać od 5 do 7 małych cebul przybyszowych. Z kolei jak informują Śmigielska i Jerzy (2013), stosując sztuczne

oświetlenie, z jednego liścia można uzyskać zaledwie od 2 do 3 cebul. W doświadczeniach własnych nie potwierdzono tych doniesień u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`. Na sadzonkach ukorzenianych przy naturalnym oświetleniu w mnożarce uformowało się średnio 3,85 cebul przybyszowych, o średniej masie 0,68 g, w szklarni zaś 3,44 szt. o masie 0,62 g. Natomiast stosując doświetlanie sadzonek, średnia liczba uzyskanych cebul wynosiła 3,03, a masa 0,61 g. Nadmierna wilgotność podłoża w trakcie ukorzeniania, przyczynia się do gnicia oraz zamierania sadzonek *Ornithogalum thyrsoides* (Blomerus i Schreuder 2002) oraz *Lachenalia* sp. (Ndou i in. 2002). Doniesienia te potwierdzono w badaniach własnych. Podczas ukorzeniania sadzonek *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy` w podłożu zwartym i mało przepuszczalnym, tj. piasku, wykazano większy odsetek zamarłych sadzonek, niż kiedy umieszczono je w podłożu bardziej przepuszczalnym, składającym się z torfu i perlitu (fot.16.).



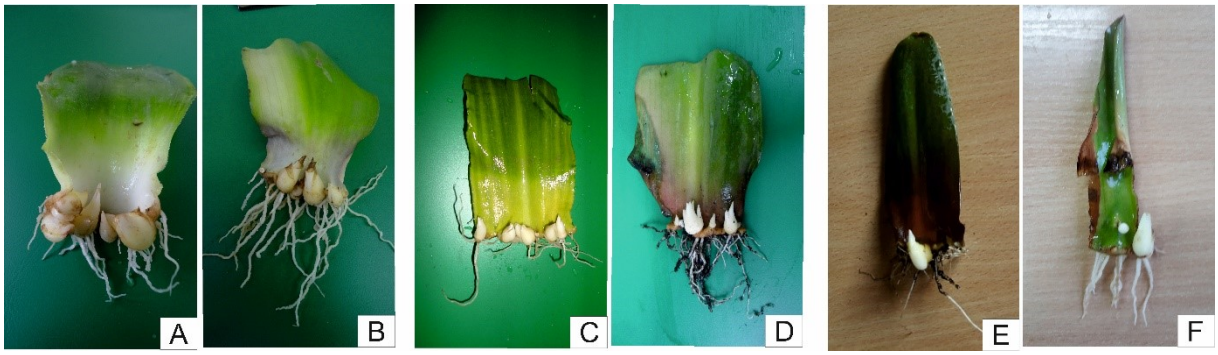
Fot. 16. Odsetek zamarłych sadzonek ukorzenianych: A – w piasku, B – w podłożu składającym się z torfu i perlitu – 1:1 (P. Kukla)

Według Ndou i in. (2002) proksymalne części liści *Lachenalia* sp. `Romelia`, `Robyn` i `Rupert`, charakteryzują się znacznie większą przeżywalnością niż dystansalne. Do podobnych wniosków doszli Nndwambi i in. (2013) u *Eucomis bicolor* i *Eucomis vandermerwei*. Identyczne zależności wykazano w doświadczeniu własnym. Sadzonki pozyskane z nasadowej części liści zamierały jedynie w 25,0%, podczas gdy sadzonki cięte z części wierzchołkowych, aż w 50,2% (fot. 17.). Zdaniem Duncan (2011), przyczyną zwiększonej żywotności sadzonek nasadowych jest fakt, że tkanka w części proksymalnej liścia jest twardsza i mniej podatna na zgniliznę.



Fot. 17. Odsetek ukorzenianych sadzonek nasadowych: A – w perlicie, B – w podłożu składającym się z torfu i piasku, oraz wierzchołkowych: C - w perlicie, B – w podłożu składającym się z torfu i piasku (P. Kukla)

Z dostępnej literatury wynika również, że proksymalne części liścia pozwalają uzyskać większy plon cebul przybyszowych zarówno u *Lachanalia* sp. `Romelia`, `Rupert` i `Robyn` (Ndou i in. 2002), jak i u *Eucomis bicolor* i *Eucomis vandermerwei* (Nndwambi i in. 2013). W badaniach własnych, na sadzonkach nasadowych uformowało się nawet 9 cebul przybyszowych, na sadzonkach środkowych 7 szt., natomiast na wierzchołkowych zaledwie od 1 do 2 szt. (fot. 18.).



Fot. 18. Liczba korzeni i uformowanych cebul przybyszowych na sadzonkach: A, B – nasadowych, C, D – środkowych, E, F - wierzchołkowych, po czteromiesięcznym okresie ukorzeniania (P. Kukla)

U sadzonek *Hyacinthus orientalis* (Krause 1981) oraz *Lachenalia* `Romelia`, `Rupert`, `Robyn` (Ndou i in. 2002) pierwsze korzenie przybyszowe wykształcają się już po upływie 4 tygodni. W przypadku sadzonek *Eucomis bicolor* okres ten wynosi od 4 do 5 tygodni (Knippels 2000). W badaniach własnych, formowanie się pierwszych korzeni u sadzonek *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, zaobserwowano również po 4 tygodniach ukorzeniania. Pierwsze cebule u *Lachenalia* pojawiają się po upływie 4 tygodni (Kapczyńska 2009), natomiast u *Hyacinthus orientalis* po 6 tygodniach (Krause 1980a, b, 1981). Uzyskane w badaniach własnych wyniki są zgodne z doniesieniami tych autorów. Niezależnie od zastosowanych czynników, formowanie się pierwszych cebul przybyszowych, następowało po 4–6 tygodniach od rozpoczęcia ukorzeniania sadzonek liściowych.

Z dostępnej literatury wynika, że sadzonki liściowe u *Eucomis bicolor* (Knippels 2000), *Eucomis vandermerwei* (Duncan 2011) i *Hyacinthus orientalis* (Śmigielska i Jerzy 2013), należy przetrzymywać w podłożu, aż do czasu ich naturalnego zaschnięcia. Według Śmigielskiej i Jerzego (2013), do tego momentu trwa rozwój formujących się u nasady sadzonek cebul przybyszowych. Informacji tych nie potwierdzono w badaniach własnych u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`. Niezależnie od zastosowanych w doświadczeniach czynników, tj. barwy światła, chitozanu, czy ukorzeniacza, średnio po trzech miesiącach ukorzeniania, uformowane u nasady sadzonek cebule przybyszowe, wykształcały liście. Natomiast po kolejnych dwóch miesiącach ukorzeniania, sadzonki liściowe nie zasychały, a nowo powstałe liście wykazywały dalszy wzrost (fot. 19.).

Fot. 19. Wykształcanie liści przez uformowane cebule przybyszowe A, B, C, D – w trzecim oraz E, F, G, H – w piątym miesiącu ukorzeniania (P. Kukla)

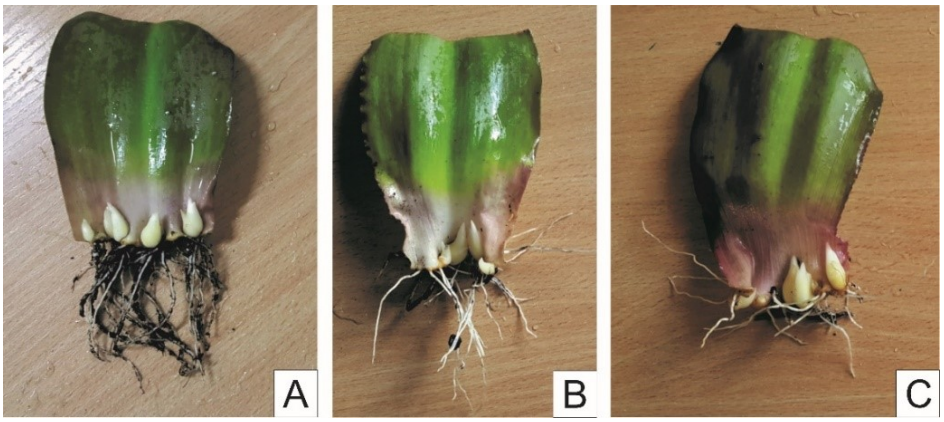
Stosowanie białej, niebieskiej i czerwonej barwy światła może intensyfikować wydajność i aktywność fotosyntezy u *Hyacinthus orientalis* (Śmigielska i Jerzy 2013), o czym, zdaniem Baker i in. (2001) oraz Lawson i in. (2006), może świadczyć zwiększony współczynnik F_V/F_M. Björkman i Demmig (1987) podają, że dla zdrowych liści u większości gatunków roślin naczyniowych, jego wartość wynosi 0,83. W badaniach własnych wykazano, że maksymalna potencjalna efektywność reakcji fotochemicznych w PS II, w sadzonkach liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, tylko przy doświetlaniu światłem barwy niebieskiej, pod koniec okresu ukorzeniania, odpowiadała wartości podanej przez tych autorów. Mniejszy współczynnik F_V/F_M wykazano przy stosowaniu lamp

emitujących światło barwy białej i czerwonej. Prawdopodobnie zmniejszenie tego parametru, w sadzonkach doświetlanych światłem o tych barwach, świadczą o obniżeniu sprawności układu PS II, co potwierdzają doniesienia Matysiak i Lorenc-Płucińska (2000), Murkowskiego (2004), Cegielskiego i in. (2016). Według Kalaji i in. (2016) spowodowane jest to również zwiększeniem liczby uszkodzeń fotoinhibicyjnych. Autorzy Brazaitytė i in. (2010), Samuolienė i in. (2010), Liu i in. (2011), Hernández i Kubota (2016) oraz Sulkiewicz i Ciereszko (2016) są zgodni, że różne barwy światła i ich proporcje mogą uaktywniać w roślinach wiele procesów mających wpływ na przebieg fotosyntezy. W badaniach własnych wykazano, że pod koniec okresu ukorzeniania, stosowanie lamp emitujących światło barwy niebieskiej, w porównaniu do barwy białej i czerwonej, powodowało zwiększenie niektórych parametrów fotosyntetycznych, takich jak: F_M, F_V, F_V/F_M oraz PI. Natomiast w przypadku wskaźnika F_O, pod koniec okresu ukorzeniania, większą jego wartość oznaczono u sadzonek doświetlanych światłem barwy białej i czerwonej niż niebieskiej. Fluorescencja początkowa jest związana z wydajnością przekazywania energii z barwnikowo-białkowego kompleksu antenowego zbierającego światło do centrum reakcji w PS II (Krause i Weis 1984, Baker i in. 2001, Lawson i in. 2006). Przypuszczalnie zwiększenie wartości tego parametru w doświadczeniu własnym, zdaniem Sulkiewicz i Ciereszko (2016) spowodowane jest najczęściej czynnikami stresowymi, co świadczy o obniżeniu tej wydajności.

Natężenie zielonej barwy liści, uzależnione jest od terminu pomiaru (Michałek i Sawicka 2002, 2005, Sulkiewicz i Ciereszko 2016). Według Olszewskiej (2003) u *Festuca pratensis* i *Phleum pratense* wartość SPAD zwiększa się w kolejnych terminach. Odmienne wyniki u *Lycopersicon esculentum* uzyskali Majkowska-Gadomska i in. (2016). Natomiast w doświadczeniu własnym u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, pod koniec okresu ukorzeniania, indeks zazielenienia sadzonek uzależniony był od barwy światła. Według Milera i in. (2005), najmniejszą zawartością chlorofilu, a więc także najjaśniejszym zabarwieniem liści odznaczają się mikrosadzonki *Chrysanthemum* sp. umieszczone pod niebieskim światłem, natomiast najciemniejszym pod światłem białym. Również u *Lycopersicon esculentum*, Głowacka (2002) stwierdziła największą degradację chlorofilu pod lampami emitującymi światło barwy niebieskiej. Uzyskane w badaniach własnych wyniki są zgodne z doniesieniami tych autorów. W trzecim miesiącu pomiaru niebieska barwa światła, wpływała na zmniejszenie indeksu zazielenienia sadzonek liściowych. Odmienne wartości natomiast, w wyniku stosowania w trakcie ukorzeniania lamp emitujących światło barwy niebieskiej, uzyskali Kurilčik i in. (2008b) u *Chrysanthemum* × *grandiflorum* oraz Poudel i in. (2008) u *Vitis ficifolia*. W doświadczeniu własnym, pod koniec okresu ukorzeniania, również czerwona barwa światła powodowała istotne zmniejszenie tego parametru.

W dostępnej literaturze znajdują się niejednakowe doniesienia dotyczące wpływu barwy światła na liczbę wykształconych przez sadzonki korzeni. Prawdopodobnie spowodowane jest to tym, że zarówno w warunkach *in vivo* i *in vitro*, autorzy stosują różne źródła światła i jego natężenie (Gabryszewska 1995, Witomska i Ładyżyńska 2001, Głowacka 2002, Poudel i in. 2008, Kozak 2011).

W badaniach Latkowskiej i Chmiela (1996), nie stwierdzono wpływu barwy światła na liczebność korzeni u *Dendranthema grandiflora*. Podobne wyniki uzyskano, ukorzeniając *in vitro* sadzonki *Petunia hybrida* (Witomska i Ładyżyńska 2001). Natomiast mikrosadzonki *Gerbera jamesonii* `Queen Rebecca` najmniej liczne korzenie tworzą w świetle czerwonym (Gabryszewska 1995, Gabryszewska i Rudnicki 1995). Odmienne wyniki uzyskali Gabarkiewicz i in. (1997) u *Dieffenbachia* `Compacta`, Kukułczanka i Kromer (2000) u *Dionaea muscipula* i *Drosera* sp., Poudela i in. (2008) u *Vitis ficifolia oraz* Kozak i in. (2010) u *Tibouchina urvilleana*. Według Gabryszewskiej (1995) u *Gerbera jamesonii* `Queen Rebecca` oraz Witomskiej i Ładyżyńskiej (2001) u *Petunia hybrida* najliczniejsze korzenie uzyskano pod wpływem światła białego. W badaniach własnych potwierdzono pozytywny wpływ światła białego na zwiększenie liczby wykształconych korzeni u sadzonek *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`. Doświetlając je światłem barwy białej, w porównaniu do światła czerwonego i niebieskiego, uzyskano więcej korzeni (fot. 20.).



Fot. 20. Wykształcone korzenie przybyszowe na sadzonkach nasadowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy` doświetlanych światłem A – białym, B – czerwonym, C – niebieskim (P. Kukla)

Borowski i Kozłowska (1986) nie wykazali wpływu zróżnicowanej barwy światła na długość korzeni wytworzonych przez sadzonki *Chrysanthemum* 'Horim Golden'. Natomiast Gabryszewska i Rudnicki (1995) u *Gerbera jamesonii* `Queen Rebecca`, najdłuższe korzenie stwierdzili pod wpływem światła niebieskiego, a najkrótsze w świetle czerwonym. Odmienne zależności udowodnili Latkowska i Chmiel (1996) w przypadku mikrosadzonek *Dendranthema grandiflora*. W doświadczeniu własnym natomiast zarówno światło barwy czerwonej jak i niebieskiej wyraźnie hamowało wzrost wydłużeniowy korzeni wykształconych przez sadzonki liściowe *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy` (fot. 23.). Zdaniem Łukaszewskiej (2001), sadzonki *Ficus benjamina* najkrótsze korzenie wykształcają w świetle białym. Doniesień tych nie potwierdzono w badaniach własnych. Stosując lampy emitujące tę barwę światła, w stosunku do barwy czerwonej i niebieskiej, uzyskano dłuższe korzenie. Uzyskane wyniki są natomiast zgodne z rezultatami badań Kozak i in. (2010), według których stosowanie światła o barwie białej stymuluje wzrost wydłużeniowy korzeni u *Tibouchina urvilleana*.

