

Szkoła Główna Gospodarstwa Wiejskiego
w Warszawie
Wydział Ogrodnictwa i Biotechnologii

Julia Jarosławska
181403

Wpływ spektrum światła na wzrost i kwitnienie wybranych gatunków roślin ozdobnych

The effect of light spectrum on the growth and flowering of selected
species of ornamental plants

Praca magisterska
na kierunku Ogrodnictwo

Praca wykonana pod kierunkiem
dr hab. Agaty Jędrzejuk

Promotor pomocniczy: mgr inż. Natalia Kuźma
Samodzielny Zakład Roślin Ozdobnych

Warszawa, 2020 rok

Obecna praca jest częścią pracy zbiorowej wykonywanej razem z Anną Kawińską.

*Składam serdeczne podziękowania
Pani dr hab. Agacie Jędrzejuk
oraz mgr inż. Natalii Kuźmie za okazywaną cierpliwość
i pomoc w trakcie przygotowywania pracy dyplomowej,
firmie Volmary za otrzymany materiał roślinny
i firmie Plantalux za udostępnienie diod LED.*

Oświadczenie promotora pracy

Oświadczam, że niniejsza praca została przygotowana pod moim kierunkiem i stwierdzam, że spełnia warunki do przedstawienia tej pracy w postępowaniu o nadanie tytułu zawodowego.

Data

Podpis promotora pracy

Oświadczenie autora pracy

Świadom odpowiedzialności prawnej, w tym odpowiedzialności karnej za złożenie fałszywego oświadczenia, oświadczam, że niniejsza praca dyplomowa została napisana przeze mnie samodzielnie i nie zawiera treści uzyskanych w sposób niezgodny z obowiązującymi przepisami prawa, w szczególności ustawą z dnia 4 lutego 1994 r. o prawie autorskim i prawach pokrewnych (Dz. U. Nr 90 poz. 631 z późn. zm.)

Oświadczam, że przedstawiona praca nie była wcześniej podstawą żadnej procedury związanej z nadaniem dyplomu lub uzyskaniem tytułu zawodowego.

Oświadczam, że niniejsza wersja pracy jest identyczna z załączoną wersją elektroniczną.

Przyjmuję do wiadomości, że praca dyplomowa poddana zostanie procedurze antyplagiatowej.

Data

Podpis autora pracy

Streszczenie

Wpływ spektrum światła na wzrost i kwitnienie wybranych gatunków roślin ozdobnych

Produkcja roślin ozdobnych w Polsce stale rośnie. Popularne gatunki wymagają skarlania w celu minimalizacji zajmowanej przestrzeni produkcyjnej oraz dla zachowania kompaktowego rozmiaru roślin. Niestety, regulacja wzrostu roślin bywa czasochłonna, a stosowane powszechnie preparaty chemiczne – szkodliwe dla środowiska. W produkcji roślin rabatowych oraz wybranych doniczkowych, pomocne może być zastosowanie odpowiedniego spektrum światła wytwarzanego przez diody LED (ang. Light Emitting Diode), które zasadniczo oddziałuje na ich parametry wzrostu, pozwalając jednocześnie na oszczędność energii elektrycznej.

Celem przeprowadzonego doświadczenia było określenie skuteczności wybranego spektrum światła emitowanego przez diody LED na wzrost petunii ogrodowej i poinsecji nadobnej. Badanie zostało przeprowadzone w 2019 roku w Samodzielnym Zakładzie Roślin Ozdobnych. W trakcie doświadczenia zbadano wpływ różnych barw światła na wybrane parametry biometryczne i biochemiczne badanych roślin oraz na rozwój generatywny petunii. Światło czerwone wykazało pozytywny wpływ na dynamikę kwitnienia petunii oraz na większość badanych parametrów biometrycznych u obu gatunków, lecz przyczyniło się do zmniejszenia zawartości badanych barwników roślinnych i wolnych aminokwasów. Natomiast niebieskie światło niekorzystnie wpłynęło na ilość białek rozpuszczalnych u petunii.

Słowa kluczowe: lampy LED, regulacja pokroju, poinsecja, *Petunia x hybrida*

Summary

The effect of light spectrum on the growth and flowering of selected species of ornamental plants

The production of ornamental plants in Poland is constantly developing. Common ornamental species require stunting to minimize the production greenhouse space and to keep the compact plant. Unfortunately, regulation of plant growth can be time-consuming, and commonly used preparations are harmful to the environment. In the production of ornamental plants, it may be helpful to use the appropriate spectrum of light, which essentially affects their growth parameters, equally saving energy.

The aim of the current study, was to determine the effectiveness of the applied LED diodes on the growth of petunia and poinsettia. The study was conducted in 2019 at the Independent Section of Ornamental Plants. The effect of various light spectrum on selected biometric and biochemical parameters of both studied plants and on the generative development of petunia flower buds was investigated. Red light showed a positive effect on the dynamics of petunia flowering and on most of the examined biometric parameters in both species, but it contributed to the reduction of the content of the tested photosynthetic plant pigments and free amino acids. In contrast, blue light adversely affected the content of soluble proteins in petunia.

Key words: LED lamps, growth regulation, poinsettia, petunia

SPIS TREŚCI

I.	WSTĘP	8
II.	CEL BADAŃ.....	9
III.	PRZEGLĄD LITERATURY	10
	1. Warunki produkcji roślin rabatowych pod osłonami.....	10
	2. Metody regulacji pokroju roślin rabatowych.....	12
	3. Wpływ rodzaju i widma światła na wzrost i kwitnienie roślin rabatowych	15
IV.	METODYKA BADAŃ	21
	1. Materiał roślinny.....	21
	2. Warunki wzrostu roślin.....	25
	3. Pomiary biometryczne, analizy biochemiczne i obserwacje anatomiczne .	25
	3.1. Pomiary biometryczne	25
	3.2. Analizy biochemiczne.....	25
	3.2.1. Oznaczanie absolutnie suchej masy	26
	3.2.2. Oznaczanie zawartości chlorofilu oraz karotenoidów.....	26
	3.2.3. Oznaczanie zawartości białek rozpuszczalnych.....	26
	3.2.4. Oznaczanie zawartości wolnych aminokwasów	26
	3.3. Ocena mikroskopowa materiału roślinnego	27
	4. Sposób opracowywania wyników	28
V.	WYNIKI BADAŃ	29
	1. Wpływ spektrum światła na wybrane parametry biometryczne petunii ogrodowej w zależności od terminu	29
	2. Wpływ spektrum światła na wybrane parametry biochemiczne petunii ogrodowej w zależności od terminu i widma światła	39
	3. Obserwacje mikroskopowe dynamiki rozwoju pąka kwiatowego petunii ogrodowej w zależności od spektrum światła.....	55
	4. Wpływ spektrum światła na wybrane parametry biometryczne poinsecji w zależności od terminu	57
VI.	DYSKUSJA.....	62
VII.	WNIOSKI.....	67
VIII.	LITERATURA	68

I. WSTĘP

Petunia i poinsecja to gatunki powszechnie uprawianych roślin ozdobnych. Są produkowane na całym świecie zazwyczaj jako rośliny rabatowe lub doniczkowe, szczególnie z powodu wysokiej dekoracyjności kwiatów lub liści przykwiatowych. Ze względu na zarówno zmniejszającą się powierzchnię produkcyjną, jak i z powodu ograniczonych możliwości transportu roślin, warunki produkcji stają się coraz bardziej wymagające i koncentrują się na zmniejszeniu wymiarów roślin. Zwiększony rozmiar rośliny może przyczynić się do uszkodzeń w trakcie transportu i zaistnienia potrzeby zwiększenia areалу produkcji. Ponadto, znaczącą kwestią jest liczba oraz dekoracyjność kwiatów, która jest zależna od barwy światła oddziałującego na uprawianą roślinę. Dlatego pożądaną cechą jest kompaktowy pokrój roślin, pozwalający na oszczędność nakładu roboczego i przestrzeni zajmowanej przez rośliny doniczkowe, istotny jest także z punktu widzenia klienta. Istnieją metody pozwalające na sprostanie przytoczonym wymaganiom, a są to: manipulacja spektrum światła, stosowanie folii fotoselektywnych, uprawa roślin w pojemnikach o ograniczonej ilości podłoża, sterowanie fotoperiodem, czy też zmniejszone nawadnianie. Działania te są skuteczne w osiągnięciu zwartego pokroju roślin.

W poniższej pracy przeprowadzono doświadczenie dotyczące reakcji petunii ogrodowej i poinsecji na spektrum światła białego, białego: niebieskiego, białego: czerwonego i białego: czerwonego: niebieskiego w zakresie rozwoju i kwitnienia badanych roślin.