U mikrosadzonek *Petunia hybrida* zastosowanie światła o barwie białej, niebieskiej lub czerwonej nie wpływa na świeżą masę wykształconych korzeni (Witomska i Ładyżyńska 2001). Natomiast Głowacka (2002) u sadzonek *Lycopersicon esculentum,* ukorzenianych w świetle niebieskim, wykazała największą świeżą masę wytworzonych korzeni. Uzyskane w badaniach własnych wyniki nie potwierdzają tych doniesień. Doświetlanie sadzonek światłem niebieskim decydowało o zmniejszeniu masy wykształconych korzeni przybyszowych, w stosunku do tych umieszczonych pod lampami emitującymi światło barwy białej. Zdaniem Kozak (2011) u *Gardenia jasminoides* korzenie o największej masie wykształcają się pod wpływem światła o białej barwie. W przeprowadzonym doświadczeniu potwierdzono te informacje. U podstawy sadzonek *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, korzenie o większej masie uzyskano stosując światło białe, w porównaniu do czerwonego i niebieskiego.

Zróżnicowana barwa światła nie decyduje o liczbie uformowanych cebul u *Hyacinthus* sp. (Gude i Dijkema 1992 a, b, Śmigielska i Jerzy 2013). Z kolei Bach i in. (1999) informują o zwiększeniu liczby cebul potomnych u *Lilium* sp. doświetlanych światłem barwy niebieskiej. Doniesień tych nie potwierdzono w badaniach własnych, a uzyskane wyniki są zgodne z informacjami podanymi przez Bach i Świderskiego (2000), według których najwięcej cebul przybyszowych u *Hyacinthus orientalis,* formuje się przy doświetlaniu lampami emitującymi światło barwy białej. W przeprowadzonym doświadczeniu własnym, stosując lampy o tej barwie światła uzyskano więcej cebul przybyszowych niż używając lampy o barwie światła czerwonej i niebieskiej.

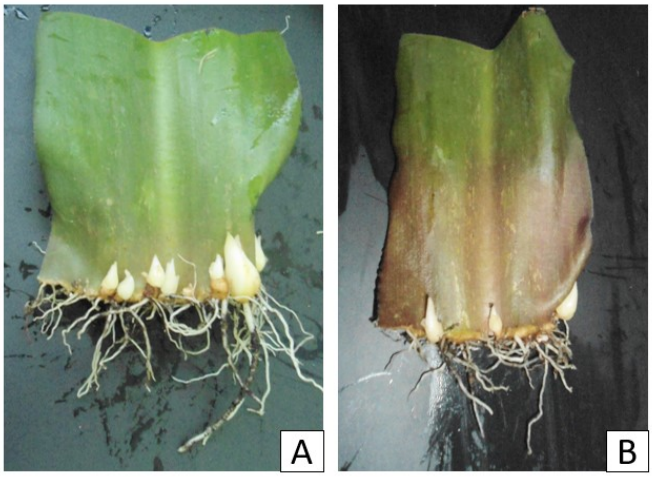
Zdaniem Śmigielskiej i Jerzego (2013), stosowanie lamp emitujących światło barwy białej wpływa na zwiększenie średnicy wykształconych cebul przybyszowych u *Hyacinthus orientalis*. Autorzy ci podają również, że cebule o mniejszej średnicy formują się przy doświetlaniu światłem niebieskim. Analogiczne wyniki uzyskano w badaniach własnych, w których wykazano, że na sadzonkach *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, przy zastosowaniu lamp emitujących światło barwy białej, wykształciły się cebule o większej o średnicy , niż kiedy doświetlano sadzonki światłem niebieskim.

Autorzy Gude i Dijkema (1992a, b), Śmigielska i Jerzy (2013) są zgodni, że cebule o największej masie u *Hyacinthus orientalis* formują się przy doświetlaniu światłem barwy białej. Według Śmigielskiej i Jerzego (2013) światło niebieskie wpływa zaś na zmniejszenie masy wykształconych cebul u *Hyacinthus orientalis.* Do podobnych wniosków doszli u *Tulipa* `Oxford` Bach i in. (1997) oraz u *Narcissus* sp. Woźny i Zalewska (2008). Doniesienia tych autorów potwierdzono w badaniach własnych. U *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, cebule o największej masie, tj. 0,76g uzyskano doświetlając sadzonki światłem barwy białej. Z kolei stosując lampy emitujące barwę niebieską wykazano najmniejszą ich masę tj. 0,46g.

Stosowanie preparatów stymulujących ukorzenianie roślin wpływa na wzrost intensywności fotosyntezy (Pacholczak i Pietkiewicz 2014, Pacholczak i in. 2016). Zdaniem Pacholczak i in. (2015a) u sadzonek *Cotinus coggygria* 'Royal Purple' stosowanie tych preparatów, powoduje zwiększenie wydajności aparatu fotosyntetycznego. Odmienne wyniki natomiast uzyskali Bąblewski i Szajsner (2014) w przypadku sadzonek *Juniperus* sp. W doświadczeniu własnym potwierdzono pozytywny wpływ stosowania ukorzeniacza na parametry fotosyntetyczne. W sadzonkach nim traktowanych, zarówno w trzecim jak i w piątym miesiącu ukorzeniania, wykazano wzrost F_O i F_M, w porównaniu do sadzonek, u których nie stosowano tego preparatu. Aplikując ukorzeniacz wykazano również zwiększenie T_{FM}, F_V i F_V/F_M, jednak pozytywny wpływ stwierdzono jedynie pod koniec trwania doświadczenia.

Zarówno u C*otinus coggygria* 'Royal Purple' (Pacholczak i in. 2015a), jak i u *Berberis thunbergii* 'Green Carpet' i 'Red Chief oraz *Cornus alba* 'Elegantissima' i 'Spaethii' (Pacholczak i in. 2010a) traktowanie sadzonek ukorzeniaczem, wpływa na zwiększenie indeksu zazielenienia. W badaniach własnych potwierdzono te informacje u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`. Traktując sadzonki ukorzeniaczem Aqua B wykazano zwiększenie natężenia zielonej barwy w trzecim miesiącu pomiaru oraz pod koniec okresu ukorzeniania, w stosunku do tych, na których go nie stosowano.

Z dostępnej literatury wynika, że preparaty wspomagające ukorzenianie wpływają na zwiększenie liczby korzeni u *Strelitzia reginae* (Pogroszewska 2000), *Aphelandra squarrosa* (Czekalski 2003), *Rhododendron sp.* (Nawrocka-Grześkowiak 2004) oraz *Gentiana acaulis* (Kapczyńska i Kubińska 2007). Wyniki uzyskane w przeprowadzonym doświadczeniu własnym potwierdzają stymulujący wpływ stosowania ukorzeniacza na liczbę formujących się na sadzonkach korzeni przybyszowych u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy` (fot.21.). Sadzonki, na których aplikowano ukorzeniacz Aqua B wykształciły więcej korzeni niż te, u których go nie stosowano.



Fot. 21. Wykształcone korzenie i cebule przybyszowe na sadzonkach *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, A – po aplikacji ukorzeniacza, B – bez stosowania ukorzeniacza.

Według Majid i in. (2008) najdłuższe korzenie u *Berberis aristata* tworzą się na sadzonkach traktowanych hormonem IBA 5000 ppm. Stosowanie preparatu zawierającego IBA wpływa również na zwiększenie długości wykształconych korzeni u *Hebe buchananii* (Dąbski i Parzymies 2007). Również w badaniach własnych na sadzonkach *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, na których aplikowano ukorzeniacz Agua B, zawierający w składzie syntetyczną auksynę NAA, uformowały się dłuższe korzenie niż na tych, na których go nie stosowano. Świstowska i Kozak (2004) informują, że traktowanie pędów *Columnea hirta* preparatami zawierającymi IAA powoduje zmniejszenie masy wykształconych korzeni. Uzyskane w badaniach własnych wyniki nie są zgodne z tymi doniesieniami. U sadzonek *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy` stosowanie środka stymulującego ukorzenianie wpływało na zwiększenie masy wytworzonych korzeni przybyszowych.

Cheesman i in. (2010) wykazali korzystny wpływ IBA na zwiększenie liczby wykształconych cebul przybyszowych u mikrosadzonek *Eucomis zambesiaca*. Doniesienia te potwierdzono w badaniach własnych u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`. Na sadzonkach traktowanych ukorzeniaczem uformowało się więcej cebul przybyszowych niż na tych, na których go nie aplikowano (fot.22.).

Kwas indolo-3-masłowy (IBA) o stężeniu 4,90 µM u *Eucomis zambesiaca* wpływa na zwiększenie średnicy wykształconych cebul przybyszowych (Cheesman i in. 2010). Autorzy ci podają, że przy jego zastosowaniu mikrosadzonki tworzą cebule o średnicy 0,44 cm. W doświadczeniu własnym, w wyniku zastosowania ukorzeniacza Aqua B, zawierającego kwas 1- naftylooctowy, uzyskano cebule o większej średnicy, w stosunku do sadzonek nie traktowanych tym preparatem.

Według Cheesman i in. (2010), większą masą wykształconych cebul charakteryzują się mikrosadzonki *Eucomis zambesiaca* traktowane IBA. W badaniach własnych udowodniono pozytywny wpływ NAA, na masę wykształconych cebul przybyszowych u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`. Cebule o większej masie stwierdzono w przypadku sadzonek traktowanych ukorzeniaczem, w porównaniu do tych, na których go nie stosowano.

Zdaniem Pichyangkura i Chadchawan (2015) chitozan intensyfikuje procesy fizjologiczne zachodzące w roślinie. W przeprowadzonych doświadczeniach Dzung i in. (2011) wykazali, że opryskiwanie *Coffea* sp. tym związkiem wpływa na zwiększenie wydajności fotosyntezy. W badaniach własnych, potwierdzono te doniesienia, dowiedziono bowiem pozytywny wpływ chitozanu na zwiększenie niektórych parametrów fotosyntetycznych, tj. T_{FM}, F_O i PI. Mondal i in. (2012) podają, że stosowanie dolistne 100-125mg chitozanu, nie decyduje o przebiegu procesu fotosyntezy u *Abelmoschus esculentus.* W badaniach własnych natomiast, korzystny wpływ chitozanu na zwiększenie zarówno czasu wzrostu fluorescencji chlorofilu, jak i fluorescencji początkowej oraz wskaźnika witalności, wykazano podczas podlewania sadzonek. Chitozan indukuje w roślinie mechanizmy obronne przed czynnikami stresowymi. (Rinaudo 2006, Yang i in. 2009, Salachna i Zawadzińska 2014 b). W badaniach własnych nie potwierdzono tych informacji, a uzyskane wyniki są zgodne z danymi publikowanymi przez Reigossa i Weiss (2001) oraz Kalaji i Łobodę (2010), według których wydłużenie czasu osiągnięcia poziomu maksymalnej fluorescencji chlorofilu, związane jest z oddziaływaniem czynników stresowych na ocenianą roślinę.

Autorzy są zgodni, że stosowanie chitozanu u *Ornithogalum saundersiae* (Salachna i Zawadzińska 2014a, Salachna i in. 2015b) i u *Eucomis autumnalis* (Salachna i in 2015c) wpływa na zwiększenie indeksu zazielenienia liści. W badaniach własnych potwierdzono pozytywny wpływ chitozanu na zwiększenie natężenia zielonej barwy sadzonek *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`. Zdaniem Salachny i in. (2008), natężenie zielonej barwy liści *Freesia* `Lisa` uzależnione jest od masy cząsteczkowej chitozanu. Doniesień tych nie potwierdzono w doświadczeniu własnym. Stosując chitozan o masie cząsteczkowej zarówno 7000, jak i 10000 g mol^{-1} sadzonki były intensywniej zazielenione niż te, nie traktowane tym związkiem. Żurawik (2013) uzależnia oddziaływanie chitozanu o masie cząsteczkowej 10000 g·mol^{-1}, u *Freesia* `Silver Beach` od metody aplikacji. Jego zdaniem intensywniej zazielenionymi liśćmi wyróżniają się rośliny podlewane lub opryskiwane roztworem tego związku. W badaniach własnych natomiast, intensywniej zazielenione były sadzonki, które moczono w chitozanie niż podlewano lub opryskiwano. Według Gregorczyka i in. (1998) indeks zazielenienia jest skorelowany z zawartością chlorofilu w liściach. Najprawdopodobniej wykazane w badaniach własnych zwiększenie indeksu zazielenienia pod wpływem stosowania chitozanu, spowodowane było zwiększeniem zawartości chlorofilu w sadzonkach, co jest zgodne z kolei z doniesieniami Sheika (2011).

Wzbogacenie podłoża 1% chitozanem wpływa na zwiększenie liczby wykształconych korzeni u *Arisaema ternatipartitum* (Hasegawa i Kanechika 2005). Również u *Eucharis* × *grandiflora*, stosowanie 1% roztworu chitozanu do moczenia sadzonek dwułuskowych, oddziaływuje na zwiększenie liczby formujących się korzeni przybyszowych (Salachna i Skierkowska 2010). Doniesienia te potwierdzono w badaniach własnych u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`. Stosowanie chitozanu wpłynęło na zwiększenie liczby formujących się korzeni przybyszowych, a jego oddziaływanie uzależnione było od sposobu aplikacji, co jest zgodne z doniesieniami Żurawika (2013). Zdaniem tego autora najkorzystniejszy wpływ na rozwój systemu korzeniowego mają podlewanie i opryskiwanie roślin. Natomiast w badaniach własnych uzyskano odmienne wyniki, więcej korzeni wykształciły sadzonki moczone w chitozanie niż opryskiwane lub podlewane roztworem tego związku. W dostępnej literaturze brakuje informacji dotyczących wpływu masy cząsteczkowej chitozanu na liczbę wykształconych korzeni podczas procesu ukorzeniania sadzonek. W badaniach własnych stosując chitozan o masie cząsteczkowej 7000 g·mol^{-1}, uzyskano więcej korzeni, niż kiedy aplikowano chitozan o masie cząsteczkowej 10000 g·mol^{-1}.

U *Eucharis* × *grandiflora* najdłuższe korzenie, według Salachny i Skierkowskiej (2010), formują się na sadzonkach moczonych w 1% roztworze chitozanu. Luan i in. (2005), w warunkach *in vitro*, pod wpływem chitozanu, zaobserwowali również zwiększenie długości korzeni u *Chrysanthemum* × *grandiflorum*, *Eustoma grandiflorum*, *Fragaria* × *ananasa* i *Limonium latifolium*. W przeprowadzonych badaniach własnych potwierdzono te doniesienia, jednak długość wykształconych korzeni uzależniona była od masy cząsteczkowej i metody aplikacji chitozanu. Dłuższe o 33,6% korzenie wykształciły się u nasady sadzonek traktowanych roztworem tego związku o masie

cząsteczkowej 7000, niż 10000 g·mol^{-1}. Również dłuższe korzenie uzyskano w następstwie moczenia sadzonek w chitozanie, w porównaniu z podlewaniem lub opryskiwaniem.

W dostępnej literaturze brakuje informacji dotyczących oddziaływania chitozanu na masę wykształconych przez sadzonki korzeni przybyszowych. W przeprowadzonych badaniach własnych, u *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, wpływ chitozanu uzależniony był tylko od sposobu jego aplikacji. Mocząc sadzonki w tym związku otrzymano korzenie o większej masie niż w pozostałych ocenianych wariantach.

Stosowanie chitozanu w uprawie frezji decyduje o zwiększeniu plonu bulw potomnych (Żurawik 2013). Oddziaływanie tego związku uzależnione jest jednak od metody aplikacji (Żurawik i Bartkowiak 2009a). Doniesienia te potwierdzono w badaniach własnych, w trakcie ukorzeniania sadzonek liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`. Spośród zastosowanych metod aplikacji, największy plon cebul przybyszowych stwierdzono w wyniku moczenia sadzonek. Uzyskane wyniki są zgodne również z doniesieniami Ramos-Garcia i in. (2009), zdaniem których moczenie bulw *Gladiolus* sp. `Blanca Borrego` w roztworze preparatu Biorent, o stężeniu 1,5% wpływa na zwiększenie liczby uzyskanych bulw potomnych. Ten sposób aplikacji chitozanu decyduje również o zwiększeniu przyrostu masy i liczby bulw potomnych u *Freesia hybrida* odmian przeznaczonych na kwiat cięty `Versailles` (Salachna i in. 2007), `Lisa` (Salachna i in. 2008) oraz uprawianych w doniczkach `Popey` (Startek i in. 2005). Jak wskazują Startek i in. (2005), Salachna i in. (2007), Salachna i in. (2008), zwiększenie plonu bulw potomnych u *Freesia hybrida*, zależy również od zastosowanej masy cząsteczkowej tego związku. Salachna i in. (2008) stosując chitozan o masie cząsteczkowej 3500, 50000 i 970000 g·mol^{-1} uzyskali większy współczynnik przyrostu liczby bulw u *Freesia hybrida* `Versailles`, niż kiedy bulwy traktowali chitozanem o masie cząsteczkowej 5000 g·mol^{-1}. W doświadczeniu własnym, aplikując chitozan o masie cząsteczkowej 7000 g·mol^{-1} uzyskano większą liczbę wykształconych cebul, niż kiedy traktowano sadzonki roztworem tego związku o masie cząsteczkowej 10000 g·mol^{-1}.

W doniesieniach naukowych brakuje także danych dotyczących wpływu aplikacji chitozanu na średnicę wykształconych cebul przybyszowych. W doświadczeniu własnym, stosując chitozan o masie cząsteczkowej zarówno 7000 g·mol^{-1}, jak i 10000 g·mol^{-1} uzyskano cebule o większej średnicy, niż kiedy nie stosowano tego związku. Przy czym najkorzystniejszy jego wpływ wykazano mocząc sadzonki przed ich ukorzenianiem.

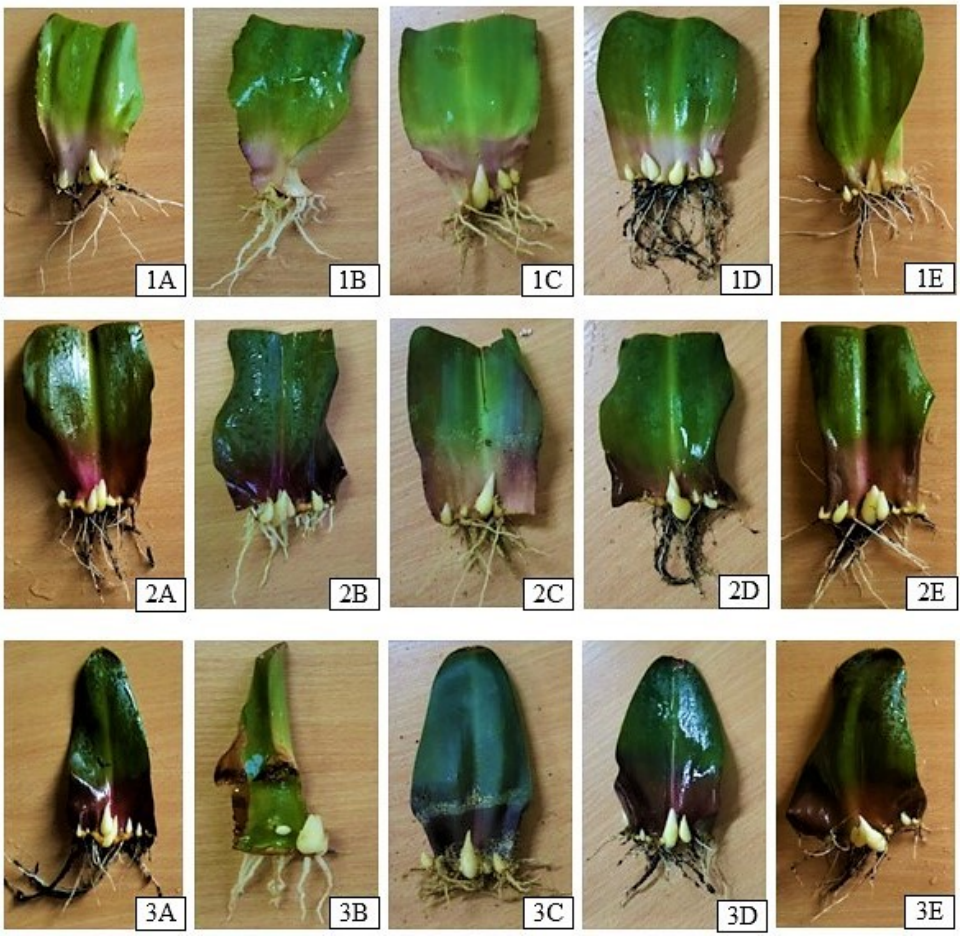
Zdaniem Żurawika (2013) chitozan o masie cząsteczkowej 10000 g·mol^{-1}, korzystnie wpływa na zwiększenie masy bulw u *Freesia hybrida* `Silver Beach`. Doniesienia te potwierdzono w badaniach własnych podczas ukorzeniania sadzonek liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`. Uzyskane wyniki są zgodne również z informacjami publikowanymi przez Salachnę i in. (2008), którzy uzależniają jednak jego oddziaływanie od masy cząsteczkowej. W doświadczeniu własnym, stosując chitozan o masie cząsteczkowej 7000 g·mol^{-1}, uzyskano cebule o większej masie, niż kiedy aplikowano ten związek o masie cząsteczkowej 10000 g·mol^{-1}.

Zarówno w literaturze krajowej, jak i zagranicznej nie ma informacji dotyczących wpływu rodzaju stosowanego podłoża do ukorzeniania sadzonek liściowych na parametry fotosyntetyczne. W przeprowadzonych badaniach własnych, większą wartość T_{FM} i PI, uzyskano tylko podczas ukorzeniania ich w podłożu składającym się z torfu i perlitu (1:1). Zastosowane podłoża, podczas procesu ukorzeniania sadzonek, miały zróżnicowany wpływ także na inne parametry fotosyntetyczne, tj.: F_M, F_V, F_V/F_M. Zarówno większą fluorescencję zmienną, jak i maksymalną oznaczono w sadzonkach ukorzenianych w podłożu torfowym. Natomiast większą maksymalną potencjalną efektywność reakcji fotochemicznych w PS II wykazano zarówno w podłożu torfowym, piasku, jak i w podłożu składającym się z torfu i perlitu (1:1). Zwiększenie tych parametrów, zdaniem Langa i in. (1996) może bezpośrednio wpływać na wielkość i jakość uzyskanego plonu bulw u *Solanum tuberosum*.

Zdaniem Zawadzińskiej i Klessy (2007), stosowanie zróżnicowanych podłoży nie wpływa na intensywność zazielenienia liści u *Pelargonium* × *hortorum*. W przeprowadzonych badaniach własnych nie potwierdzono tych doniesień, a uzyskane wyniki są natomiast zgodne z informacjami podanymi przez Ochmiana i Saniewską (2012), według których najintensywniej zazielenionymi liśćmi odznaczają się sadzonki *Vaccinium corymbosum* w podłożu torfowym i mieszaninie torfu z perlitem (1:1). W doświadczeniu własnym, największe wartości SPAD stwierdzono w sadzonkach ukorzenianych w podłożu torfowym, w stosunku do pozostałych porównywanych podłoży.

Właściwie uformowany system korzeniowy świadczy o dobrym przyjęciu się sadzonek i o sprzyjających warunkach panujących w danym podłożu (Kawecki i Kozłowski 1995, Kapczyńska i in. 2012). Ochmian i Saniewska (2012), ukorzeniając sadzonki *Vaccinum corymbosum* w piasku uzyskali najmniej liczne korzenie. Uzyskane w badaniach własnych wyniki są zgodne z tymi doniesieniami. Zdaniem Korszun i Kolasińskiego (2002) perlit posiada lepsze właściwości wodno – powietrzne od piasku i dlatego korzystniej wpływa na zwiększenie liczby tworzących się korzeni przybyszowych u *Cornus mas*. W doświadczeniu własnym nie dowiedziono pozytywnego wpływu zastosowanego perlitu jako jednorodnego podłoża, na liczbę wykształconych korzeni przybyszowych. Natomiast Urbański (2006) u *Cortaderia selloana,* stosując perlit jako komponent podłoża do ukorzeniania (1:1) wykazał więcej wykształconych korzeni. Podobne wyniki uzyskali Ochmian i Saniewska (2012) u *Vaccinum corymbosum*. W badaniach własnych potwierdzono korzystny wpływ dodatku perlitu do podłoża na liczbę wytworzonych przez sadzonki *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy` korzeni (fot. 22.).

U *Vaccinum corymbosum* najdłuższe korzenie formują się w przypadku sadzonek ukorzenianych w podłożu torfowym oraz mieszaninie torfu i perlitu w stosunku 1:1 (Ochmian i Saniewska 2012). Identyczne zależności wykazano w badaniach własnych, podczas ukorzeniania sadzonek liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`. Dłuższe korzenie formowały się u nasady sadzonek ukorzenianych w torfie oraz mieszaninie torfu z perlitem (1:1), najkrótsze zaś w perlicie i piasku.



Fot 22. Wykształcone korzenie oraz cebule przybyszowe na sadzonkach 1 – nasadowych, 2 – środkowych, 3 – wierzchołkowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, ukorzenianych w: A – torfie, B – perlicie, C – piasku, D – mieszaninie torfu z perlitem (1:1) oraz E – mieszaninie torfu z piaskiem (1:1) (P. Kukla)

W dostępnej literaturze brakuje danych dotyczących wpływu rodzaju podłoża na masę wykształconych przez sadzonki korzeni przybyszowych. W przeprowadzonym doświadczeniu własnym ukorzeniając sadzonki liściowe *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy` w podłożu składającym się z torfu i perlitu (1:1) uzyskano korzenie o największej masie. Według Chohury (2007) może to być spowodowane tym, że właściwości perlitu nie ulegają zmianom, co zapewnia właściwe warunki do wzrostu i rozwoju korzeni, przez cały okres uprawy czy też ukorzeniania sadzonek.

W dostępnym piśmiennictwie nie ma również informacji dotyczących wpływu rodzaju podłoża, na liczbę, masę i średnicę formujących się na sadzonkach cebul przybyszowych. W przeprowadzonych badaniach własnych, większy plon cebul uzyskano ukorzeniając sadzonki w podłożu składającym się z torfu i perlitu (1:1) oraz torfu i piasku (1:1), w stosunku do pozostałych zastosowanych podłoży (fot. 23.). Najprawdopodobniej uzyskanie większego plonu cebul w zastosowanych mieszaninach podłoży związane było z ich dobrymi właściwościami fizyczno-chemicznymi, co potwierdzają opracowania Chohury (2007) oraz Janickiej i Dobrowolskiej (2011). Największą masę cebul, w doświadczeniu własnym wykazano na sadzonkach umieszczonych w piasku. Natomiast cebule o większej średnicy uzyskano ukorzeniając sadzonki w podłożu składającym się z torfu i perlitu (1:1).

7. WNIOSKI

1. Rozmnażanie *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy` za pomocą sadzonek liściowych może być stosowane w reprodukcji cebul. Najlepszy efekt uzyskuje się pobierając sadzonki z roślin znajdujących się w fazie wegetatywnej.

2. Traktowanie sadzonek liściowych ukorzeniaczem Aqua B, podczas okresu ukorzeniania, decyduje o zwiększeniu parametrów fluorescencji chlorofilu *a*, tj.: T_{FM}, F_O, F_M, F_V, F_V/F_M oraz indeksu zazielenienia, a także stymuluje wykształcanie korzeni i cebul przybyszowych.

3. Doświetlanie sadzonek, w warunkach kontrolowanych, lampami emitującymi światło o niebieskiej barwie, wpływa na zwiększenie parametrów fluorescencji chlorofilu *a*, tj.: F_M, F_V, F_V/F_M, PI, jednak nie decyduje o jakości wykształconych u ich podstawy korzeni i cebul.

4. W komorze klimatyzowanej, stosowanie białej barwy światła, podczas ukorzeniania sadzonek pozytywnie wpływa na zwiększenie liczby, długości i masy wytworzonych korzeni oraz liczby, masy i średnicy uzyskanych cebul przybyszowych.

5. Cięcie sadzonek z części nasadowej liścia *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, decyduje o zwiększeniu parametrów wykształconych korzeni i cebul przybyszowych.

6. Zastosowane podłoża, w niejednakowy sposób wpływają na wytwarzanie korzeni u nasady sadzonek liściowych. Podłoże składające się z torfu i perlitu (1:1) decyduje o zwiększeniu ich liczby oraz masy. Natomiast najdłuższe korzenie formują się w podłożu torfowym.

7. Spośród zastosowanych do ukorzeniania podłoży, najkorzystniej na plon wytworzonych na sadzonkach liściowych cebul przybyszowych, poprzez zwiększenie ich liczby, masy oraz średnicy, wpływa mieszanina torfu i perlitu (1:1).

8. Ukorzenianie sadzonek liściowych w jednorodnym podłożu – piasku wpływa na zwiększenie masy wykształconych cebul, powoduje jednak zmniejszenie ich liczby i średnicy.

9. Stosowanie chitozanu, niezależnie od masy cząsteczkowej, decyduje tylko o zwiększeniu czasu wzrostu fluorescencji chlorofilu od początku pomiaru do osiągnięcia maksimum oraz indeksu zazielenienia sadzonek liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`.

10. Roztwór chitozanu o masie cząsteczkowej 7000 $g \cdot mol^{-1}$ wpływa korzystniej na parametry wykształconych korzeni i cebul, niż roztwór o masie cząsteczkowej 10000 $g \cdot mol^{-1}$. Powoduje zwiększenie liczby i długości korzeni oraz liczby i masy cebul przybyszowych.

11. Moczenie sadzonek w roztworze chitozanu, niezależnie od masy cząsteczkowej, wpływa pozytywnie na jakość wykształconych korzeni, poprzez zwiększenie ich liczby, długości i masy oraz na wielkość i jakość plonu cebul przybyszowych, przez zwiększenie ich liczby, średnicy i masy.

8. PIŚMIENNICTWO

AI H., WANG F. R., YANG Q. S., ZHU F., LEI C. 2012. Antioxidant antifungal and activities of chitosan from the larvae of housefly, Musca domestica. L. Food Chem. 132(1), 493-498.

AI H., WANG F. R., YANG Q. S., ZHU F., LEI C. L. 2008. Preparation and biological activities of chitosan from larvae of housefly, Musca domestica. Carbohydr. Polym. 72, 419-423.

AKILA N., JEYADOSS T. 2010. The potential of seaweed liquid fertilizer on the growth and antioxidant enhancement of *Helianthus annuus* L. Oriental J. of Chem. 26(4), 1353-1360.

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 A., MUHAMMAD M. T. M., SIJMAK K., SIDDIQUI Y. 2000. Potential of chitosan coating in delaying the postharvest anthracknose (*Colletotrichum gloeosporioides* Penz.) of Eksotika II papaya. Int. J. Food Sci. Technol. 45, 2134-2140.