II. CEL BADAŃ

Celem pracy była ocena wpływu wybranego spektrum światła na wzrost oraz kwitnienie petunii ogrodowej 'Dark Red' i poinsecji 'Christmas Feelings'. Oddziaływanie światła w poszczególnych kombinacjach (białe, białe: czerwone, białe: niebieskie, białe: czerwone: niebieskie) oceniane było na podstawie oceny biometrycznej petunii i poinsecji oraz z oparciem o badania biochemiczne petunii. Dokonano również oceny mikroskopowej pąków kwiatowych petunii ogrodowej.

III. PRZEGLĄD LITERATURY

1. Warunki produkcji roślin rabatowych i doniczkowych pod osłonami

Rośliny rabatowe obejmują dużą grupę jednorocznych i wieloletnich gatunków roślin, które wzbogacają krajobraz barwami zależnie od sezonu, ponadto stanowią ozdobę dla wiszących koszy (Carlson i in. 1980). Tempo rozwoju, jak i technologia produkcji roślin rabatowych w Polsce i na świecie ulega dynamicznym zmianom. Niektóre firmy lub gospodarstwa kupują sadzonki sprowadzane z krajów ciepłego klimatu, a dalszy rozwój roślin odbywa się w danych gospodarstwach. Wiadome jest, że czynniki środowiskowe, takie jak temperatura, światło, podlewanie, nawożenie i urazy mechaniczne wpływają na morfologię roślin. Jednakże manipulacja niektórymi z tych czynników może wpływać na opóźnianie lub hamowanie kwitnienia (Langton i Horridge 2006; Myster i Moe 1995).

Produkcja szklarniowa umożliwia prowadzenie upraw o stosunkowo wysokiej wartości przez cały rok. Strukturami szklarniowymi mogą być szkło, przezroczyste włókno szklane, przezroczysty poliwęglan, oraz pokryte polietylenem ramy metalowe, drewniane i PVC (Mastalerz 1977). Rabatowe rośliny doniczkowe są rozmnażane zarówno przez nasiona, jak i poprzez sadzonki. Siew można wykonywać ręcznie, ale najczęściej odbywa się on za pomocą automatycznego siewnika, obrotowej wytrząsarki bębnowej lub siewnika podciśnieniowego, który rozmieszcza pojedyncze nasiona do paletek rozsadowych, tzw. multiplatów. Natomiast produkcja rozsady z nasion trwa około 10 do 14 tygodni, ale może potrwać dłużej w przypadku niektórych gatunków roślin. Rośliny mateczne są wykorzystywane jako źródło sadzonek. Sadzonki umieszcza się w multiplatach, stosując jako podłoże mieszankę torfu z wermikulitem lub perlitem. Ukorzenianie trwa około 6 do 10 tygodni (Agricultural Statistics Board 2000).

Jednymi z najczęściej produkowanych roślin rabatowych na masową skalę w wielu krajach są petunia oraz poinsecja. Gatunki te występują w wielu odmianach, stanowiąc barwną dekorację tarasów i ogrodów. Petunia ogrodowa (*Petunia x hybrida*) jest powszechnie uprawianą, bujnie rosnącą rośliną jednoroczną. Zależnie od pojemnika w którym jest produkowana, potrzebuje do wzrostu od 5 do 11 tygodni. Wymagania nawożeniowe danego gatunku są następujące; należy zastosować 200 – 250 ppm azotu, dodając zbilansowany nawóz wapniowo – magnezowy o niskiej zawartości fosforu, lub

bardziej kwaśny nawóz zawierający amon. Przewodność elektryczna (EC) powinna wynosić około 2,3 do 2,7 mS/cm przy pH między 5,4 a 5,8. Zaleca się stosowanie dodatkowego chelatu żelaza, aby uniknąć niedoborów żelaza, szczególnie przy podwyższonym pH (>6,0) i warunkach o wysokiej temperaturze. Petunia osiąga efektywny wzrost wegetatywny, gdy temperatura wynosi 18 - 24°C w ciągu dnia i 13 - 16°C w nocy. Niższa temperatura uprawy może spowodować opóźnienie kwitnienia. Petunie nie są wysoce wrażliwe na działanie dnia długiego, jednak niektóre odmiany są naturalnie późniejsze niż inne. Rośliny uprawiane w większości doniczek powinno się przycinać raz, natomiast petunie rosnące w większych pojemnikach mogą wymagać dwukrotnego zabiegu formowania pędów. Regulator wzrostu może być wykorzystany do rozgałęziania roślin, a także jako kontrola rozmiaru rośliny. Szkodniki takie, jak wciornastki, zwójki i liściarze, a także różne wirusy mogą powodować problemy. Jako środki owadobójcze pomocne są Avid i Citation oraz Conserve przeciw wciornastkom i Dipel w celu zwalczania zwójek. Stosowanie fosforanu trójsodowego podczas cięcia wspomaga ochronę przeciw patogenom wirusowym. W celu zapewnienia ochrony przed chorobami grzybowymi, należy stosować środki grzybobójcze (Greenhouse Grower 2012).

Poinsecja, inaczej gwiazda betlejemska lub wilczomlec nadobny (*Euphorbia pulcherrima*), jest rośliną dnia krótkiego i należy do rodziny wilczomleczowatych (Euphorbiaceae), która obejmuje około 2000 gatunków (Yang i in. 2012). Rośliny te pochodzą z Meksyku i Gwatemali oraz rozprzestrzeniają się na całym świecie, z wyjątkiem regionu arktycznego. W naturze zwykle mają nieduże, zdrewniałe pędy i dorastają do 3 metrów wysokości i posiadają pojedyncze żeńskie kwiaty otoczone pojedynczymi kwiatami męskimi, tworząc strukturę w kształcie miseczki zwaną cyjantium (Sabir 2017). Poinsecję cechują także zmodyfikowane, czerwone liście zwane przylistkami, które szczególnie nadają wartość ozdobną tym roślinom (Rowell i Coolong 2010). Optymalna temperatura dla rozwoju kwiatów powinna wynosić 23 – 26°C podczas gdy średnia dzienna temperatura wzrasta z 16 do 22°C, wzrasta tempo rozwoju kwiatów. Natomiast temperatura w nocy nie powinna przekraczać 22°C (Ecke III i in. 2004). Ponieważ jest to roślina dnia krótkiego, wymaga długich nocy w celu rozpoczęcia kwitnienia (Wang i in. 2003) z długością dnia wynoszącą 12,5 godziny, co naturalnie występuje w okresie od listopada do grudnia (Kristoffersen 1969). Podczas produkcji (Fot. 1) najczęściej stosuje się 9-11 centymetrowe doniczki, a uprawa poinsecji trwa od lipca do grudnia. Sadzonki są pobierane z

mateczników, które odnawiają się co rok (Cecot 2015). W uprawie szklarniowej powszechnie stosuje się takie regulatory wzrostu, jak daminozyd czy paklobutrazol (de Castro i in. 2004) aby uzyskać rośliny karłowate, silne i zwarte.



Fot. 1. Produkcja poinseccji

2. Metody regulacji pokroju roślin rabatowych i doniczkowych

Kontrola wzrostu roślin ma kluczowe znaczenie w produkcji szklarniowej roślin ozdobnych. Wprowadzenie chemicznych retardantów wzrostu, tzw. retardantów w latach 60. stworzyło podstawy nowoczesnego przemysłu roślin doniczkowych, w którym rośliny będące pierwotnie krzewami lub nawet drzewami, są produkowane jako małe rośliny osiągające maksymalną wysokość 20 cm. Ograniczenie objętości bryły korzeniowej związane jest z koncepcją uprawy i powoduje zahamowanie wzrostu roślin (Poorter i in. 2012), jednak nadal konieczne jest podejmowanie dalszych działań, aby uzyskać pożądaną jakość roślin. Jednymi z zalet mniejszego rozmiaru roślin są minimalizacja zajmowanej

przeźreni na terenie produkcji oraz oszczędność miejsca podczas transportu, gdzie również narażenie rośliny na uszkodzenia będzie mniejsze (Bergstrand 2017).

Oprócz podstawowych sposobów ograniczających wzrost, takich jak uprawa roślin w pojemnikach o ograniczonej ilości podłoża, uszczykiwanie/przycinanie i selekcja odmian kompaktowych, stosuje się chemiczne środki opóźniające wzrost roślin, tzw. retardanty (PGRs – ang. Plant Growth Regulators), np. paclobutrazol, flurprimidol i daminozyd (Bergstrand i in. 2016; Skytt Andersen i Andersen 2000). Ich ogólny sposób działania polega na hamowaniu biosyntezy gibereliny, która jest hormonem wzrostu o największym wpływie na wydłużenie rośliny, a szczególnie komórek (Bergstrand 2017). Metody te pozwalają na uzyskanie roślin o zwartym pokroju. Jednakże, stosowanie chemicznych środków opóźniających wzrost jest wątpliwe zarówno z punktu widzenia ochrony środowiska, jak i zdrowia pracowników. Liczba dostępnych substancji do regulacji wzrostu maleje ze względu na przepisy krajowe i unijne (Hendriks i Ueber 1995; Lökke i Christensen 2008).