ALMENAR E., HERNAINDEZ P., GAVARA R. 2009. Evolution of selected volatiles in chitosan coated strawberries (*Fragaria* × *ananasa*) during refrigerated storage. J. Agric. Food Chem. 57, 974-980.

APOSTOL K. G., JACOBS D. F., DUMROESE R. K. 2009. Root desiccation and drought stress responses of bareroot *Quercus rubra* seedlings treated with a hydrophilic polymer root dip. Plant Soil 315, 229- 240.

AREMU A. O., PLAČKOVÁ L., PĚNČÍK A., NOVÁK O., DOLEŽAL K., VAN STADEN J. 2016. Auxin-cytokinin interaction and variations in their metabolic products in the regulation of organogenesis in two *Eucomis* species. New Biotechnol. 33, 883-890.

ASMITA S. S., SRNDHU M. K., SINGH M. K. 2017. *In vivo* bulbet multiplication in LA Lilium hybrids through scaling technique. Indian J. of Hort. 74(4), 568-573.

BACH A., MALIK M., PTAK A., KEDRA M. 1999. Light effects on ornamental micro plant shoots and bulbs quality. International Symposium on Methods and Markers for Quality Assurance in Micropropagation 530, 173-180.

BACH A., ŚWIDERSKI A. 2000. The effect of light quality on organogenesis of *Hyacinthus orientalis* L. *in vitro*. Acta Biologica Cracoviensia. Series Botanica 42(1), 115-120.

BACH A., WŁODARCZYK Z., ŚWIDERSKI A. 1997. Wpływ rodzaju światła na wzrost i rozwój tulipanów pędzonych w szklarni. Zesz. Probl. Post. Nauk Roln. 449, 23-30.

BAKER N. R., OXBOROUGH K., LAWSON T., MORRISON J. L. L. 2001. High resolution imaging of photosynthetic activities of tissues, cells and chloroplasts in leaves. J Exp Bot. 52, 615-621.

BAQUE M. A., LEE E. J., PAEK K. Y. 2010. Medium salt strength induced changes in growth, physiology and secondary metabolite content in adventitious roots of *Morinda citrifolia*: The role of antioxidant enzymes and phenylalanine ammonia lyase. Plant Cell Reports 29(7), 685-694.

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.

BARRERA NECHA L. L., BAUTISTA-BAÑOS S. 2016. Prospects for the use of chitosan and other alternatives in ornamental conservation. Chitozan in the Preservation of Agricultural Commodities. Academic Press 8, 221-249.

BARZDAJN W. 1981. Wpływ składu stymulatora na ukorzenianie i morfologię wegetatywnych sadzonek sosny zwyczajnej. Sylwan 5, 47-56.

BASAK A. 2008. Biostimulators – definitions, classification and legislation. Biostimulators in modern agriculture – General aspects. Wieś Jutra, Warszawa 7-17.

BASKARAN P., KUMARI A., VAN STADEN J. 2018. Analysis of the effect of plant growth regulators and organic elicitors on antibacterial activity of *Eucomis autumnalis* and *Drimia robusta ex vitro*-grown biomass. Plant growth regulation 85(1), 143-151.

BAUTISTA-BAÑOS S., HERNANDEZ-LAUZARDO A. N., VELÁZQUEZ-DEL VALLE M. G., HERNÁNDEZ-LÒPEZ 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.

BĄBLEWSKI P., SZAJSNER H. 2014. Attemption of applying laser photoftimulation to the rooting of shoot cuttings of *Juniperus* species. Acta Sci. Pol., Hortorum Cultus 13(4), 135-144.

BESTER C., BLOEMERUS L. M., KLEYNHANS R. 2009. Development of new floriculture crops in South Africa. Acta Hort. 813, 67-71.

BISI-JOHNSON M. A., OBI C. L., SAMUEL B. B., ELOFF J. N., OKOH A. I. 2017. Antibacterial activity of crude extracts of some South African medicinal plants against multidrug resistant etiological agents of diarrhoea. BMC complementary and alternative medicine 17(1), 321.

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.

BJÖRKMAN O., DEMMIG B. 1987. Photon yield of O_2 evolution and chlorophyll fluorescence characteristics among vascular plants of diverse origins. Planta 170, 489-504.

BLOMERUS L. M., SCHREUDER H. A. 2002. Rapid propagation of *Ornithogalum* using leaf cuttings. Acta Hort. 570, 293-296.

BONINE P., CAMPION A. 2017. Gardening in the Pacific Northwest: The Complete Homeowner's Guide 107-112.

BORKOWSKI J., DYKI B., FELCZYŃSKA A., KOWALCZYK W. 2007. Effect of Biochikol 020 PC (Chitosan) on the plant growth, fruit field and healthiness of tomato plant roots and stems. Pol. Chitin Soc. 12, 217-223.

BORNWAßER T., TANTAU H. J. 2012. Evaluation of LED lighting systems in *in vitro* cultures. Acta Hort. 956, 555-562.

BOROWSKI E. 2010. The effect of the method of application and concentration of Asahi SL on the response of cucumber plants to chilling stress. Acta Agrobotanica 63(2), 161-169.

BOROWSKI E., KOZŁOWSKA L. 1986. The influence of light color on the rooting of 'Horim Golden' *Chrysanthemum* cuttings. Acta Agro. 39(1), 47-57.

BOTHA J., WITKOWSKI E. T. F., SHACKLETON C. M. 2004. Market profiles and trade in medicinal plants in the Lowveld, South Africa. Environmental conservation 31(1), 38-46.

BRAZAITYTĖ A., DUCHOVSKIS P., URBANOVICIUTE A., SAMOULIENE G., JANKAUSKIENE J., BLIZNIKAS Z., NOVICKOVAS A., BREIVE K., ZUKAUSKA A. 2009. The effect of light-emitting diodes lighting on Cucumber plants and after-effect on yield. Zemdirbyste-Agricult. 96(3), 102-118.

BRAZAITYTĖ A., DUCHOVSKIS P., URBONAVIČIŪTĖ A., SAMUOLIENĖ G., JANKAUSKIENĖ J., SAKALAUSKAITĖ J., ŠABAJEVIENĖ G., SIRTAUTAS R., NOVIČKOVAS A. 2010. The effect of light-emitting diodes lighting on the growth of tomato transplants. Zemdirbyste- Agricult. 97(2), 89-98.

BRIGHT J., DESIKAN R., HANCOCK J. T. 2006. ABA-induced NO generation and stomatal closure in Arabidopsis are dependent on H_2O_2 synthesis. The Plant J. 43, 113-122.

BURACZYK W., SZELIGOWSKI H. 2008. Wpływ wilgotności i gatunku gleby na wzrost sadzonek sosny zwyczajnej (*Pinus sylvestris* L.) z zakrytym systemem korzeniowym. Leśne Prace Badawcze 69(4), 291-297.

BURACZYK W., SZELIGOWSKI H., DROZDOWSKI S., ALEKSANDROWICZ-TRZCIŃSKA M. 2012. Wpływ wilgotności i gatunku gleby na wzrost mikoryzowanych sadzonek sosny zwyczajnej (*Pinus sylvestris* L.). Leśne prace Badawcze 73(1), 57-64.

BURGENER M. 2001. Nature conservation legislation reviewed in South Africa. TRAFFIC Network Dispatches 17, 1.

CAMPTON J. 1990. *Eucomis* L'Heritier. The Plantsman 12, 128-139.

CAPECKA E. 2012. The effect of propagation term and method on the growth and fresh herb productivity of sage and balm cultivated in pots. Folia hort. 24(1), 67-71.

CARLSON A. S., DOLE J. M. 2015. Determining optimal bulb storage and production methods for successful forcing of cut pineapple lily. Hort. Tech. 25(5), 608-616.

CEGIELSKI T., BUJALSKI D., KOWALCZYK K., GAJC-WOLSKA J., HEMKA L. 2016. Zastosowanie programowania emisji światła w doświetlaniu źródłami elektroluminescencyjnymi roślin pomidora. Prace Instytutu Elektrotechniki 273, 79-93.

CHANDRKRACHANG S. 2002. The applications of chitin and chitosan in agriculture in Thailand. Adv. Chitin Sci. 5, 458-462.

CHAPMAN K., SALWITZ C. 2017. Gardening with Foliage First: 127 dazzling combinations that pair the beauty of leaves with flowers bark berries and more. Timber Press, Portland Oregon 6-55.

CHEESMAN L., FINNIE J., VAN STADEN J. 2010. *Eucomis zambesiaca* baker: Factors affecting *in vitro* bulbet induction. South African J. of Bot. 76, 534-549.

CHOHURA P. 2007. Podłoża ogrodnicze. Plantpress 16-27.

CIERESZKO I., KOZŁOWSKA-SZERENOS B., LEŚNIEWSKA J., SIEGIEŃ I. 2008. Dostosowania roślin do niekorzystnych warunków środowiska. Różnorodność badań bot. 147-167.

CLARK E. M., DOLE J. M., CARLSON A. S., MOODY E. P., MCCALL I. F., FANELLI F. L., FONTENO W. C. 2010. Vase life of new cut flower cultivars. Hort Tech. 20(6), 1016-1025.

COCKS M., MØLLER V. 2002. Use of indigenous and indigenised medicines to enhanse personal well-being: a South African case study. Soc. Sci. Med. 54, 387-397.

COSTA J. M., HEUVELINK E., POL P. A., PUT H. M. C. 2007. Anatomy and morphology of rooting in leafy rose stem cuttings and starch dynamics following severance. Acta Horticulturae 751, 495-502.

CROTEAUS R., KUTCHAN T. M., LEWIS N. G. 2000. Natural products (secondary metabolites). Biochemistry and molecular biology of plants 24, 1250-1319.

CROUCH A. R. 2010. An adaptation of Reyneke‘s key to the genus *Eucomis*. PlantLife 39, 45-52.

CZEKALSKI M. 2003. Rozmnażanie alefandry czworokątnej (*Aphelandra squarrosa* Nees) ‘Dania‘ za pomocą sadzonek pędowych. Zesz. Prob. Post. Nauk. Rol. 491, 21-27.

DĄBSKI M., PARZYMIES M. 2007. The effects of auxin: IAA, IBA and NAA on rooting of *Hebe buchananii* (HOOK) and *Hebe canterburiensis* (J. B. ARMSTR.) ‘Prostrata‘ *in vitro*. Acta Sci. Pol., Hortorum Cultus 6(1), 9-14.

DE HORTOGH A. A., LE NARD M. 1993. The Physiology of Flower Bulbs. Elserier Science, The Netherlands 24, 752-753.

DEVLIEGHERE 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, 703-714.

DŁUŻNIEWSKA J. 2006. Przydatność biopreparatów do ochrony wierzby energetycznej (*Salix vinimalis* L.) przed patogenami grzybowymi. Prog. Plant. Prot./Post. Ochr. Rośl. 46(2), 633-635.

DOBRZAŃSKI A., ANYSZKA Z., ELKNER K. 2008. Reakcja marchwi na ekstrakty pochodzenia naturalnego z alg z rodzaju Sargassum – AlgaminoPlant i z leonardytu – Humiplant. J. of Res. and Appl. in Agr. Eng. 53, 53-58.

DOLD A. P., COCKS M. L. 2002. The trade in medicinal plants in the Eastern Cape Province, South Africa. South African J. of Sci. 98, 589-597.

DU TOIT K., ELGORASHI E. E., MALAN S. F., MULHOLLAND P. A., DREWES S. E., VAN STANDEN J. 2007. Antibacterial activity and QSAR of homoisoflavanones isolated from six *Hyacinthaceae* species. South African J. of Bot. 73, 236-241.

DUNCAN G. 2011. *Eucomis vandermerwei*. Curtis‘s Botanical Magazine 28(3), 176-189.

DURŁO G., JAGIEŁŁO-LEŃCZUK K., BANACH J., KORMANEK M., MAŁEK S., DUDEK K., BARSZCZ J., SKOWROŃSKA I. 2015. Gospodarka wodna sadzonek sosny zwyczajnej (*Pinus sylvestris* L.) produkowanej w technologii kontenerowej. ACTA Agr. et Silv. 53, 25-34.

DZEREFOS C. M., WITKOWSKI E. T., KREMER-KÖHNE S. 2017. Aiming for the biodiversity target with the social welfare arrow: medicinal and other useful plants from a Critically Endangered grassland ecosystem in Limpopo Province, South Africa. International J. of Sust. Develop. and World Ecology 24(1), 52-64.

DZUNG N. A., KHANH V. T. P., DZUNG T. T. 2011. Research on impact of chitosan oligomers on biophysical characteristics, growth, development and drought resistance of coffee. Carbohydrate Polymers 84(2), 751-755.

EL-TANAHY A. M. M., MAHMOUND A. R., ABDE-MOUTY M. M., ALI A. H. 2012. Effect of Chitosan does 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 affectes by spraying with chitosan and aminofort as natural stymulator substances under application of soil organic amandments. Pak. J. Biol. Sci. 12(17), 1164-1173.

EVERETT T. H. 1980. The New York Botanical Garden illustrated encyclopedia of horticulture. Garland Publishing, New York 9, 56-57.

FENNELL C. W., LINDSEY K. L., MCGAW L. J., SPARG S. G., STAFFORD G. I., ELGORASHI E. E., GRACE O. M., VAN STADEN J. 2004. Assessing African medicinal plants for efficacy and safety: pharmacological screening and toxicity. J. of Ethnophar. 94, 205-217.

FITCHET M., VAN DE VENTER H. A. 1998. Rapid vegetative propagation of pineapples by crown sectioning. South African J. of Plant and Soil 5(1), 27-31.

GABARKIEWICZ B., GABRYSZEWSKA E., RUDNICKI R., GOSZCZYŃSKA D. 1997. Effect of light quality on *in vitro* growing of *Dieffenbachia* cv. Compacta. Acta Hort. 418, 159-161.

GABRYSZEWSKA E. 1995. Wpływ jakości światła na ukorzenianie *in vitro* i *in vivo Gerbera jamesonii* odm. Queen Rebecca. Mat. Konf. „Nauka Praktyce Ogrodniczej", AR Lublin 829-833.

GABRYSZEWSKA E., RUDNICKI R. 1995. The influence of light quality on the shoot proliferation and rooting of *Gerbera jamesonii in vitro*. Acta Agrobot. 48(2), 105-111.

GAIDAMASHVILI M., VAN STANDEN J. 2006. Prostaglandin inhibitory activity by lectinlike proteins from South African medical plants. South African J. of Bot. 72, 661-663.

GAMLATH M., ABEYWICKRAMA K., WICKRAMARACHICHI S. 2010. Root growth promotion of ficus species Turing air-layering. Cey. J. Sci. 39(1), 45-51.

GEMROTOVÁ M., KULKARNI M. G., STIRK W. A., STRNAD M., VAN STADEN J., SPÍCHAL L. 2013. Seedlings of medicinal plants treated with either a cytokinin antagonist (PI-55) or an inhibitor of cytokinin degradation (INCYDE) are protected against the negative effects of cadmium. Plant Growth Regulation 71, 137-145.

GEORGE J., LAING M. D., DREWERS S. E. 2001. Phytochemical research in South Africa. South African Journal of Science 97, 93-105.

GŁOWACKA B. 2002. Wpływ barwy światła na ukorzenianie sadzonek pędowych pomidora (*Lycopersicon esculentum* Mill.). ACTA Hort. Cult. 1(2), 83-91.

GOODRICH J. D., WINTER T. W. 2007. B-Citin Nanocrystals Prepared from shrimp shells and their specific surface area measurement. Biomacromolecules 8, 252-257.

GOODWIN P. B., MURPHY M., MELVILLE P., YIASOUMI W. 2003. Efficiency of water and nutrient use in containerized plants irrigated by overhead, drip or capillary irrigation. Austr. J. Experim. Agric. 43, 189-194.

GOVENDER D., BAIJNATH H., SINGH Y. 2000. *Eucomis* - an elite eclat of excellence. Herbertia 55, 58- 63.

GOVENDER D., SINGH Y., BAIJINATH H. 2001. *Eucomis*: challanged with extination. Southern African Ethnobotany 1, 1-9.

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. Journal Fruit Ornamental Plant 16, 333-343.

GREEN K. 2014. Plantiful: Start Small, Grow Big with 150 Plants That Spread, Self-Sow, and Overwinter. Timber Press, Portland London 205-207.

GREGORCZYK A., RACZYŃSKA A., PACEWICZ K. 1998. Analiza krzywych wzorcowych zawartości chlorofilu dla podstawowych gatunków zbóż. Biul. Magnezol. 3(1), 19-24.

GRIEVE G. R., DOWNS C. T. 2015. A checklist of the plants of the forests and grasslands in the Weza district, southern KwaZulu-Natal and a review of their status in the Red Data List. Koedoe 57(1), 1 -7.

GRZESIAK W. 2011. Nowoczesne systemy doświetlania roślin oparte o najnowsze osiągnięcia technologii SSL LED. Elektronika - konstrukcje - technologie - zastosowania 6, 137-139.

GRZESIAK W., NOWAK S., POCZĄTEK J., SKWAREK A., DUBERT F., SKOCZOWSKI A. M., CZYCZYŁO-MYSZA I., KURPASKA S. 2009. Application of LEDs in plants irradiation systems – challenge for today and for tomorrow. Elektronika 10, 73–79.

GRZYŚ E. 2012. Wpływ wybranych substancji biologicznie czynnych na kukurydzę uprawianą w warunkach stresu. Wyd. Uniwersyt. Przyr., Wrocław 73-83

GUAN Y., HU J., WANG X., SHAO C. 2009. Seed priming with chitosan improves maize germination and seedling growth in relations to physiological changes under low temperaturę stress. J. Zhejiang University Scie. 10(6), 427-433.

GUDE H., DIJKEMA M. 1992a. The effect of light quality and cold treatment on the propagation of Hyacinth bulbs. Acta Hortic. 325, 157–164.

GUDE H., DIJKEMA M. 1992b. The role of light quality in the forcing of tulips and hyacinths and in the propagation of hyacinth bulbs. Acta Hortic. 305, 111-112.

HARTLEY G., DEHERTOGH A. A. 2000. *Eucomis* – a horticultural review of the genus. Herbertia 55, 58-63.

HARTMANN H., KESTER E. 2002. Plant propagation: principles and practice. 7th ed. Prentice Hall 95(1), 89-92.

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.

HEO J., LEE C., CHAKRABATY D., PEAK K. 2002. Growth responses of marogold and salvia plants as affected by monochromatic or mixture radiation provided by a light-emitting diode (LED). Plant Growth Regulation 38, 225-230.

HERNÁNDEZ R., KUBOTA C. 2016. Physiological responses of cucumber seedlings under different blue and red photon flux ratios using LEDs. Environmental and Experimental Botany 121, 66-74.

HOUSE J. C. 2003. The successful propagation of *Eucomis comosa* 'Purple'. Proceedings of the International Plant Propagator's Society 53, 128-131.

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.

JABŁOŃSKA L., OLEWNICKI D. 2014. Rozwój i znaczenie sektora ogrodniczego w Polsce w ostatnim półwieczu. Annals of Agricultural Economics and Rural Development 101(3), 25-35.

JABŁOŃSKA L., OLEWNICKI D., KOWALCZYK A. 2012. Polski handel zagraniczny roślinami ozdobnymi w latach 1996-2009. Zeszyty Naukowe Szkoły Głównej Gospodarstwa Wiejskiego w Warszawie. Problemy Rolnictwa Światowego 12(2), 25-35.

JANICKA D., DOBROWOLSKA A. 2011. Wpływ podłoży z dodatkiem zeolitu oraz perlitu na ukorzenianie sadzonek pędowych kolumei szorstkiej (*Columea hirta* Klotzsch Hanst.) Folia Pommeranae Universitatis Technologiae Stetinensis Agric. Aliment. Pisc. Zootech. 283(17), 25.

JAWORSKA M. M., KONIECZNA E. 2001. Biotechniczne wytwarzanie chitozanu. Inż. Chem. Proces. 22(3), 555-560.

JERZY M., KRZYMIŃSKA A. 2011. Rozmnażanie wegetatywne. PWRiL 6-29.

JERZY M., ZAKRZEWSKI P., SCHROETER-ZAKRZEWSKA A. 2011. Effect of colour of light on the opening of inflorescence buds and post-harvest longevity of pot. Acta Agrobotanica 64(3), 13-18.

JIN T., GIRTLER J. B. 2012. Inactivation of salmonella on tomato stem scars by edible chitosan and organic acid coatings. J. Foof 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.

KACZMAREK-CICHOSZ R., CHOJNACKI J., DESZCZ E. 2011. Evaluation of eficienty of use of Biochicol 020 PC to semi-dry spring wheat grain dressing. J. Res. Appl. Agric. Eng. 56(3), 184-188.

KALAJI H. M., JAJOO A., OUKARROUM A., BRESTIC M., ZIVCAK M., SAMBORSKA I. A., LADLE R. J. 2016. Chlorophyll a fluorescence as a tool to monitor physiological status of plants under abiotic stress conditions. Acta physiologiae plantarum 38, 1-11.

KALAJI M. H., ŁOBODA T. 2010. Fluorescencja chlorofilu w badaniach stanu fizjologicznego roślin. Wydawnictwo SGGW 29-52.

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.

KAPCZYŃSKA A. 2009. *Lachenalia*-breeding, culture and usage of a new ornamental bulbous plant. Hort. and Lands. Arch. 30, 5-10.

KAPCZYŃSKA A. 2013. Effect of plant spacing on the growth, flowering and bulb production of four lachenalia cultivars. S. Afr. J. Bot. 88, 164-169.

KAPCZYŃSKA A., KUBIŃSKA A. 2007. Wpływ terminów ukorzeniania i stymulatorów ukorzeniania na regenerację korzeni u sadzonek goryczki bezłodygowej (*Gentiana acaulis* L.). Roczniki AR, Poznań 41, 51-55.

KAPCZYŃSKA S., MORYS-ORZĄDAŁA J., WIETNIK K. 2012. Ukorzenianie karłowych odmian tawuły japońskiej i berberysu thunberga. Czasopismo naukowo-kulturalne 2, 165-175.

KARIUKI S. 2008. Typhoid fever in sub-Saharan Africa: challenges of diagnosis and management of infections. The Journal of Infection in Developing Countries 2(6), 443-447.

KAWECKI Z., KOZŁOWSKI W. M. 1995. Wpływ różnych podłoży ogrodniczych na ukorzenianie zdrewniałych jednopąkowych sadzonek winorośli. Acta Academiae Agriculturae ac Technicae Olstenesis. Agricultura 60, 100-106.

KHATTAK A. M., PEARSON S. 1997. The effects of light quality and temperature on the growth and development of chrysanthemus cvs. Bright Golden and Snowdon. Acta Hort. 435, 113-122.

KHATTAK A. M., PEARSON S. 2006. Spectral filters and temperature effects on growth and development of chrysanthemums under low light integral. Plant Growth Regulation 49, 61-68.

KHORRAMI M., NAJAFPOUR G. D., YOUNESI H., HOSSEINPOUR M. N. 2012. Production of chitin and chitosan from shrimp shell in batch culture of *Lactobacillus olantarum*. Chem. Biochem. Eng. 26(3), 217- 223.

KLAMKOWSKI K., TREDER W., TREDER J., PUTERNICKI A., LISAK E. 2012. Wpływ doświetlania lampami sodowymi i LED na aktywność fotosyntetyczną oraz wzrost roślin pomidora. Prace instytutu elektrotechniki 256, 75-86.

KLEYNHANS R. 2006. *Lachenalia* spp. flower breeding and genetics. Challenges and Opportunities for the 21 Century. Springer 491-516.

KNIPPELS P. J. M. . 2000. Propagation of Speciality Bulbs. Herbertia 55, 64-73.

KNIPPELS P. J. M. 2012. Advanced *in vitro* propagation Techniques for Speciality Bulbs. Floriculture and Ornamental Biotech. 6(2), 154-157.

KOMORENG L., THEKISOE O., LEHASA S., TIWANI T., MZIZI N., MOKOENA N., MDLETSHE N. 2017. An ethnobotanical survey of traditional medicinal plants used against lymphatic filariasis in South Africa. South African J. of Bot. 111, 12-16.

KOORNBANALLY C., CROUCH N. R., LANGLOIS A., DU TOIT K., MULHOLLAND D. A., DREWES S. E. 2006a. Homoisoflavanones and spirocyclicnortriterpenoids from three *Eucomis* species: *E. comosa*, *E. schijffii* and *E. pallidiflora* subsp. *pole-evansii* (*Hyacinthaceae*). South African J. of Bot.72(3), 428- 433.

KOORNBANALLY C., CROUCH N. R., MULHOLLAND D. A. 2006b. The phytochemistry and ethnobotany of the southern African genus *Eucomis* (*Hyacinthaceae*: Hyacinthoideae). Phytochem., Advanced in Research 37(2), 69-85.

KORSZUN S., KOLASIŃSKI M. 2002. Alternatywna technologia rozmnażania derenia jadalnego (*Cornus mas* L.). Buil. Ogrod. Bot. Muz. Zbior. 11, 51-56.

KOSINA J., SEDLAK J. 2006. Ukorzenianie sadzonek zielnych oraz mikrorozmnażanie wybranych odmian borówki wysokiej. Międzynarodowa Konferencja „Uprawa borówki i żurawiny" ISK Skierniewice 19-22 czerwca 134-135.

KOWALCZYK S., STARZYŃSKA E. 2009. Ukierunkowana relokalizacja białek transportujących auksyny a odpowiedzi tropowe roślin. Post Biol Kom. 36, 723-744.

KOZAK D. 2011. The influence of light quality and BA on *in vitro* growth and development of *Gardenia jasminoides* Ellis. Acta Sci. Pol. Hort. Cul. 10(4), 65-73.

KOZAK D., DABSKI M., STELMASZCZUK M. 2010. Wpływ barwy światła i regulatorów wzrostu na rozkrzewianie i ukorzenianie pędów tibuchiny wykwintnej (*Tibouchina urvilleana* (DC.) COGN.) *in vitro*. Zeszyty Problemowe Postępów Nauk Rolniczych 551, 125-131.

KOZŁOWSKA M. 2007. Fizjologia roślin: od teorii do nauk stosowanych. Powszechne Wydawnictwo Rolnicze i Leśne, Poznań 97-110.

KRAUSE G. H., WEIS E. 1984. Chlorophyll fluorescence as a tool in plant physiology. Photosynth Res. 5, 139-157.

KRAUSE J. 1980a. Propagation of hyacinth by leaf cuttings. Histological changes in leaf of *Hyacinthus orientalis*. Acta. Hort. 109, 271-277.

KRAUSE J. 1980b. Rozmnażanie hiacyntów z sadzonek liściowych. Cz. I. Wpływ terminu i sposobu sporządzania sadzonek na plon cebulek przybyszowych. PTPN, Pr. Kom. Nauk. Rol. I Leś. 49, 165- 170.

KRAUSE J. 1981. Rozmnażanie hiacyntów z sadzonek liściowych. Cz. II. Wpływ rodzaju i zasobności podłoża na plon cebulek przybyszowych. PTPN, Pr. Kom. Nauk. Rol. i Leś. 51, 151-159.

KROIN J. 2009. Propagation of plants from cuttings using rooting solutions by foliar methods. Combined Proceedings, International Plant Propagator's Society 59, 437-453.

KROIN J. 2010. Propagation of cuttings using foliar applied IBA in aqueous solutions at or after sticking. Combined Proceedings, International Plant Propagator's Society 60, 369-377.

KROIN J. 2014. Development and application of foliar applied rooting solutions. Combined Proceedings, International Plant Propagator's Society 64, 431-436.

KRZEWIŃSKA D., SMOLARZ K., TRYNGIEL-GAĆ A., CHLEBOWSKA D. 2010. Wpływ sposobu przygotowania gleby na wzrost i owocowanie borówki wysokiej (*Vaccinium corymbosum* L.) odmiany Bluecrop. Zesz. Nauk. Inst. Sad. Kwiac. 18, 71-81.

KUKUŁCZANKA K. 2015. Badania nad wpływem czynników chemicznych i fizycznych na zwiększenie współczynnika rozmnażania wegetatywnego bulw frezji. Cz. I. Pobudzanie do rozwoju pąków pachwinowych bulw. Acta Agrobotanica 22(2), 303-342.

KUKUŁCZANKA K., KROMER K. 2000. Investigation on propagation of some ornamental plants in tissue culture conditions. Zesz. Nauk. Inst. Sad. i Kwiac. 7, 49–58.

KULKAMI M. G., SPARG S. G., VAN STADEN J. 2006. Dark conditioning, cold stratification and a smoke-derived compound enhance the germination of *Eucomis autumnalis* subsp. *autumnalis* seeds. South African Journal of Botany 72 (1), 157-162.

KURILČIK A., DAPKŪNIENĖ S., KURILČIK G., DUCHOVSKIS P., URBONAVIČIŪTĖ A., ŅILINSKAITE S., ŅUKAUSKAS A. 2011. Effect of far - red light on the growth of chrysanthemum plantlets in vitro. Scien. Wor. of the Lith. Inst. of Hort. and Lith. Univ. of Agric. Sodininkystė ir Darņininkystė 30(3-4), 103-108.

KURILČIK A., DAPKUNIENIE S., KURLICIK G., ZILINSKAITE S., ZUKAUSKAS A., DUCHOVSKIS P. 2008a. Effect of photoperiod duration on the growth of *Chrysanthemum* plantlets *in vitro*. Sodininkyste ir Darzyninkyste 27(2), 39-43.

KURILČIK A., MIKLUŃYTĖ-ČANOVA R., DAPKŪNIENĖ S., ŽILINSKAITĖ S., KURILČIK G., TAMULAITIS G., DUCHOVSKIS P., ŽUKAUSKAS A. 2008b. *In vitro* culture of *Chrysanthemum* plantlets using light-emitting diodes. Central European Journal of Biology 3(2), 161-167.

LANG M., LICHTENHLTER H. K., SOWINSKA M., HEISEL F., MEIHE J. A. 1996. Fluorescence imaging of water and temperature stress in plant leaves. J. Plant Physiology 148(5), 613-621.

LATKOWSKA M., CHMIEL H. 1996. Wpływ jakości światła i regulatorów wzrostu na regenerację i ukorzenianie *in vitro* pędów chryzantemy wielkokwiatowej (*Dendranthema grandiflora*) cv. Escort. Zeszyty Naukowe ATR w Bydgoszczy, Rolnictwo 39, 129-136.

LAWSON T., OXBOROUGH K., MORRISON J. L. L. 2006. Baker NR. Responses of photosynthetic electron transport in stomatal guard and mesophyll cells in intact leave to light, CO_2 and humidity. Plant Physiol. 128, 52-62.

LEAKEY R. R. 2004. Physiology of vegetative reproduction. Academic Press 1655-1668.

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.

LIMPANAVECH P., CHAIYASUTA S., VONGPROMEK R., PICHYANGKURA R., KHUNWASI C., CHADCHAWAN S., LATRAKUL P., BUNJONGRAT R., CHAIDEE A., BANGYEEKHUN T. 2008. Chitosan effects on floral production, gene expression and anatomical changes in the *Dendrobium orchid*. Sci. Hortic. 116(1), 65-72.