Alternatywne sposoby na kontrolę wzrostu, to: ograniczenie dostępności wody przez zmniejszone nawadnianie, metody związane z regulacją temperatury takie, jak ujemny DIF - wyższa temperatura nocna niż dzienna i DROP - znaczne obniżenie temperatury w godzinach porannych (Bertram i Karlsen 1994; Bouly i in. 2007; Erwin i in. 1989; Langton i Cockshull 1997; Ueber i Hendriks 1992). W badaniach nad ogórkiem zaobserwowano redukcję długości łodygi nawet o 27% pod wpływem ujemnego DIF w porównaniu z DIF dodatnim (Grindal Patil i Moe 2009). Również w lilii, Miller i inni (1993) stwierdzili, że ujemny DIF znacznie zmniejszył nie tylko długość łodygi, ale także suchą masę liści w porównaniu z dodatnim DIF, nie opóźniając przy tym kwitnienia. Jednak dla *Kalanchoe* negatywny DIF nie był zalecany (Kresten Jensen 1994). W pokrewnej koncepcji DROP przyjmuje się, że elongacja pędów osiąga maksimum w godzinach świtu (Bertram 1992), więc prawdopodobnie działa ona poprzez spowolnienie procesów podziałów komórkowych w czasie, gdy są one najbardziej intensywne – w ten sposób elongacja jest redukowana. Grindal i Moe (1994) stwierdzili, że spadek temperatury z 18°C do 12°C przez 3 godziny przed świtem wpłynął na zmniejszenie długości łodygi, szypułki i wysokości u begonii. Zaobserwowali również, że spadek temperatury ma największy wpływ u roślin dnia krótkiego. Podobny efekt wystąpił u poinsecji, natomiast nastąpiło opóźnienie rozwoju rośliny (Moe i in. 1992). Możliwa jest także dynamiczna kontrola klimatu. Pozwala ona na uzyskiwanie wyższych temperatur w ciągu dnia (gdy słońce ogrzewa szklarnię) i kompensuje spadki temperatury występujące w nocy, co zmniejsza zużycie energii. Stosując

niższą temperaturę w nocy można uzyskać efekt zmniejszenia elongacji pędów, podczas gdy zużycie energii jest mniejsze w porównaniu z konwencjonalnymi strategiami ogrzewania (Möller-Nielsen, pers. comm. 2014). Sterowanie fotoperiodem poprzez jego skracanie za pomocą ekranów zaciemniających może być także efektywną metodą wydłużania pędów u niektórych gatunków roślin (Schüssler i Bergstrand 2012; Schüssler i Kosiba 2006).

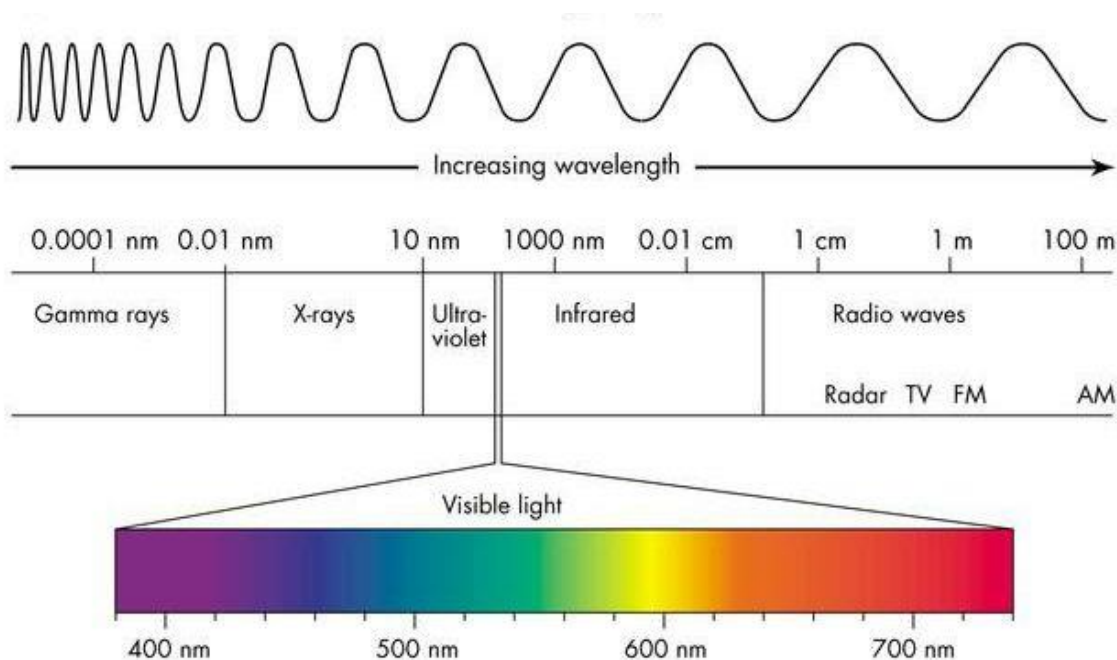
Skutecznym sposobem na kontrolowanie wzrostu ozdobnych roślin rabatowych i doniczkowych, okazuje się być również manipulacja spektrum światła (Folta i Childers 2008; Hendriks i Ueber 1995; van Ieperen 2012). Zastosowanie technologii LED (ang. Light Emitting Diode) może stworzyć nowe możliwości w zakresie wpływania na wzrost i rozwój roślin poprzez manipulowanie spektrum światła, jednak ta koncepcja jest jeszcze słabo zbadana w odniesieniu do roślin ozdobnych (Massa i in. 2008). Inna opcją wykorzystywaną w celu otrzymania zwartego pokroju rośliny jest naśladowanie podmuchów wiatru. Powodują one wystąpienie stresu mechanicznego u rośliny, który w efekcie wpływa na zmniejszenie długości łodygi, ale rozwój liści pod względem powierzchni, suchej i świeżej masy jest intensywniejszy (Latimer i Mitchell 1988). W badaniach Garnera i Björkmana (1996) uzyskano zmniejszenie długości łodygi nawet o 30% bez redukcji biomasy, gdy sadzonki pomidorów były poruszane codziennie 30 razy. Jedną z podstawowych zasad produkcji roślin doniczkowych jest ograniczenie dostępności wody i składników odżywczych dzięki ograniczonej objętości masy korzeniowej. Álvarez i inni (2009) wykazali, że obniżenie zaopatrzenia na wodę dla goździków doniczkowych znacznie zmniejszyło wysokość roślin, bez wpływu na liczbę kwiatów. Podobne wyniki uzyskano w badaniu Camerona i innych (2002), gdzie pelargonia poddana deficytowi wodnemu, hamowała wzrost na wysokość i szerokość, nie wpływając na kolor kwiatów (Sánchez-Blanco i in. 2009). Ograniczenie dostępności składników odżywczych jest korzystne pod warunkiem tych składników, których niedobory nie wpływają negatywnie na wartość ozdobną rośliny. W przypadku roślin ozdobnych zaleca się dużą podaż potasu (Neto i in. 2015). Starkey i Andersson (2000) sugerują, że ograniczenie dostępności azotu zmniejszyłoby wzrost. Zmniejszenie dawki fosforu także jest efektywnym rozwiązaniem, gdyż powoduje nie tylko zahamowanie wzrostu, ale też ciemnozielona barwa liści zostaje zachowana, w odróżnieniu do ograniczania azotu (Benton Jones 1998). Także stosowanie buforów fosforowych w podłożu hodowlanym może być skuteczne (Hansen i Nielsen 2001). Obecnie w szklarni można manipulować światłem w odniesieniu do intensywności (poprzez sztuczne oświetlenie lub stosowanie zasłon przeciwsłonecznych), fotoperiodu (regulacja

przez sztuczne światło i ekrany zaciemniające) oraz rodzaju światła (uzupełnienie naturalnego światła sztucznym światłem o określonej długości fali). Wymienione środki mają wpływ na wzrost i morfologię roślin (Bergstrand 2017). Pozostałymi sposobami regulacji pokroju roślin są m.in. zmniejszenie wilgotności lub wywołanie stresu solnego za pomocą siarczanu potasu (Hendriks i Ueber 1995), uszczykiwanie zwiększające rozkrzewienie roślin (Norcini i in. 1996), zastosowanie związków agrochemicznych, traktowanie etanolem w celu uzyskania zwartego pokroju (Mibus i in. 2014) oraz wyciągi roślinne (Alexenizer i Dorn 2007).