LIN W., HU X., ZHANG W., JOHN ROGERS W., CAI W. 2005. Hydrogen peroxide mediates defence responses induced by chitosans o different molecular weights in rice. J. Plant Physiol. 162(8), 937- 944.

LIN XU 2018. De novo root regeneration from leaf explants wounding, auxin and cell fate transition. Current Opinion in Plant Biol. 41, 39-45.

LIU X. Y., CHANG T. T., GUO S. R., XU Z. G., LI J. 2011. Effect of different light quality of LED on growth and photosynthetic character in cherry tomato seedling. Acta Hort. 907, 325-330.

LOUW C. A., REGNIER T. J., KORSTEN L. 2002. Medicinal bulbous plants of South Africa and their traditional relevance in the control of infectious diseases. J. Ethnophar. 82(2-3), 147-154.

LUAN L. Q., HA V. T., NAGASAWA N., KUME YOSHII F., NAKANISHI T. M. 2005. Biological effects irradiated chitosan on plants *in vitro*. Biotechnol. Appl. Biochem. 41(1), 49-57.

LURIA G., ZIV O., WEISS D. 2011. Effects of temperature, day lenght and light intensity on *Eucomis* development and flowering. ActaHortic. : X International Symposium on Flower Bulbs and Herbaceous Perennials 886(22), 167-173.

ŁUKASZEWSKA A. 2001. Wpływ światła na ukorzenianie sadzonek figowca Benjamina. Ogrodnictwo 5, 23–24.

MAHDAVI B., SANAVY S., AGHAALIKHANI M., SHARIFI M., DOLATABADIAN A. 2011. Chitosan improves osmotic potential tolerance in safflower (*Carthamnus tinctorius*) seedlings. J. Crop Immpro. 25(6), 728-741.

MAJID A., MALIK A. R., RAI SHARMA K. 2008. Vegetative propagation of *Berberis aristata* DC. An endangered Himalayan shrub. Journal of Medicinal Plants Research 2(12), 374-377.

MAJKOWSKA-GADOMSKA J., DOBROWOLSKI A., MIKULEWICZ E. 2016. The effect of mycorrhizal inoculum on the leaf greenness index and yield of tomato (*Lycopersicon esculentum* mill.). Plants grown in a heated plastic tunel. Acta Agroph. 23(2), 445-453.

MAKENA I. M., MATSILIZA-MLATHI B., KLEYNHANS R. 2016. Seed propagation and seed anatomy of three *Eucomis* species. In VII International Symposium on Seed, Transplant and Stand Establishment of Horticultural Crops-SEST2016 1204, 263-272.

MAROSZ A. 2015. Perspektywy rozwoju ozdobnej produkcji szkółkarskiej. Szkółkarstwo, Rośliny Ozdobne 4, 48-53.

MASONDO N. A. 2014. *In vitro* techniques for the improvement of growth and secondary metabolite production in *Eucomis autumnalis* subspecies *autumnalis*. B. Sc. Hons University of KwaZulu-Natal, South Africa, PhD Thesis 1-37.

MASONDO N. A., AREMU A. O., FINNIE J. F., VAN STADEN J. 2014a. Plant growth regulator induces phytochemical and antioxidant variations in micropropagated and acclimatized *Eucomis autumnalis* subspecies *autumnalis* (*Aspargaceae*). Acta Physiologiae Plantarum 36(9), 2467-2479.

MASONDO N. A., FINNIE J. F., VAN STADEN J. 2014b. Pharmacological potential and conservation prospect of the genus *Eucomis* (*Hyacinthaceae*) endemic to southern Africa. Journal of Ethnopharmacology 151, 44-53.

MASSA G. D., KIM H. H., WHEELER R. M., MITCHELL C. A. 2008. Plant productivity in response to LED lighting, Hort. Sci. 43(7), 1951-1956.

Mathabe M. C., Nikolova R. V., Lall N., Nyazema N. Z. 2006. Antibacterial activities of medicinal plants used for the treatment of diarrhoea in Limpopo Province, South Africa. J. of Ethnopharm. 105(1-2), 286-293.

MATYSIAK R., LORENC-PŁUCIŃSKA G. 2000. Cykl ksantofilowy w warunkach stresu abiotycznego. Postępy Biologii Komórki 27(1), 17-29.

MICHALCZUK B. 2000. Wpływ jakości światła oraz eksplantatu na morfogenezę pędów petunii w kulturach *in vitro*. Zesz. Probl. Post. Nauk Roln. 473, 177-184.

MICHAŁEK W., SAWICKA B. 2002. Chlorophyll fluorescence as physiological index of potato varieties. In Conf. EAPR 14-19.

MICHAŁEK W., SAWICKA B. 2005. Zawartość chlorofilu i aktywność fotosyntetyczna średnio późnych odmian ziemniaka w warunkach pola uprawnego w środkowo-wschodniej Polsce. Acta Agrophysica 6(1), 183-195.

MILER N., ZALEWSKA M., LEMA-RUMIŃSKA J. 2005. The influence of light colour on the quality of Chrysanthemum microcuttings rooted *in vitro*. Zesz. Prob. Post. Nauk Rol. 504, 153-158.

MITCHELL C. A., BOTH A. J., BOURGET M. C., BURR J. F., KUBOTA C., LOPEZ R. G., MORROW R. C., RUNKLE E. S. 2012. LEDs: The future of greenhouse lighting. Chronica Hort. 52(1), 6-12.

MIZIELIŃSKA M., SALACHNA P., ORDON M., ŁOPUSIEWICZ Ł. 2017. Antimicrobial activity of water and acetone extracts of some *Eucomis* taxa. Asian Pacific J. of Trop.l Med. 10(9), 892-895.

MOENG E. T., POTGIETER M. J. 2011. The trade of medicinal plants by muthi shops and street vendors in the Limpopo Province, South Africa. Journal of Medicinal Plants Research 5(4), 558-564.

MONDAL M., MALEK M., PUTEH A., ISMAIL M., 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.

MONDER M. J. 2016. Study on propagation of shrub and pillar roses by hardwood cuttings with auxins preparations. Acta Sci. Pol.-Hort. 15, 173-183.

MORROW R. C. 2008. LED lighting in Horticulture. Hort. Science 43(7), 1947-1950

MUCHA M., MIŚKIEWICZ D., PAWLAK A. 2003. Chitozan i jego mieszaniny. Właściwości i zastosowanie. Przemysł Chemiczny 82, 1138-1142.

MUCHA M., PAWLAK A. 2005. Thermal analysis of chitosan and its blends. Thermochim Acta. 427, 69- 76.

MULHOLLAND D. A., DREWES E. E. 2004. Global phytochemistry: indigenous medicinal chemistry on track in southern Africa. Phytochemistry 65, 769-782.

MULHOLLAND D. A., SCHWIKKARD S. L., CROUCH N. R. 2013. The chemistry and biological activity of the *Hyacinthaceae*. Natural product reports 30(9), 1165-1210.

MURKOWSKI A. 2004. Zastosowanie luminescencji chlorofilu do badania reakcji aparatu fotosyntetycznego roślin pomidora na stres świetlny oraz chłód. Acta Agrophysica 4(2), 431-439.

NAHED G., EL-AZIZ A., LAILA K. 2007. Influence of tyrosine and zinc on growth, flowering and chemical constituents of *Salvia farinacea* plants. J. of Appl. Sci. Research 11, 1479-1489.

NAWROCKA-GRZEŚKOWIAK U. 2004. Ukorzenianie sadzonek azalii w zależności od przynależności do grupy odmian. Folia Univ. Agric 94, 125-132.

NAWROCKA-GRZEŚKOWIAK U. 2008. Wpływ podłoża i substancji stymulujących na ukorzenianie lilaka pospolitego ‘Charles Joly’. XII Ogólnopolska konferencja szkółkarska 5-6 luty, Skierniewice 59-64.

NAWROCKA-GRZEŚKOWIAK U., BIELECKA M. 2008. Wpływ włókna kokosowego na ukorzenianie *Picea glaca* ‘Conica‘. Nauka Przyr. Tech. 2, 1-5.

NAWROCKA-GRZEŚKOWIAK U., KOLASIŃSKI J. 2012. Jałowiec pospolity (*Juniperus communis* L.) w lasach i jego rozmnażanie. Zarządzanie Ochroną Przyrody w Lasach 6, 68-76.

NDHLALA A. R., MULAUDZI R. B., KULKARNI M. G., VAN STADEN J. 2012. Effect of environmental factors on seedling growth, bulb development and pharmacological properties of medicinal *Eucomis autumnalis*. South African Journal of Botany 79, 1–8.

NDOU A. M., NIEDERWIESER J. G., ROBERTSE P. J. 2002. Effect of leaf section position and physiological stage of the donor plant on *Lachenalia* leaf cutting performance. South African Journal Plant Soil 19, 178-181

NDOU A. M. 2000. Optimization of bulblet production by leaf cuttings in *Lachenalia*. Faculty of Natural and Agricultural Science, University of Pretoria, Pretoria, South Africa, PhD Thesis 5-64.

NGE K. L., NEW 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.

NIEDERWIESER J. G., KLEYNHANS R., HANCKE F. L. 2000. Development of a new flower bulb crop in South Africa. VIII International Symposium on Flowerbulbs 570, 67-73.

NIEDERWIESER J. G., NDOU A. M. 2002. Review on adventitious bud formation in *Lachenalia*, Acta Horticulturae 570, 135-140.

NIEDERWIESER J. G., VCELAR B. M. 1990. Regeneration of *Lachenalia* species from leaf explants. Hort. Science 25(6), 684-687.

NNDWAMBI D., MATSILIZA-MLATHI B., KLEYNHANS R. 2013. Optimizing *in vivo* bulblet formation on leaf cuttings in *Eucomis* spp. South African Journal of Botany 86, 179.

NOWAK J. S. 2005a. Reakcja roślin na niewłaściwą wilgotność podłoża. Zesz. Probl. Post. Nauk Rol. 504, 185-197.

NOWAK J.S. 2005b. Właściwości powietrzno-wodne podłoży ogrodniczych. Zesz. Probl. Post. Nauk Rol. 504, 175-184.

OBSUWAN K., SAWANGSRI K., UKONG S., UTHAIRATANAKIJ A. 2010b. Effects of chitosan concentration on *in vitro* growth of dendrobium hybrid seedlings. Acta Hortic. 878, 289-294.

OBSUWAN K., SAWANGSRI K., UTHAIRATANAKIJ A. 2010c. Influence of foliar chitosan sprays on growth of mokara and phalaenopsis seedlings. Acta Hortic. 867, 295-302.

OBSUWAN K., YOODEE S., UTHAIRATANAKIJ A. 2010a. Application of chitosan *in vitro* of rhynchostylis gigantean protocorms and seedlings. Acta Hortic. 878, 283-288.

OCHMIAN I., SANIEWSKA A. 2012. Wpływ podłoża na ukorzenianie się sadzonek zielnych i zdrewniałych borówki wysokiej odmiany Bluecrop. Fol. Pom. Uni. Tech. Stet. Agric., Aliment., Piscariaet Zootech. 23, 81-89.

OHTA K., MORISHITA S., SUDA K., KOBAYASHI N., HOSOKI T. 2004a. Effects of chitosan soil mixture treatment in the seedlings 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. 2004b. Effects of nitrogenus organic compounds on growth and flowering in *Eustoma grandiflorum* (Raf.) Shinn. Hortic. Sci. 39(6), 1438- 1440.

PACHOLCZAK A. 2015. The effect of the auxin application methods on rooting of *Physocarpus opulifolius* Maxim. cuttings. Propagation of Ornamental Plants 15(4), 147-153.

PACHOLCZAK A., NOWAKOWSKA K., PIETKIEWICZ S. 2016. The effects of synthetic auxin and a seaweed-based biostymulator on physiological aspects of rhizogenesis in ninebark stem cuttings. Notulae Botanicae Horti Agrobotanici Cluj-Napoca 44(1), 85-91.

PACHOLCZAK A., PETELEWICZ P., JAGIEŁŁO-KUBIEC K., ILCZUK A. 2015a. Physiological aspects in propagation of smoke tree (*Cotinus coggygria* Scop. 'Royal Purple') by stem cuttings. Acta Scientiarum Polonorum, Hortorum Cultus 14(5), 145-157.

PACHOLCZAK A., PETELEWICZ P., JAGIEŁŁO-KUBIEC K., ILCZUK A. 2015b. The effect of two biopreparations on rhizogenesis in stem cuttings of *Cotinus coggygria* Scop. European Journal of Horticultural Science 80, 183-189.

PACHOLCZAK A., PIETKIEWICZ S. 2014. Gas exchange during rhizogenesis in common ninebark stem cuttings tereated with biostimulators. Propagation of Ornamental Plants 14(2), 90-96.

PACHOLCZAK A., SZYDŁO W. 2008. The influence of biological preparations Grevit 200 SL and Biochikol 020 PC on rooting of cuttings *Berberis thunbergii* 'Green Carpet' and *Potentilla fruticosa* 'Goldfinger'. Annals of Warsaw Agricultural University, Horticulture Landscape Architecture 29, 53-58.

PACHOLCZAK A., SZYDŁO W., JACYGRAD E. 2010a. Wpływ preparatów Amino Total i Biochikol 020 PC na ukorzenianie sadzonek pędowych *Berberis thunbergii* i *Cornus alba*. Zeszyty Problemowe Postępów Nauk Rolniczych 551, 219-229.

PACHOLCZAK A., SZYDŁO W., ŁUKASZEWSKA A. 2005. The effect of etiolation and shading of stock plants on rhizogenesis in stem cuttings of *Cotinus coggygria*. Acta Physiologiae Plantarum 27(4), 417-428.

PACHOLCZAK A., SZYDŁO W., ŁUKASZEWSKA A. 2006. The effect of shading of stock plants on rhizogenesis in stem cuttings of *Berberis thunbergii* 'Red Rocket'. Acta Physiologiae Plantarum 28(6), 567-575.

PACHOLCZAK A., SZYDŁO W., PIJUS J. 2010b. Effect of preparation Asahi SL on rhizogenesis in stem cuttings of *Physocarpus opulifolius* 'Dart's Gold' and 'Diabolo'. Annals of Warsaw Agricultural University, Hortic. Landscape Architecture 31, 11-18.

PARDALES J. R., ESQUIBEL C. B. 1996. Effect of drought during the establishment period on the root system development of cassava. Jpn. J. Crop. Sci. 65(1), 93-97.

PĘGO R. G., GROSSI J. A. S., HONORATO P. R., GARDE G. P., ALVES C. M. L. 2013. Leaf cutting propagation of *Seemania sylvatica* (Kunth) hants. Departamento de Fitotecnia, Universidade Federal de Viçosa 1000, 251-256.

PHROMPANYA P., RUAMRUNGSRI S. 2013. Effect of Bulb Storage, Temperature on Growth and Flowering of *Eucomis*. International Graduate Research Conference. Department of Plant, Science Chiang Mai University, Thailand 33-36.

PICHYANGKURA R., CHADCHAWAN S. 2015. Biostimulant activity of chitosan in horticulture. Scientia Horticulturae 196, 49-65.

PINDEL A., NOWAK B., GAJEWSKI Z., HANUS-FAJERSKA E., CYBULARZ-URBAN T., SITEK E. 2013. Od komórki do rośliny-rola badań cytologiczno-anatomicznych. Szanowni Państwo 1, 163-176.

PIRLAK L. 2000. Effects of different cutting times and IBA doses on the rooting rate of hardwood cuttings of cornelian cherry (*Cornus mas* L.). Anadolu 10(1), 122-134.

PISKORNIK M. 2002. Rozmnażanie ciemiernika białego (*Helleborus niger* L.) z sadzonek. Zesz. Prob. Post. Nauk Rol. 483, 187-194.