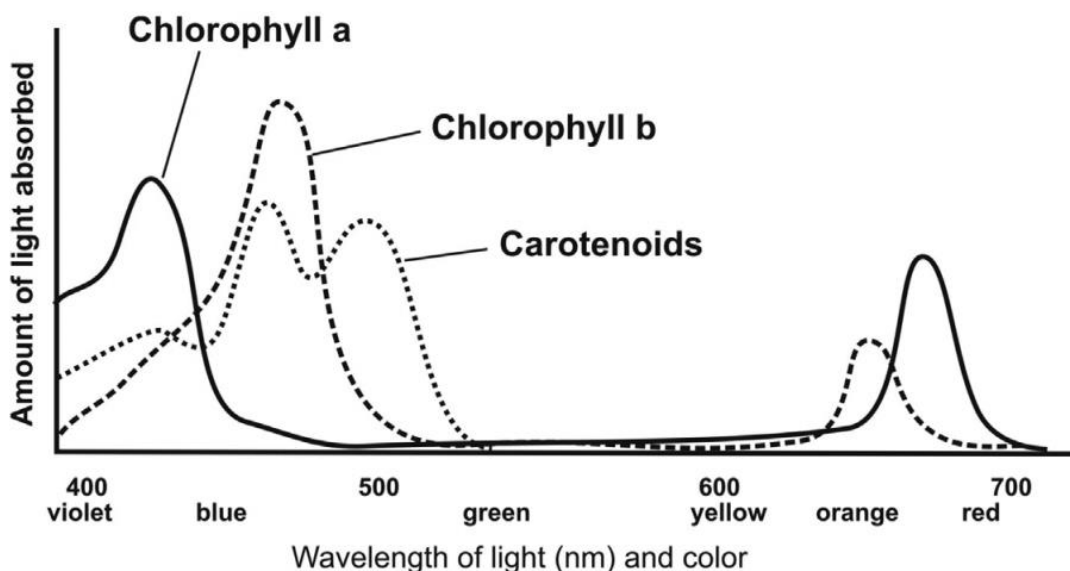
3. Wpływ rodzaju i widma światła na wzrost i kwitnienie roślin rabatowych

Światło jest formą energii promieniowania, wąskiego pasma energii w spektrum elektromagnetycznym (Fot. 2), które waha się od fal radiowych do promieni gamma (Hopkins i Huner 2009). Jest także jednym z najważniejszych abiotycznych czynników w środowisku, które wywierają silny wpływ na wzrost i rozwój organizmów roślinnych (Kraepiel i in. 2001). Światło ma cechy cząsteczek i fal, które są wymagane do pełnego opisu jego zachowania. Cząstki światła są znane jako fotony, których poziom energii jest określany przez fale, częstotliwość lub kolor. Światło o długości fali od 400 do 700 nm działa jako oś sygnału dla fotoperiodyzmu, fototropizmu, fotomorfogenezy, starzenia się i fotosyntezy, znanej również jako światło widzialne lub promieniowanie aktywne fotosyntetycznie (PAR) (Aphalo 2006). Widma światła niebieskiego (400 – 500 nm), zielonego (500 – 600 nm), czerwonego (700 – 740 nm) nazywane są światłem widzialnym. Regiony ultrafioletowe (100 – 400 nm) i podczerwone (ponad 750 nm) są natomiast niewidzialne (Hopkins i Huner 2009). Najważniejsze funkcje w procesach wzrostu oraz rozwoju roślin pełnią barwniki, umożliwiające wyznaczenie krzywych absorpcji światła, aby ocenić wymagania świetlne roślin. Promieniowanie elektromagnetyczne w zakresie 430 – 640 nm wykazuje maksimum absorpcji dla chlorofilu a, 450 – 660 nm dla chlorofilu b, 440 – 480 nm dla karotenoidów (Fot. 3), około 660 lub 740 nm dla fitochromów, zależnie od formy, w jakiej występują. Zakres o długości fali 390 – 480 nm powoduje maksimum absorpcji dla kryptochromów, natomiast dla fototropin około 450 nm (Taiz i Zeiger 2011). Fitochromy aktywujące się w świetle czerwonym odgrywają kluczową rolę w dostosowywaniu rośliny do warunków świetlnych, detekcji cienia, w kwitnieniu i wielu

innych procesach roślinnych. Kryptochrom, receptor światła niebieskiego kontroluje ruchy aparatów szparkowych, wzrost rośliny, akumulację antocyjanów i kwitnienie. Fototropina przyczynia się do rozwoju liści, fototropizmu, ruchów aparatów szparkowych i gromadzenia chloroplastów (Kami i in. 2010).



Fot. 2. Wykres przedstawiający widmo spektroskopowe



Fot. 3. Wykres przedstawiający ilość absorbowanego światła przez barwniki fotosyntetyczne w zależności od długości fali

W okresie jesienno – zimowym, wymagane jest doświetlanie upraw roślinnych za pomocą światła sztucznego w celu podtrzymania procesów asymilacyjnych. Przy krótkim dniu znacznie spada powierzchniowa gęstość strumienia fotonów w zakresie PAR. Także słabe napromienienie wynikające z zachmurzenia, przy wschodzie i zachodzie słońca powoduje spadek udziału promieniowania długofalowego wobec całości promieniowania absorbowanego przez rośliny. Długofalowe promieniowanie, a zwłaszcza czerwone jest najbardziej istotne dla przebiegu procesów fotosyntezy i fotomorfogenezy roślin. Niedostatek światła wpływa niekorzystnie na produktywność roślin oraz proces fotosyntezy, spowalniając jej tempo a zarazem hamując wzrost roślin, ale również negatywnie wpływa na aspekt morfogenezy – m.in. rośliny mogą mieć przesadnie wydłużone i wiotkie łodygi, a ilość chlorofilu w tkankach może zostać zmniejszona. Słabo wykształcone chloroplasty cechują się zmniejszeniem intensywności fotosyntezy, nawet w przypadku, gdy w późniejszym okresie dostęp światła zostaje zwiększony (Puternicki i in. 2012).

Różne spektra światła są szeroko stosowane w badaniach nad wpływem światła na wzrost i rozwój roślin. Wykazano, że rośliny wykazują wysoki stopień fizjologicznej, morfologicznej i anatomicznej plastyczności w stosunku do zmian w rodzaju światła (Barreiro i in. 1992; Hanson 1917; Sims i Pearcy 1992). Światło czerwone jest ważne dla rozwoju aparatu fotosyntetycznego i akumulacji skrobi (Saebo i in. 1995), podczas gdy niebieskie światło jest istotne przy syntezie chlorofilu, rozwoju chloroplastów, otwieraniu się aparatów szparkowych i w fotomorfogenezie (Akoyunoglou i Anni 1984; Cosgrove 1981; Senger 1982). Dodatek światła czerwonego zwiększa formowanie się pędów bocznych (Moe i Heins 1990), a zwiększona proporcja światła niebieskiego uważana jest za czynnik tłumiący elongację pędów (Shimizu i in. 2005, 2006; Folta i Childers 2008). Co więcej, długości fal w zakresie widma podczerwieni skierowane na rośliny, mają wpływ na ich wzrost (Faust i Heins 1997). W szeregu gatunków na wydłużenie pędu ma wpływ stosunek światła czerwonego do światła dalekiej czerwieni, które jest absorbowane przez fotoreceptory fitochromowe (McMahon i in. 1991). Kubota i inni (2000) podają, że widma bogate w światło czerwone pod zasłonami fotoselektywnymi skutkują skróceniem głównych pędów u *Petunia x hybrida*. Zredukowana elongacja łodygi została zaobserwowana również u petunii uprawianej pod lampami sodowymi, w porównaniu do lamp metalohalogenkowych (MH) (Fukuda i in. 2002). Podobnym rozwiązaniem do folii fotoselektywnych są filtry spektralne, które umożliwiają zmianę składu spektralnego światła naturalnego w przypadku roślin uprawianych pod osłonami. Filtry te pochłaniają światło w zakresie dalekiej

czerwieni, powodując celowe zahamowanie wzrostu roślin ozdobnych (Runkle i Heins 2002). Światło zielone generalnie nie ma istotnego wpływu na wzrost roślin. Jednak sugeruje się, że światło zielone bierze udział w różnych procesach roślinnych, np. wywołując zarówno reakcje zależne od kryptochromu, jak i niefitochromowo zależne reakcje u roślin (Folta i Maruhnich 2007). W niniejszym badaniu stwierdzono, że światło zielone redukuje wydłużanie się pędów w przypadku traktowania nim roślin po zakończeniu dnia. Barwa światła wpływa również na strukturę anatomiczną liści (Boardman 1977; Schuerger i in. 1997).

Diody elektroluminescencyjne mogą z powodzeniem służyć jako alternatywne źródło światła dla roślin ze względu na ich specyficzną długość fali i wąskie pasmo, małą masę, objętość, konstrukcję półprzewodnikową, długą żywotność i minimalne ogrzewanie (Brown i in. 1995; Bula i in. 1991). Pozytywnym aspektem diod LED jest małe zużycie energii elektrycznej, natomiast posiadają one małą moc świetlną i wciąż wysoką cenę. Jednak dynamika pracy nad tą technologią sprawia, że w przyszłości stosowanie tradycyjnego oświetlenia sodowego nie będzie już konieczne (Morrow 2008; Grzesiak i in. 2011). Jednym z przykładów postępu technologicznego jest wzrost sprawności energetycznej diod, która osiąga poziom 33%, odpowiedni dla wyładowczych źródeł światła, takich, jak lampy sodowe, fluorescencyjne i metalohalogenkowe. Dzięki długiej żywotności i minimalizacji ilości materiałów, które są gromadzone na składowiskach odpadów, lampy LED pozwalają na ochronę środowiska naturalnego. Nie zawierają także ołowiu ani szkodliwej rtęci (Puternicki i in. 2012). Diody LED (Fot. 4) zostały wykorzystane w wielu dziedzinach badań fotobiologicznych, w tym w syntezie chlorofilu, fotosyntezie i morfogenezie (Robin i in. 1994; Tennessen i in. 1994; Tripathy i Brown 1995).



Fot. 4. Uprawa roślin przy oświetleniu ledowym

Wysokoprężne lampy sodowe (HPS – ang. High Pressure Sodium) to często stosowane oświetlenie sztuczne w produkcji ogrodnictwa. Charakteryzują się one wysoką skutecznością świetlną oraz dużą ilością energii elektrycznej, zamienianej na ciepło. Jednak żółta barwa światła emitowanego przez lampy sodowe nie wpływa skutecznie na stymulację morfogenezy oraz fotosyntezy roślin, a faktyczne zapotrzebowanie roślin na światło nie pokrywa się ze spektrum świetlnym lamp sodowych (Kurpaska 2007), a wynika to z niedoboru światła niebieskiego

Innym, powszechnie stosowanym źródłem światła w produkcji roślin rabatowych są lampy fluorescencyjne, zwane potocznie świetlówkami. Mają one stałe widma emisyjne złożone z wielu pasm w zakresie długości fal od 320 do 800 nm bez możliwości zmiany parametrów oświetlenia, czyli widma i impulsu (Kurilčik i in. 2008). Lampy fluorescencyjne charakteryzują się dość wysoką skutecznością, niską ceną i długim czasem świecenia, wydzielając przy tym stosunkowo mało ciepła. W ich widmie zawarta jest znikoma ilość dalekiej czerwieni. Stosuje się je do upraw w pokojach wzrostowych i fitotronach (in vitro), gdzie rośliny są w początkowej fazie wzrostu wegetatywnego (Puternicki i in. 2012).

Kolejnym typem lamp stosowanych w uprawach ogrodnictwa są lampy metalohalogenkowe. Ich widmo jest zbliżone do światła naturalnego, są wysoce skuteczne, istnieje także możliwość modyfikacji widma za pomocą odpowiednich, wybranych

halogenków. Takie źródło światła jest zalecane w przypadku stymulacji wzrostu wegetatywnego i często występuje w mieszanych układach wraz z lampami sodowymi (Puternicki i in. 2012).

IV. METODYKA BADAN

1. Materiał roślinny

Doświadczenie przeprowadzono w fitotronie i w szklarni Samodzielnego Zakładu Roślin Ozdobnych Wydziału Ogrodnictwa i Biotechnologii SGGW w Warszawie w terminie od 16 kwietnia do 29 czerwca 2019 roku dla petunii i od 20 lipca do 16 października tego samego roku dla poinsecji. Obiektem badań była petunia ogrodowa (*Petunia x atkinsiana*) 'Dark Red' (Fot. 5) oraz poinsecja (*Euphorbia pulcherrima* Willd. ex Klotzsch) 'Christmas Feelings' (Fot. 6). Sadzonki obydwu gatunków uzyskano od producenta Volmary Polska. Ukorzenione, 4-tygodniowe sadzonki petunii przesadzono 16 kwietnia do doniczek produkcyjnych o średnicy 11 cm z zawartością standardowego substratu torfowego, po czym tego samego dnia umieszczono rośliny w fitotronie, natomiast sadzonki gwiazdy betlejemejskiej posadzono 20 lipca do doniczek o średnicy 11 cm wypełnionych substratem torfowym i przeniesiono do fitotronu 30 lipca. Wykonano analizy biometryczne dla obydwu gatunków oraz, jedynie u petunii, analizy biochemiczne i mikroskopowe anatomiczne badania organów kwiatowych. Pomiar biometryczny petunii miały miejsce 16 i 25 kwietnia, 8 i 30 maja oraz 11 i 28 czerwca 2019 r. Mierzono wówczas wysokość i średnicę roślin, powierzchnię liści, liczbę i długość pędów bocznych, liczbę i średnicę kwiatów oraz pąków. W przypadku poinsecji, pomiary biometryczne przeprowadzono 27 sierpnia, 24 września i 15 października 2019 r. Zmierzono u niej wysokość roślin, liczbę i wysokość pędów bocznych oraz powierzchnię liści. W ramach analiz biochemicznych, oznaczono u petunii zawartość chlorofilu oraz karotenoidów, białek rozpuszczalnych oraz wolnych aminokwasów. Podczas wzrostu, rośliny poddawane były działaniu różnego spektrum światła emitowanego z diod elektroluminescencyjnych w czterech zakresach światła (Tab. 1). Źródło światła stanowiły lampy LED firmy Plantalux Sp. z o.o. Zastosowano następujące spektra światła w poszczególnych proporcjach: światło białe (100%), białe-czerwone 1:1 (600-700 nm), białe-niebieskie 1:1 (400-500 nm) oraz białe-czerwone-niebieskie 0,33:0,33:0,33 przy natężeniu światła wynoszącym $110 \mu\text{M}\cdot\text{m}^{-2}$. Przeanalizowano wpływ spektrum światła na wzrost i kwitnienie badanych gatunków za pomocą powyżej wymienionych pomiarów. W doświadczeniu użyto 60 roślin, po 30 roślin każdego gatunku, które były zebrane w 4 kombinacje, w każdej po 15 roślin (Tab. 1).



Fot. 5. Petunia ogrodowa 'Dark Red' w fitotronie



Fot. 6. Poinsecja 'Christmas Feelings' w fitotronie

Tab. 1. Zastosowane kombinacje

Kombinacja	Liczba roślin w kombinacji
Światło białe (kontrola)	15
Światło białe-niebieskie (400-500 nm); 1:1	15
Światło białe-czerwone (600-700 nm); 1:1	15
Światło białe-czerwone-niebieskie; 0.33:0.33:0.33	15

Tab. 2. Schemat doświadczenia *Petunia x atkinsiana* 'Dark Red'

16.04.2019	<p>Założenie doświadczenia</p> <ul style="list-style-type: none"> • Pomiary: wysokość roślin, powierzchnia liści, liczba i długość pędów bocznych • Pobranie materiału do analiz anatomicznych
25.04.2019	<ul style="list-style-type: none"> • Pomiary: wysokość roślin, powierzchnia liści, liczba i długość pędów bocznych, liczba i średnica kwiatów/pąków • Pobranie materiału do analiz anatomicznych i biochemicznych
08.05.2019	<ul style="list-style-type: none"> • Pomiary: wysokość roślin, średnica roślin, powierzchnia liści, liczba i długość pędów bocznych, liczba i średnica kwiatów/pąków
30.05.2019	<ul style="list-style-type: none"> • Pomiary: wysokość roślin, średnica roślin, powierzchnia liści, liczba i długość pędów bocznych, liczba i średnica kwiatów/pąków • Pobranie materiału do analiz anatomicznych i biochemicznych
11.06.2019	<ul style="list-style-type: none"> • Pomiary: wysokość roślin, średnica roślin, powierzchnia liści, liczba i długość pędów bocznych, liczba i średnica kwiatów/pąków

28.06.2019	<ul style="list-style-type: none"> • Pomiary: wysokość roślin, średnica roślin, powierzchnia liści, liczba i długość pędów bocznych, liczba i średnica kwiatów/pąków • Pobranie materiału do analiz anatomicznych i biochemicznych
29.06.2019	Zakończenie doświadczenia

Tab. 3. Schemat doświadczenia *Euphorbia pulcherrima* ‘Christmas Feelings’