PLACEK M., DOBROWOLSKA A., WRAGA K., ZAWADZIŃSKA K., ŻURAWIK P. 2009. Wykorzystanie chitozanu w uprawie, przechowalnictwie i ochronie roślin ogrodniczych. Zesz. Prob. Post. Nauk Rol. 3(4), 101- 110.

POGROSZEWSKA E. 2000. Wegetatywne rozmnażanie strelicji (*Strelitzia reginae* Banks) za pomocą sadzonek. Rocz. AR Pozn. 323, Ogrodn. 31(1), 141-147.

POUDEL P. R., KATAOKA I., MOCHIOKA R. 2008. Effect of red and blue - light emitting diodes on growth and morphogenesis of grapes. Plant Cell Tissue and Organ Culture 92, 147-153.

PREECE J. E. 2003. A century of progress with vegetative plant propagation. Hort. Sci., 38(5): 1015-1025.

PRIEL A. 2001. Coloured nets can replace chemical growth regulators. Flower Tech. 4(3), 12-13.

PUDELSKA K., HETMAN J. 2001. Wpływ podłoża i preparatów zawierających NAA na ukorzenianie sadzonek zielnych kilku odmian dalii ogrodowej. Ann. UMCS, Hortic. 9, 9-15.

PUTERNICKI A, LISAK E., TREDER W., TREDER J., KLAMKOWSKI K. 2012. Zastosowanie półprzewodnikowych źródeł światła w doświetlaniu sadzonek wybranych gatunków roślin. Prace Inst. Elektortech. 256, 191-209.

PYTLEWSKI C. 1984. Wpływ terminu sadzonkowania liści sępolii (*Saintpaulia ionantha* H. Wendl.) na liczbę i jakość sadzonek. Prace Inst. Sad. i Kw. 12-15.

QUATTROCCHI U. 2012. CRC World Dictionary of Medicinal and Poisonous Plants: Common Names, Scientific Names, Eponyms, Synonyms, and Etymology 5, 1684.

RABE T., VAN STADEN J. 1999. *In vitro* propagation of three *Haemanthus* species. South African J. of Bot. 65(5-6), 438-440.

RABE T., VAN STANDEN L. 1997. Antibacterial activity of South African plants used for medicinal purposes. J. of Ethnophar. 56, 81-87.

RAIMONDO D., VON STADEN L., FODEN W., VICTOR J. E., HELME N. A., TURNER R. C., KAMUNDI D. A., MANYAMA P. A. 2009. Red List of South African Plants, Strelitzia 95(4), 25-28.

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.

REIGOSSA R. M. J., WEISS O. 2001. Fluorescence techniques. In. Reigosa R. M. 9ed. Handbook of Plant Ecophysiology Techniques. Acad. Publ., Dordrecht, the Netherlands, chapter 10, 155-172.

RINAUDO M. 2006. Chitin and chitosan: properties and applications. Progress in polymer science 31(7), 603-632.

RODRIGUEZ A. F., RODRIGUEZ A. T., RAMIREZ M. A., RIVERO D., CABRERA J. C., COSTALES D., CRUZ A., GONZÁLEZ L. G., JMĚNEZ M. C., HERNÁNDEZ L. I., PENA D. G., MÁRQUEZ R. 2010. Chitosan as bioactive macromolecules to protect conomically relevant crops from their main pathogens. Biotechnol. Appl. 27(4), 305-309.

RUKANGIRA E. 2001. The African herbal industry: constraints and challenges. Erboristeria Domani 1, 1- 23.

SABER W. I. A., GHONEEM K. M., EL-MATWALLY 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.

SAKORNYEN S., UTHAIRATANAKIJ A., JITAREERAT P. 2010. Induction of plant disease defence and growth of *Dendrobium* 'Eia Sakul' by chitosan treatmenst. Acta Hortic. 875, 539-542.

SALACHNA P. 2016. Wykorzystanie biodegradowalnych polimerów w rozmnażaniu ozdobnych roślin cebulowych. Inż. Eko. 46, 143-148.

SALACHNA P. 2018. Uprawa wybranych gatunków z rodzaju *Eucomis* i *Ornithogalum*: zastosowanie polisacharydów. Ozdobne rośliny cebulowe - produkcja i zastosowanie 125-134.

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'. Roczniki AR Pozn. Ogrodn. 41, 177-181.

SALACHNA P., BYCZYŃSKA A. 2017. Effect of nitric oxide and production location on vase life of cut *Eucomis* 'Sparkling Burgundy' flowers. World Sci. News 83, 229-234.

SALACHNA P., GRZESZCZUK M., WILAS J. 2015a. Total phenolic content, photosynthetic pigment concentration and antioxidant activity of leaves and bulbs of selected *Eucomis* L'Hér. taxa. Fresenius Environmental Bulletin 24(11c), 4220–4225.

SALACHNA P., SKIERKOWSKA M. 2010. Wpływ masy sadzonki dwułuskowej i chitozanu na plon cebul przybyszowych eucharisu wielkokwiatowego (*Eucharis* × *grandiflora* Planch. Et Linden). Zesz. Probl. Postęp. Nauk Rol. 551, 321–326.

SALACHNA P., WILAS J., ZAWADZIŃSKA A. 2015b. The effect of chitosan coating of bulbs on the growth and flowering of *Ornithogalum saundersiae*. Acta Horticulturae 1104, 115–118.

SALACHNA P., ZAWADZIŃSKA A. 2014a. Optimization of *Ornithogalum saundersiae* Baker propagation by twin scale cuttings with the use of biopolymers. Journal of Basic and Applied Sciences 10, 514- 518.

SALACHNA P., ZAWADZIŃSKA A. 2014b. Effect of chitosan on plant growth, flowering and corms yield of potted freesia. Journal of Ecological Engineering 15 (3), 97–102.

SALACHNA P., ZAWADZIŃSKA P., WILAS J. 2015c. The use of natural polysaccharides in *Eucomis autumnalis* (Mill.) Chitt. propagation by twin-scale cuttings. Acta Horticulturae 1104, 225–227.

SALACHNA P., ZAWADZIIŃSKA A., PIECHOCKI R., WILAS J. 2014. Rozmnażanie śniedka arabskiego (*Ornithogalum arabicum* L.) przez sadzonki dwułukowe z wykorzystaniem ekstraktów z alg morskich. Folia Pomer. Univ. Technol. Stetin., Agric., Aliment., Pisc., Zootech. 310(30), 105-112.

SAMUOLIENĖ G., BRAZAITYTĖ A., URBONAVIČIŪTĖ A., ŠABAJEVIENĖ G., DUCHOVSKIS P. 2010. The effect of red and blue light component on the growth and development of frigo strawberries. Zemdirbyste-Agriculture 97(2), 99-104.

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.

SCHROETER-ZAKRZEWSKA A., KLEIBER T. 2014. The effect of light colour and type of lamps on rooting and nutrient status in cuttings of Michaelmas daisy. Bulgarian J. of Agric. Sci. 20(6), 1426-1434.

SHACKLETON C. M., SHACKLETON S. E., NTSHUDU M., NTSEBEZA J. 2002. The role and value of savanna non-timber forest products to the rural households in the Kat River Valley, South Africa. J. Trop. For. Prod. 8, 45–65.

SHEIKA S. 2011. Physiological Studies of Different Concentration from Biochikol 020 PC (Chitosan) on Bean Plant. J. Asian Sci. Res. 1(2), 73-86.

SHEIKA S., AL-MALKI F. M. 2011. Growth and Chlorophyll Responses of Bean Plants to the Chitosan Applications. Eur. J. Sci. Res. 50(1), 124-134.

SHIMADA Y., MORI G., KATAHARA Y., ODA M. 2006. Formation of adventitious buds on leaf pieces cutting of *Begonia tuberhybrida* Group. J. of the Japanese Soc. for Hortic. Sci. 75, 318-322.

SHUTTLEWORTH A., JOHNSON S. D. 2008. A key role for floral scent in a wasp-pollination system in *Eucomis* (*Hyacinthaceae*). Annals of Botany 103(5), 715-725.

SIEMENS J. A., ZWIAZEK J. J. 2003. Effects of water deficit stress and recovery on the root water relations of trembling aspen (*Populus tremuloides*) seedlings. Plant Sci. 165, 113-120.

SIHRA J. K., LONGAT M. K., CROUCH N. R., NUZILLARD J. M., PLAINCHONT B., MULLHOLLAND D. A. 2017. Novel triterpenoid derivatives from *Eucomis bicolor* Bak. (*Hyacinthaceae*: Hyacinthoideae). RSC Advances 7, 15416-15427.

STARTEK L., BARTKOWIAK A., SALACHNA P., KAMIŃSKA M., MAZURKIWEICZ-ZAPAŁOWICZ K. 2005. The influence of New methods of corm coating on freesia growth, development and health. Acta Hortic. 673, 611-616.

STREET R. A., ELGORASHI E. E., KUKARNI M. G., STRIK W. A., SOUTHWAY C., VAN STADEN J. 2009. Effect of Cadmium Accumulation on Anti-Inflammatory Acticity in Two *Eucomis* Species. Bull Environ ContamToxicol 83 (5), 644-647.

STRUSZCZYK M. H. 2002a. Chitin and chitosan. Part I. Properties and production. Polimery 47, 316- 325.

STRUSZCZYK M. H. 2002b. Chitin and chitosan. Part III. Some aspects of biodegradation and bioactivity. Polimery 47, 619-629.

STRZELECKA K., CHOHURA P. 2000. Wpływ Ukorzeniacza B2 na ukorzenianie sadzonek 28 taksonów bluszczu. Zesz. Nauk. Inst. Sadown. Kwiac. 7, 265-270.

SUH J. K. 1997. Stem elongation and flowering response of tulipa cultivars as influenced by bulb cooling, growth regulators and light quality. Acta Hortic. 430, 101-106.

SUH J. K., ROH M. S., LEE J. S. 1996. Leaf cutting propagation, growth and flowering of *Lachenalia*. In VII International Symposium on Flowerbulbs 430, 369-376.

SULKIEWICZ M., CIERESZKO I. 2016. Fluorescencja chlorofilu *a* - historia odkrycia i zastosowanie w badaniach roślin. Kosmos 1(65), 103-115.

ŚMIGIELSKA M., JERZY M. 2013. Adventitious roots and bulbs formation on *Hyacinthus orientalis* leaf cuttings under different colours of artificial light. Acta Scientiarum Polonorum. Hortorum Cultus 12(1), 157-164.

ŚWISTOWSKA A., KOZAK D. 2004. Wpływ auksyn na ukorzenianie mikrosadzonek i adaptacji roślin *Columnea hirta* Klotzsch et Hanst. Cz. I. w kulturze *in vitro*. Acta Scientiarum Polonorum. Hortorum Cultus 32, 229-238.

TAMALA W., JITAREERAT P., UTHAIRATANAKIJ A., OBSUWAN K. 2007. Effect of pre-harvest chitosan sprays on growth of *Curcuma* 'Laddawan' (*Curcuma alismatifolia* × *Curcuma mordata*). Acta Hortic. 755, 387-393.

TAYLOR J. L. S., VAN STADEN 2001a. COX 1 inhibitory activity in extracts from *Eucomis* L'Herit. Species. Journal of Ethnopharmacology 75, 257-265.

TAYLOR J. L. S., VAN STADEN J. 2001b. *In vitro* propagation of *Eucomis* L'Herit. species – plant with medicinal and horticultural potential. Pl. Grow. Reg. 34 (3), 317-329.

TAYLOR J. L. S., VAN STADEN J. 2001c. The effect of age, season and growth conditions on antiinflammatory activity in *Eucomis autumnalis* (Mill.) Chitt. Plant extracts. Plant Growth Regulation 34(1), 39-47.

TAYLOR J. L. S., VAN STADEN J., JÄGER A. K. 2002. COX-1 and COX-2 inhibitory activity in extracts prepared from *Eucomis* species, with further reference to extracts from *E. autumnalis*. South African Journal of Botany 68 (1), 80-85.

TREDER J., BORKOWSKA A., TREDER W., KLAMKOWSKI K. 2016. The effects of LEDs on growth and morphogenesis of vegetable seedlings cultivated in growth chambers. IEEE Lighting Conference of the Visegrad Countries 4, 1-4.

TREDER J., KLAMKOWSKI K., TREDER W., PUTERNICKI A. LISAK E. 2012. Wpływ doświetlania lampami sodowymi i LED na wybrane parametry wzrostu roślin rabatowych. Prace Instytutu Elektrotechniki 256, 143-153.

TREDER J., SOWIK I., BORKOWSKA A., KLAMKOWSKI K., TREDER W. 2015. Aklimatyzacja mikrosadzonek truskawki z zastosowaniem doświetlania lampami LED. Prace Instytutu Elektortechniki 268, 161-170.

TRZCIŃSKA S. D., JAKUBOWSKI P. 2012. Wzrost mikoryzowanych i niemikoryzowanych sadzonek sosny zwyczajnej (*Pinus sylvestris* L.) w warunkach zróżnicowanej wilgotności i żyzności podłoża. Sylwan 156(2), 100-111.

TYMOSZUK A., ZALEWSKA M. 2014. Biological factors affecting regeneration of adventitious shoots from *in vitro* isolated ligulate florets of *Chrysanthemum*. Acta Sci. Pol., Hortorum Cultus 13(3), 155- 165.

UDDIN A. F., 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.

URBAŃSKI P. 2006. Uprawa trawy lampasowej (*Cortaderia selloana* Aschers. Et. Graebn.). Biul. Ogrod. Bot. Muz. Zbior. 15, 121-125.

VAN LEEUWEN P. J., TROMPERT J. 2012. Forceren *Eucomis* afhankelijk van soort. Bloembollen Visie 236, 20-21.

VAN WYK B. E. 2008. A broad review of commercially important southern African medicinal plants. Journal of Ethnopharmacology 119, 342-355.

VAN WYK B. E. 2015. A review of commercially important African medicinal plants. Journal of ethnopharmacology 176, 118-134.

VAN WYK B. E. 2017. A Review of African Medicinal and Aromatic Plants. Medicinal and Aromatic Plants of the World-Africa 3, 19-60

VON AHLEFELDT D., CROUCH N. R., NICHOLS G., SYMMONDS R., MCKEAN S., SIBIYA H., CELE P. 2003. Medicinal plants Traded on South Africa‘s Eastern Seaboard. Ethekwini Parks Department and University in Natal, Durban 71, 452.

WALKER R., MORRIS T., BROWN P., GRACIE A. 2004. Evaluation of potential for chitosan to enhance plant defense. Publication of Rural Industries Research and Development Corporation 4, 55.

WANG W. P. DU Y. M., WANG X. Y. 2008. Physical properities of fungal chitosan. World J. Microbiol. Biotechn. 24(11), 2717-2720.

WANICHPONGPAN P., SURIYACHAN K., CHANDRKRACHANG S. 2001. Effects of chitosan on the growth of Gerbera flower plant (*Gerbera jamensonii*). Chit. Chitos. Life Sci. 198-201.

WELSH T. E. 2007. Making Pineapple lilies for the World. Starter Plants 325, 155-162.

WILLIAMS V. L. 2003. Hawkers of health: an investigation of the Faraday Street traditional medicine market in Johannesburg. Gauteng, Plant Ecology and Conservation Series, 15.

WILLIAMS V. L., VICTOR J. E., CROUCH N. R. 2013. Red listed medicinal plants of South Africa: status, trends, and assessment challenges. South African Journal of Botany 86, 23-35.

WILSON Y. 2006. *Eucomis*. Garden Mastery Tips 360-397.

WINKLER A. J., DOMINGUEZ-NUÑEZ J. A., ARANAZ I., POZA-CARRIÓN C., RAMONELL K., SOMERVILLE S., BERROCAL-LOBO M. 2017. Short-chain chitin oligomers: Promoters of plant growth. Mar. Drugs 15(2), 40.