20.07.2019	Założenie doświadczenia
30.07.2019	<ul style="list-style-type: none"> • Uszczyknięcie roślin nad 5-6 liściem • Zabiegi pielęgnacyjne: nawożenie dolistne
13.08.2019	<ul style="list-style-type: none"> • Zabiegi pielęgnacyjne: nawożenie dolistne
27.08.2019	<ul style="list-style-type: none"> • Pomiary: wysokość roślin, liczba i wysokość pędów bocznych • Zabiegi pielęgnacyjne: nawożenie dolistne
10.09.2019	<ul style="list-style-type: none"> • Zabiegi pielęgnacyjne: nawożenie dolistne
24.09.2019	<ul style="list-style-type: none"> • Pomiary: wysokość roślin, liczba i wysokość pędów bocznych, powierzchnia liści • Zabiegi pielęgnacyjne: nawożenie dolistne
15.10.2019	<ul style="list-style-type: none"> • Pomiary (po skróceniu dnia): wysokość roślin, liczba i wysokość pędów bocznych, powierzchnia liści • Zabiegi pielęgnacyjne: nawożenie dolistne
16.10.2019	<ul style="list-style-type: none"> • Zakończenie doświadczenia

2. Warunki wzrostu roślin

Sadzonki petunii zostały umieszczone w fitotronie o stałej temperaturze 20°C i natężeniu światła PAR 110 $\mu\text{M}\cdot\text{m}^{-2}$ przez 16 godzin na dobę. Stosowano pułapki lepowe przeciwko szkodnikom, a także monitorowano rośliny. 10 czerwca, w celu zmiany warunków uprawy, zostało przeniesione z fitotronu do szklarni po 10 roślin z każdej kombinacji do czasu zakończenia doświadczenia.

Temperatura w fitotronie w przypadku gwiazdy betlejemskiej była stała w ciągu doby i wynosiła 22°C przy natężeniu światła 110 $\mu\text{M}\cdot\text{m}^{-2}$ przez 16 godzin na dobę. Zaciemniano rośliny od 25 września w momencie wybarwiania przykwiatków. Stosowano fertygację nawozem Peters Professional Poinsetia Mix o stężeniu 0,1%, dodatkowo w każdym terminie pomiarów nawożono rośliny dolistnie 0,02% nawozem Rexolin z dodatkiem molibdenianu amonu, azotanu wapnia i siarczynu cynku. Jako ochronę przed szkodnikami stosowano żółte i niebieskie tablice lepowe, regularnie monitorowano rośliny i prowadzono ochronę chemiczną przeciwko mączlikowi szklarniowemu.

3. Pomiary biometryczne, analizy biochemiczne i obserwacje anatomiczne

3.1. Pomiary biometryczne

W trakcie trwania doświadczenia u petunii sześciokrotnie zmierzono wysokość roślin, długość i liczbę pędów bocznych oraz powierzchnię liści, pięciokrotnie zmierzono liczbę kwiatów/pąków i ich średnicę, czterokrotnie dokonano pomiarów średnicy roślin (Tab. 2). W przypadku poinsecji trzykrotnie zmierzono wysokość roślin, liczbę pędów oraz wysokość pędów bocznych oraz dwukrotnie zmierzono powierzchnię liści (Tab. 3). Powierzchnię liści mierzono skanerem Area Meter AM100 firmy ADC Bioscientific LTD.

3.2. Analizy biochemiczne

Materiał roślinny użyty do analiz biochemicznych i anatomicznych pobrany został z petunii 'Dark Red' czterokrotnie – 16 kwietnia, 25 kwietnia, 30 maja oraz 28 czerwca. Próbkę o masie 0,5 g stanowił materiał roślinny w postaci pokrojonych liści w czterech kombinacjach (po 17 próbek). Dla każdej analizy były po 3 powtórzenia zamrożonych próbek, przechowywanych w zamrażarce głębokiego mrożenia (-85°C).

3.2.1. Oznaczanie absolutnie suchej masy

Absolutnie sucha masa (M_a) materiału roślinnego została oznaczona dla wszystkich kombinacji petunii metodą suszarkowo – wagową Szabadosa i Savoure'a (1982). W celu oznaczenia, użyto 0,5 g próbek z materiałem roślinnym, po 3 powtórzenia dla próbki. W naczynkach wagowych umieszczono 0,5 g materiału roślinnego, a następnie ponownie zważono z uwzględnieniem masy naczynka. Suszono naczynka w suszarce laboratoryjnej w 105°C przez 24 godziny. Po wystudzeniu, zważono naczynka ponownie.

3.2.2. Oznaczanie zawartości chlorofilu oraz karotenoidów

Zawartość chlorofilu i karotenoidów zmierzono metodą Arnona i innych (1956) w modyfikacji Lichtenthalera i Wellburna (1983). Materiał roślinny (0,5 g) został utarty w ceramicznym moździerzku z dodatkiem piasku i podgrzanego acetonu do chwili, aż materiał został całkowicie zhomogenizowany. Następnie, przelewano utarte próbki z 80% acetonem do kolb miarowych (50 cm³) poprzez papierowy filtr. Przesączony ekstrakt przelewano do kolb stożkowych, aby potem oznaczyć próbki w spektrofotometrze (Schimadzu UV 1280). 80% aceton stanowił kontrolę, natomiast absorbancję mierzono przy trzech długościach fal: 646 nm, 652 nm oraz 663 nm.

3.2.3. Oznaczanie zawartości białek rozpuszczalnych

Próbki o masie 0,5 g zostały utarte w moździerzku z 2 g PVP z dodatkiem 3 ml buforu, który zawierał 1 mM DTT, 1mM EDTA, 50 mM HEPES, 1 mM KOH (pH 7,5). Następnie wirowano homogenat przez 25 minut w temperaturze 4°C, przy 14000 obrotach na minutę w wirówce (SIGMA typ 3K30). Następnie przeniesiono fazę wodną do 5 ml próbek. Oznaczano zawartość białek rozpuszczalnych w spektrofotometrze według metody Bradforda (1976) przy długości fali wynoszącej 595 nm.

3.2.4. Oznaczanie zawartości wolnych aminokwasów

Oznaczono wolne aminokwasy wg metody Rosen (1957). Ekstrakt otrzymano w taki sam sposób, jak do oznaczania cukrów. Do oznaczeń pobrane zostało po 200 µl ekstraktu, potem dodano po 0,8 ml alkoholu etylowego (80%). Następnie, dodano 0,5 ml 0,2 mM cyjanku sodu w buforze octanowym (pH 5,3-5,4) i 0,5 ml ninhydryny. Dodane substancje zostały dokładnie wymieszane, po czym roztwory inkubowano przez 15 minut w łaźni

wodnej (100°C). Następnie został dodany alkohol izopropylowy (5 ml). Po przestygnięciu, mierzono absorbancję przy długości fali 570 nm wobec krzywej wzorcowej dla leucyny.

3.3. Ocena mikroskopowa materiału roślinnego

W celu obserwacji kwiatów pod mikroskopem, pobrano materiał z petunii 'Dark Red' w następujących terminach: 16 i 25 kwietnia, 30 maja oraz 28 czerwca. Pobierano stożki wzrostu o długości 0,5 cm. Próbki zostały utrwalone i zatopione wg procedury Robinsona i innych (1987). Materiał do badań został pobrany z roślin każdej kombinacji i zatopiono w żywicy epoksydowej, następnie utrwalano przez 24 godziny w 5% glutaraldehydzie z 4% paraformaldehydem na 0,1 M buforze kakodylanowym o pH 7,2-7,3. Materiał został utrwalony w 2% czterotlenku osmu w 0,1 M buforze kakodylanowym przez 2 godziny i przepłukany został czterokrotnie tym samym buforem. Utrwalony materiał został przeprowadzony przez serię etanoli, odwodniono go w acetonie dwukrotnie oraz zatopiono w żywicy epoksydowej. Do przygotowania półcienkich skrawków materiału użyto mikrotomu rotacyjnego RM2065 firmy Leica/Reichert-Jung. Przygotowane skrawki materiału zabarwiono 1% wodnym roztworem fioletu krystalicznego. Preparaty były obserwowane pod mikroskopem świetlnym (AX Provis, Olympus, Germany) (Fot. 7).



Fot. 7. Mikroskop świetlny Olympus AX Provis

4. Sposób opracowywania wyników

Otrzymane wyniki zostały opracowane za pomocą programu statystycznego Statgraphics XVII 2017. Wykonano jedno- i dwuczynnikową analizę wariancji (ANOVA), natomiast średnie zostały porównane za pomocą testu LSD przy $p = 0,95$.

V. WYNIKI BADAŃ

1. Wpływ spektrum światła na wybrane parametry biometryczne petunii ogrodowej w zależności od terminu

Wysokość roślin w pierwszym terminie pomiarów (16.04) nie różniła się istotnie, niezależnie od zastosowanego rodzaju widma światła (Tab. 4).

W drugim terminie (25.04) zaobserwowano istotny wpływ danego spektrum światła na wysokość petunii. Rośliny pod wpływem światła białego: czerwonego okazały się istotnie wyższe od roślin kontrolnych traktowanych białym światłem, natomiast największą wysokość rośliny uzyskano przy zastosowaniu światła białego: czerwonego: niebieskiego. Światło białe: niebieskie nie miało znaczącego wpływu na wysokość roślin w stosunku do kontrolnego widma światła (Tab. 4).

Wyniki uzyskane w trzecim terminie (08.05) nie różniły się statystycznie od wyników poprzedniego terminu – światło białe: niebieskie nie miało istotnego znaczenia dla wysokości petunii, jednak najwyższe rośliny zaobserwowano przy świetle białym: czerwonym: niebieskim, natomiast niższe, ale istotnie wyższe od roślin kontrolnych były petunie, na które oddziaływało spektrum światła białego: czerwonego (Tab. 4).

W czwartym terminie pomiarów (30.05) rośliny pod wpływem światła białego: niebieskiego nie zmieniły swojej wysokości względem kombinacji ze światłem białym, natomiast istotnie wyższe były rośliny, na które oddziaływało światło białe: czerwone: niebieskie, a znacząco od nich wyższe, a zarazem najwyższe petunie w danym terminie uzyskano przy zastosowaniu światła białego: czerwonego (Tab. 4).

W piątym terminie (11.06) wykazano istotne różnice w pomiarach wysokości roślin – najwyższe były rośliny, na które istotnie wpłynęło światło białe: czerwone, znacznie niższe były rośliny będące pod wpływem światła białego: czerwonego: niebieskiego. Kombinacja ze światłem białym: niebieskim nie miała istotnego wpływu na wysokość roślin (Tab. 4).

W ostatnim terminie pomiarów (28.06), podobnie, jak w poprzednim, największy wpływ na wysokość roślin miało światło białe: czerwone, mniejszy, ale istotny wpływ na ten parametr miało światło białe: czerwone: niebieskie. Natomiast zastosowanie światła

białego: niebieskiego, bez dodatku światła czerwonego, nie miało istotnego znaczenia dla wysokości roślin (Tab. 4).

Tabela 4. Wpływ spektrum światła na wysokość petunii ogrodowej ‘Dark Red’

Spektrum światła	Termin pomiaru**					
	16.04	25.04	08.05	30.05	11.06	28.06
	Wysokość (cm)					
Białe (kontrola)	6,19 a*	7,80 c	9,70 c	13,20 c	10,93 c	12,60 c
Białe: niebieskie (400–500 nm)	6,24 a	7,78 c	10,56 c	11,58 c	12,69 c	10,94 c
Białe: czerwone (600–700 nm)	5,96 a	10,36 b	15,73 b	19,06 a	19,70 a	22,60 a
Białe: czerwone: niebieskie	6,59 a	11,26 a	16,76 a	15,26 b	14,70 b	15,60 b
p-value	0,17	0,01	0,00	0,00	0,00	0,00
Błąd standardowy	0,30	0,35	0,48	0,79	0,64	0,85

* Dane oznaczone tą samą literą nie różnią się istotnie statystycznie przy $\alpha = 0,05$

**Każdy termin analizowany był oddzielnie

W pierwszym terminie pomiarów długości pędów (16.04), spośród wszystkich zastosowanych spektrów światła, znaczący wpływ wykazało jedynie światło białe: czerwone: niebieskie – pędy tych roślin były istotnie dłuższe niż w przypadku pozostałych kombinacji, gdzie długość pędów nie różniła się znacznie w stosunku do kontrolnej kombinacji ze światłem białym (Tab. 5).

W drugim terminie (25.04) pędy były istotnie dłuższe względem kontroli u roślin uprawianych przy zastosowania światła białego: czerwonego oraz białego: czerwonego: niebieskiego. Światło białe: niebieskie nie spowodowało istotnych zmian w długości pędów (Tab. 5).

Analiza wyników trzeciego terminu pomiarów (08.05) wykazała, że istotny wpływ na długość pędów roślin miało światło białe: czerwone i białe: czerwone: niebieskie, z czego większy wpływ miało spektrum światła w trzech barwach. Natomiast światło białe: niebieskie nie wpłynęło w ogóle na długość pędów u petunii, otrzymany wynik był tożsamy z wynikiem uzyskanym przy oświetlaniu roślin światłem białym (Tab. 5).

W terminie czwartym (30.05) rośliny pod wpływem światła białego: czerwonego oraz białego: czerwonego: niebieskiego miały istotnie dłuższe pędy od roślin oświetlanych

światłem białym i białym: niebieskim, gdzie uzyskano statystycznie tożsamy wynik w odniesieniu do długości ich pędów (Tab. 5).

W piątym terminie pomiarów (11.06) największą długość pędów osiągnęły rośliny oświetlane światłem białym: czerwonym: niebieskim, a istotnie krótsze pędy od nich miały rośliny będące pod wpływem światła białego: czerwonego. Znacznie krótsze pędy miały rośliny oświetlane przy spektrum światła białego i białego: niebieskiego, które pod tym względem nie różniły się między sobą statystycznie (Tab. 5).

W terminie ostatnim, czyli 28 czerwca – tak jak w drugim i czwartym terminie pomiarów – największy wpływ na długość pędów roślin miało światło białe: czerwone oraz białe: czerwone: niebieskie, toteż poprzez zastosowanie danych spektrów długość pędów roślin była istotnie większa niż w przypadku oświetlenia białego i białego: niebieskiego (Tab. 5).

Tabela 5. Wpływ spektrum światła na długość pędów bocznych petunii ogrodowej ‘Dark Red’

Spektrum światła	Termin pomiaru**					
	16.04	25.04	08.05	30.05	11.06	28.06
	Długość pędów bocznych (cm)					
Białe (kontrola)	4,78 b*	5,03 b	7,08 c	10,67 b	11,36 c	13,38 b
Białe: niebieskie (400–500 nm)	4,82 b	4,90 b	7,08 c	10,68 b	11,07 c	14,18 b
Białe: czerwone (600–700 nm)	5,05 b	8,43 a	15,30 b	18,60 a	21,0 b	23,40 a
Białe: czerwone: niebieskie	7,21 a	8,43 a	16,02 a	18,49 a	22,13 a	22,00 a
p-value	0,02	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Błąd standardowy	0,72	0,28	0,52	0,62	0,59	0,92

* Dane oznaczone tą samą literą nie różnią się istotnie statystycznie przy $\alpha = 0,05$

**Każdy termin analizowany był oddzielnie

W pierwszym terminie pomiaru (16.04), liczba pędów była największa przy zastosowaniu światła białego: czerwonego: niebieskiego, znacznie mniejsza przy świetle białym: czerwonym, jednak statystycznie najmniej pędów było w przypadku roślin oświetlanych światłem białym: czerwonym (Tab. 6).

W terminie drugim (25.04), rozbieżność w parametrze liczby pędów wystąpiła w każdej z kombinacji. Największa liczba pędów wystąpiła w kombinacji przy świetle białym: czerwonym. Istotnie mniej pędów było przy świetle białym: niebieskim, jeszcze mniej u roślin będących pod wpływem spektrum światła białego, natomiast najniższą liczbę pędów uzyskano przy świetle białym: czerwonym: niebieskim (Tab. 6).

W trzecim terminie, 8 maja, najwięcej pędów zaobserwowano w kombinacji ze światłem białym, stanowiącym kontrolę. Znacząco mniej ich było przy świetle białym niebieskim, istotnie mniej przy spektrum światła białego: czerwonego, natomiast w największym stopniu, na zmniejszenie liczby pędów wpłynęło światło białe: czerwone: niebieskie (Tab. 6).

W czwartym terminie pomiarów (30.05), statystycznie jednakowo jak w terminie poprzednim, największą liczbą pędów charakteryzowały się rośliny kontrolne oświetlane światłem białym, natomiast najmniej pędów miały rośliny przy świetle białym: czerwonym: niebieskim (Tab. 6).

W terminie piątym (11.06), podobnie jak w poprzednim, zaobserwowaną największą liczbę pędów w świetle białym, a najmniejszą w świetle zmiksowanym (białe: czerwone: niebieskie). Rośliny pod wpływem światła białego: niebieskiego miały istotnie mniej pędów niż w przypadku światła białego, ale więcej, niż przy świetle białym: czerwonym (Tab. 6).