WIŚNIEWSKA J., PIETRZYKOWSKA B. S., SZYNDEL B., TRETYN A. 2009. Lokalizacja gradientu auksyny oraz rozmieszczenie białek PIN w proliferującym i różnicującym się transgenicznym kalusie *Arabidopsis thaliana*. Zesz. Probl. Post. Nauk Rol. 534, 297-305.

WITOMSKA M., ŁADYŻYŃSKA K. 2001. Wpływ światła i auksyn na ukorzenianie *in vitro* i jakość pędów petunii (*Petunia hybrida* Ursynia). Zesz. Nauk. AR w Krakowie 379, 193–197.

WOJDYŁA A. T. 2004. Chitosan (Biochikol 020 PC) in the control of some ornamental foliage diseases. Comm. Agric. Appl. Biol. Sci. 69, 705-715.

WOŹNY A. 2010. Wpływ jakości światła na wzrost rozsady wybranych gatunków roślin kwietnikowych. Zesz. Probl. Post. Nauk Roln. 551, 423-429.

WOŹNY A. 2011. Use of light to control the growth of *Salvia splendens* Sellow ex. Roem. et Schult. Seedlings. Acta. Sci. Pol., Hortorum Cultus 10(4), 99-106.

WOŹNY A. 2012. Zastosowanie światła w kontroli wzrostu i rozwoju roślin ozdobnych. Prace Instytutu Elektrotechniki 255, 225-234.

WOŹNY A., JERZY M. 2004. Wpływ barwy światła na zimowe kwitnienie tulipana. Pr. Komis. Nauk Rol. i Biot. BTN 52, 375-381.

WOŹNY A., RYMARZ D. 2017. Ukorzenianie sadzonek chryzantemy wielkokwiatowej z zastosowaniem diod elektroluminescencyjnych. Polish J. for Sust. Develop. 21(2), 153-160.

WOŹNY A., ZALEWSKA M. 2006. The effect of blue light on the growth of chrysanthemum under long and short day. EJPAU 9(4), 44.

WOŹNY A., ZALEWSKA M. 2008. The effect of the light colour on the growth and flowering of narcissi under long-day and high quantum irradiance conditions. EJPAU 11(2), 19.

XEGO S., KAMBIZI L., NCHU F. 2016. Threatened medicinal plants of South Africa: case of the family *Hyacinthaceae*. African Journal of traditional, complementary and alternative medicines 13(3), 169- 180.

YANAGAWA T. 2005. Propagation of bulbous ornamentals by simple cultures of bulb-scale segments using plastic vessels. Acta Hort. 673, 343–348.

YANG L., REN X., TANG F., ZHANG L. 2009. A practical glucose biosensor based on Fe_3O_4 nanoparticles and chitosan/nafion composite film. Biosensors and Bioelectronics 25(4), 889-895.

ZAWADZIŃSKA A., KLESSA M. 2007. Wpływ podłoży z dodatkiem kompostów na wzrost i pokrój pelargonii rabatowej (*Pelargonium* × *hortorum* Bailey). Rocz. AR Pozn., Ogrodn. 41, 241-245.

ZENKTELER E. 2000. Systemy wegetatywnego rozmnażania paproci *in vivo* oraz *in vitro*. Ser. Biol. Uniwersytet im. Adama Mickiewicza w Poznaniu 62, 54-71.

ZHANG W., SONG L., TEIXEIRA DA SILVA J.A., SUN H. 2013. Effects of temperature, plant growth regulators and substrates and changes in carbohydrate content during bulblet formation by twin scale propagation in *Hippeastrum vittatum* 'Red Iion'. Sci. Hortic 160, 230–237.

ZONNEVELD B. J. M., DUNCAN G. D. 2010. Genome sizes of *Eucomis* L'Hér. (*Hyacinthaceae*) and a description of the new species *Eucomis grimshawii* GD Duncan & Zonneveld. Plant syst. and evol. 284(1-2), 99-109.

ŻURAWIK P. 2013. Wpływ suszu krewetkowego i chitozanu oraz metod uprawy na wzrost, rozwój, wartość dekoracyjną i plon bulw potomnych frezji (*Freesia* Eckl. ex Klatt). Wyd. Ucz. Zacho. Uni. Tech. 13-15.

ŻURAWIK P., BARTKOWIAK A. 2009a. Wpływ chitozanu na cechy morfologiczne frezji z grupy Beach. Zesz. Probl. Postęp. Nauk Rol. 539, 831-837.

ŻURAWIK P., BARTKOWIAK A. 2009b. Plon bulw potomnych frezji z grupy Beach w zależności od metody aplikacji chitonu. Zesz. Probl. Postęp. Nauk Rol. 539, 823-829.

Informacje z zasobu światowej sieci internetowej z 11.03.2019 roku:

1. https://www.multiflora.co.za/
2. https://www.ppr.pl/ekonomia/legislacja/ochrona-roslin-akty-prawne-europejskie-135953
3. http://www.nutechintl.com/hansatech-handy-pea.htm
4. https://sensing.konicaminolta.asia/product/chlorophyll-meter-spad-502plus/

STRESZCZENIE

Wpływ wybranych czynników agrotechnicznych na stan fizjologiczny i ukorzenianie sadzonek liściowych oraz plon cebul eukomis czubatej `Sparkling Burgundy`

W latach 2015-2018 w Zachodniopomorskim Uniwersytecie Technologicznym w Szczecinie, w warunkach kontrolowanych i produkcyjnych, przeprowadzono cztery niezależne doświadczenia. W badaniach oceniano, jak na stan fizjologiczny sadzonek *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy`, podczas okresu ukorzeniania, a także na wielkość i jakość wykształconego systemu korzeniowego oraz plonu cebul przybyszowych wpływają: ukorzeniacz Aqua B (bez ukorzeniacza, z ukorzeniaczem), zróżnicowana barwa światła (biała, niebieska, czerwona), typ sadzonki (nasadowa, środkowa, wierzchołkowa), rodzaj podłoża (torf, perlit, piasek, torf i perlit 1:1, torf i piasek 1:1), masa cząsteczkowa chitozanu (7000, 10000 $g \cdot mol^{-1}$) i sposób jego aplikacji (moczenie, podlewanie, opryskiwanie) oraz termin pozyskania sadzonek (faza wegetatywna, faza generatywna).

Reprodukcja za pomocą sadzonek liściowych *Eucomis comosa* `Sparkling Burgundy` decydowała o zwiększeniu współczynnika rozmnożenia. Niezależnie od zastosowanych w badaniach czynników, z jednej sadzonki o długości 10 cm uzyskano nawet do 9 cebul przybyszowych. Natomiast z jednej rośliny matecznej, bez negatywnego wpływu na jej wzrost i rozwój, pozyskano od 3 do 4 liści. Najodpowiedniejszym terminem do cięcia sadzonek była faza wegetatywna. Większy plon wykształconych cebul przybyszowych, wyrażony liczbą, masą oraz ich średnicą uzyskano w przypadku sadzonek ciętych z części nasadowych i środkowych, niż wierzchołkowych liścia.

Wszystkie oceniane w doświadczeniach czynniki wpływały na stan fizjologiczny sadzonek liściowych. Podczas całego okresu ukorzeniania, traktowanie sadzonek ukorzeniaczem Aqua B decydowało o zwiększeniu F_O i F_M. Natomiast pod koniec cyklu ukorzeniania, stosowanie tego preparatu wpływało na zwiększenie również T_{FM}, F_V, F_V/F_M. Doświetlanie lampami emitującymi światło barwy białej powodowało zwiększenie jedynie wartości T_{FM}. Z kolei światło barwy niebieskiej oddziaływało na wzrost parametrów F_M, F_V, F_V/F_M oraz PI. Sadzonki umieszczone w podłożu torfowym charakteryzowały się większą wartością F_V i F_M. Ukorzenianie zaś sadzonek w mieszaninie torfu z perlitem (1:1) wpływało na zwiększenie czasu wzrostu fluorescencji chlorofilu od początku pomiaru do osiągnięcia maksimum wskaźnika witalności. O zwiększeniu maksymalnej potencjalnej efektywności reakcji fotochemicznych w PS II decydowało umieszczenie sadzonek w podłożu torfowym, piasku, a także w mieszaninie składającej się z torfu i perlitu (1:1). Traktowanie sadzonek chitozanem o masie cząsteczkowej 7000 $g \cdot mol^{-1}$ wpływało na zwiększenie parametru T_{FM}. Podlewanie chitozanem, w porównaniu do moczenia lub opryskiwania decydowało o zwiększeniu T_{FM}, F_O oraz PI.

Niezależnie od terminu pomiaru, traktowanie sadzonek ukorzeniaczem Aqua B wpływało na zwiększenie ich indeksu zazielenienia. O zwiększeniu tego parametru decydowało także doświetlanie sadzonek lampami emitującymi białą barwę światła. Światło barwy niebieskiej z kolei powodowało zmniejszenie natężenia zielonej barwy sadzonek. Intensywniej zazielenione były sadzonki pozyskane

ze środkowej i wierzchołkowej, niż nasadowej części liścia. Stosowanie chitozanu o mniejszej masie cząsteczkowej, tj. 7000 g·mol^{-1}, w porównaniu do aplikacji tego biopreparatu o większej masie cząsteczkowej, tj. 10000 g·mol^{-1}, decydowało o zwiększeniu natężenia zielonej barwy ukorzenianych sadzonek.

Stosowanie ukorzeniacza Aqua B znacząco wpływało na zwiększenie parametrów wykształconych przez sadzonki liściowe korzeni przybyszowych. Również doświetlanie sadzonek światłem barwy białej decydowało o zwiększeniu liczby, długości oraz masy uformowanych korzeni. Sadzonki cięte z części nasadowych liści charakteryzowały się najlepiej wykształconymi korzeniami, w porównaniu z sadzonkami pozyskanymi z części wierzchołkowej. Spośród zastosowanych rodzajów podłoża, najkorzystniej na intensyfikację rozwoju systemu korzeniowego wpływała mieszanina torfu i perlitu w stosunku 1:1. Zarówno większą liczbą, jak i długością wykształconych korzeni odznaczały się sadzonki traktowane chitozanem o masie cząsteczkowej 7000, niż 10000 g·mol^{-1}.

Na zwiększenie plonu wykształconych cebul przybyszowych wpływało traktowanie sadzonek ukorzeniaczem Aqua B. Spośród zastosowanych do doświetlania sadzonek barw światła, najsilniej na współczynnik rozmnożenia, odnoszący się do liczby, masy i średnicy wytworzonych cebul, oddziaływało światło białe. Ponadto większą liczbą wykształconych cebul odznaczały się sadzonki cięte z części nasadowych i środkowych, niż wierzchołkowych liścia. Najwięcej cebul przybyszowych uformowało się u nasady sadzonek umieszczonych w podłożu składającym się z torfu i perlitu (1:1) oraz torfu i piasku (1:1). Cebule o większej masie natomiast wykształciły się na sadzonkach ukorzenianych w piasku, zaś o większej średnicy na tych, które umieszczono w podłożu składającym się z torfu i perlitu (1:1). Traktowanie sadzonek chitozanem o masie cząsteczkowej 7000 g·mol^{-1}, wpływało na zwiększenie liczby oraz masy uformowanych na sadzonkach cebul przybyszowych. Spośród zastosowanych metod aplikacji tego związku, najkorzystniej na uzyskany plon cebul oddziaływało moczenie sadzonek.

Słowa kluczowe: rozmnażanie wegetatywne, ukorzeniacz, chitozan, barwa światła, podłoże

SUMMARY

Effects of selected agrotechnical treatments on physiological characteristics and rooting of leaf cuttings and bulblet yield of pineapple lily 'Sparkling Burgundy'

Four independent experiments in controlled and field conditions were performed in the years 2015-2018 at the West Pomeranian University of Technology in Szczecin. The studies evaluated how the physiological characteristics of *Eucomis comosa* 'Sparkling Burgundy' cuttings, the size and quality of their root system and the yield of adventitious bulblets were affected by: a rooting agent Aqua B (with and without the rooting agent), different light color (white, blue, red), cutting type (collected from the basal, central or apical part of a leaf), substrate type (peat, perlite, sand, peat and perlite 1:1, peat and sand 1:1), chitosan molecular weight (7000, 10000 $g \cdot mol^{-1}$), its application method (soaking, watering, spraying), and time of the cutting collection (generative or vegetative stage).

Reproduction of *Eucomis comosa* 'Sparkling Burgundy' with leaf cuttings improved the species propagation rate. Regardless of the experimental variant, a single cutting 10 cm in length yielded up to nine adventitious bulblets. One parental plant could provide three to four leaves without negative effects on its growth and development. The vegetative stage was the most suitable for collecting the cuttings. The cuttings obtained from the basal and central sections of the leaves provided better yield of well-developed adventitious bulblets in terms of their number, weight and diameter, than the cuttings collected from the leaf apical zone.

All experimental variables affected physiological characteristics of the leaf cuttings. Treatments with Aqua B rooting agent improved F_O and F_M along the entire rooting period. When the preparation was used towards the end of the rooting phase, it also enhanced T_{FM}, F_V, and F_V/F_M ratio. Illumination with lamps emitting white light increased only T_{FM} values, while blue light boosted F_M, F_V, F_V/F_M and PI. The cuttings grown in peat achieved higher F_V and F_M, while those rooted in peat and perlite (1:1) demonstrated a prolonged time of chlorophyll fluorescence growth from the beginning of a measurement to the maximum of the vitality index. The increase of maximum potential efficiency of PS II photochemical reactions depended also on placing the cuttings in peat, sand, and peat and perlite (1:1) mixture. Treating the cuttings with chitosan of molecular weight 7000 $g \cdot mol^{-1}$ enhanced T_{FM}, and watering with chitosan more effectively boosted T_{FM}, F_O and PI than soaking or spraying.

Irrespective of the measurement date, application of Aqua B rooting agent enhanced greenness index of the cuttings. This parameter was also improved following illumination with lamps emitting white light, while blue light decline green pigmentation intensity. The cuttings obtained from the central and apical part of the leaves showed more intense green coloration. Chitosan of lower molecular weight, i.e. $7000 g \cdot mol^{-1}$ was more effective in enhancing green pigmentation intensity of the rooting cuttings than chitosan of greater molecular weight, i.e. $10000 g \cdot mol^{-1}$.

The use of Aqua B significantly improved parameters of the adventitious roots produced by the leaf cuttings. Illumination with white light also enhanced the number, length and weight of these roots.

The cuttings originated from the basal zone of the leaf produced better developed roots than those from the apical zone. The 1:1 mixture of peat and perlite most efficiently intensified the root system development. The cuttings treated with chitosan of lower molecular weight grew more abundant and longer roots than those treated with chitosan of greater molecular weight.

Aqua B boosted the yield of adventitious bulblets produced by the rooting cuttings, and white light proved the most efficient in enhancing propagation index reflected by the number, weight and diameter of the new bulblets. Moreover, the cuttings obtained from the basal and central zone of the leaf produced more bulblets than those derived from the apical part. The largest number of adventitious bulblets formed at the base of cuttings grown in the substrates consisting of peat and perlite (1:1), and peat and sand (1:1). Bulblets of the greatest weight developed from the cuttings rooted in the sand, and bulblets of the greatest diameter from cuttings kept in peat and perlite (1:1). Treating the cuttings with chitosan (7000 $g \cdot mol^{-1}$) increased the number and weight of developing adventitious bulblets. Soaking proved the most effective methods of chitosan application, as it most preferably affected the bulblet yield.

Key words: vegetative reproduction, rooting agent, chitosan, light color, substrate