Ostatni termin pomiarów liczby pędów (28.06) był tożsamy statystycznie z terminem poprzednim, gdyż m. in. przy świetle białym rośliny miały najwięcej pędów, a przy świetle białym: niebieskim: czerwonym liczba pędów była najmniejsza spośród wszystkich zastosowanych kombinacji (Tab. 6).

Tabela 6. Wpływ spektrum światła na liczbę pędów bocznych petunii ogrodowej ‘Dark Red’

Spektrum światła	Termin pomiaru**					
	16.04	25.04	08.05	30.05	11.06	28.06
	Liczba pędów bocznych (szt.)					
Białe (kontrola)	4,73 b*	11,53 c	16,14 a	20,07 a	23,60 a	26,60 a
Białe: niebieskie (400–500 nm)	4,93 b	12,46 b	15,47 b	17,67 b	18,60 b	22,40 b
Białe: czerwone (600–700 nm)	4,40 c	13,06 a	14,80 c	16,06 c	14,60 c	18,70 c
Białe: czerwone: niebieskie	5,73 a	8,20 d	8,26 d	9,00 d	7,80 d	8,20 d
p-value	0,02	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Błąd standardowy	0,72	0,28	0,52	0,62	0,59	0,92

* Dane oznaczone tą samą literą nie różnią się istotnie statystycznie przy $\alpha = 0,05$

**Każdy termin analizowany był oddzielnie

W pierwszym terminie pomiarów (16.04), największą powierzchnię liści uzyskały rośliny z kombinacji ze światłem białym oraz białym: niebieskim. Istotnie mniejsze liście miały petunie w kombinacji ze światłem białym: czerwonym, natomiast światło białe: czerwone: niebieskie najbardziej znacząco wpłynęło na rozwój mniejszych liści spośród pozostałych kombinacji (Tab. 7).

W drugim terminie (25.04) powierzchnia liści różniła się istotnie między kombinacjami spektrum światła białego i białego: niebieskiego, a białego: czerwonego i białego: czerwonego: niebieskiego – dwie pierwsze kombinacje miały istotnie większe liście, niż u spektrów światła z dodatkiem barwy czerwonej (Tab. 7).

W terminie trzecim (08.05) najmniejsze liście uzyskano w kombinacjach ze światłem białym i białym: niebieskim. Istotnie większa była powierzchnia liści roślin będących pod wpływem światła o barwach mieszanych (białe: czerwone: niebieskie), lecz największa różnica wystąpiła u roślin oświetlanych światłem białym: czerwonym – liście danej kombinacji okazały się najmniejsze (Tab. 7).

Pomiar w czwartym terminie (30.05) wykazał istotne różnice – u obydwu kombinacji z dodatkiem światła czerwonego, liście miały znacznie mniejszą powierzchnię niż u pozostałych spektrów światła. Natomiast u kombinacji ze światłem białym, rośliny miały liście o największej powierzchni, porównując pozostałe widma światła (Tab. 7).

W piątym terminie pomiarów (11.06) zaobserwowano istotne różnice między kombinacjami z oraz bez dodatku światła barwy czerwonej. Liście okazały się mieć mniejszą powierzchnię w przypadku kombinacji ze światłem białym: czerwonym i białym: czerwonym: niebieskim niż przy świetle białym i białym: niebieskim (Tab. 7).

W ostatnim terminie (28.06), podobnie jak w poprzednim, nie zauważono występowania istotnych różnic w odniesieniu do powierzchni liści pomiędzy roślinami z kombinacji światła białego i białego: niebieskiego oraz białego: czerwonego i miksu światła (białe: czerwone: niebieskie). Natomiast liście roślin na które wpływało światło czerwone były istotnie mniejsze niż u pozostałych kombinacji (Tab. 7).

Tabela 7. Wpływ spektrum światła na powierzchnię liści petunii ogrodowej ‘Dark Red’

Spektrum światła	Termin pomiaru**					
	16.04	25.04	08.05	30.05	11.06	28.06
	Powierzchnia liści (mm ²)					
Białe (kontrola)	1964,73 a*	1827,53 a	1867,0 a	1666,8 a	1372,4 a	1368,6 a
Białe: niebieskie (400–500 nm)	1827,53 a	1875,25 a	2041,53 a	1460,88 b	1417,61 a	1312,84 a
Białe: czerwone (600–700 nm)	1463,27 b	1288,16 b	1091,2 c	782,28 c	818,94 b	721,63 b
Białe: czerwone: niebieskie	736,93 c	1272,17 b	1485,43 b	902,4 c	897,8 b	816,87 b
p-value	0,02	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Błąd standardowy	0,72	22,43	79,85	66,59	46,63	47,77

* Dane oznaczone tą samą literą nie różnią się istotnie statystycznie przy $\alpha = 0,05$

**Każdy termin analizowany był oddzielnie

W pierwszym terminie (16.04), pąki kwiatowe nie zostały jeszcze wykształcone (Tab. 8). W terminie drugim (25.04) istotnie więcej było pąków kwiatowych w kombinacjach z dodatkiem światła czerwonego, niż u kombinacji ze światłem białym oraz białym: niebieskim (Tab. 8).

W kolejnym terminie (08.05) zaobserwowano pozytywny wpływ na liczbę kwiatów w przypadku roślin oświetlanych światłem białym: czerwonym oraz białym: czerwonym: niebieskim – w pierwszym przypadku, kwiatów było najwięcej w porównaniu do innych kombinacji. Statystycznie najmniej kwiatów było u obydwu kombinacji nie zawierających w swoim spektrum światła barwy czerwonej (Tab. 8).

30 maja, pomiar wykazał podobne statystycznie wartości, jak w terminie poprzedzającym. Na liczbę kwiatów miało największy wpływ światło białe: czerwone, natomiast liczba kwiatów była najmniejsza u kombinacji światła białego i białego: niebieskiego (Tab. 8).

W następnym terminie (11.06), tak samo jak w poprzednim, najwięcej kwiatów zaobserwowano u roślin z kombinacji ze światłem białym czerwonym, istotnie mniej w przypadku światła białego: czerwonego: niebieskiego, lecz najmniej kwiatów/pąków miały rośliny oświetlane diodami, u których spektrum nie zawierało światła czerwonego (Tab. 8).

Pomiary w ostatnim terminie (28.06) wykazały, że podobnie jak w trzech poprzednich terminach, największą liczbę kwiatów miały petunie oświetlane światłem białym: czerwonym. Istotnie mniej miały ich rośliny z pozostałych kombinacji, pomiędzy którymi nie zauważono istotnych różnic (Tab. 8).

Tabela 8. Wpływ spektrum światła na liczbę kwiatów/pąków petunii ogrodowej ‘Dark Red’

Spektrum światła	Termin pomiaru**					
	16.04	25.04	08.05	30.05	11.06	28.06
	Liczba kwiatów/pąków (szt.)					
Białe (kontrola)	-	0,06 b*	6,0 c	14,33 c	9,73 c	38,0 b
Białe: niebieskie (400–500 nm)	-	0,00 b	9,13 c	13,95 c	11,41 c	41,13 b
Białe: czerwone (600–700 nm)	-	2,93 a	36,51 a	34,58 a	26,52 a	65,8 a
Białe: czerwone: niebieskie	-	2,74 a	22,44 b	22,82 b	20,44 b	44,85 b
p-value	-	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Błąd standardowy	-	0,34	2,82	2,97	1,79	4,13

* Dane oznaczone tą samą literą nie różnią się istotnie statystycznie przy $\alpha = 0,05$

**Każdy termin analizowany był oddzielnie

Pierwszy termin (16.04) nie został wzięty pod uwagę ze względu na brak możliwości przeprowadzenia pomiarów u roślin, u których kwiaty się jeszcze nie ukształtowały (Tab. 9).

W drugim terminie (25.04) nie rozwinęły się kwiaty u roślin będących pod wpływem spektrum światła białego i białego: niebieskiego. Natomiast zauważono, że istotnie większą średnicę miały kwiaty w kombinacji ze światłem białym: czerwonym, a statystycznie największe były kwiaty roślin pod wpływem światła mieszanego (białe: czerwone: niebieskie) (Tab. 9).

Pomiary przeprowadzone w kolejnym terminie (08.05) wykazały, że statystycznie największe kwiaty były w kombinacji światła zmiksowanego (białe: czerwone: niebieskie), a najmniejsze u roślin oświetlanych światłem białym. Istotnie większe kwiaty od roślin kontrolnych miały rośliny w kombinacji ze światłem białym: niebieskim, lecz średnica kwiatów roślin w kombinacji ze światłem białym: czerwonym nie różniła się istotnie od kombinacji ze spektrum światła, które zawierały światło niebieskie – jedynie istotnie mniejsze kwiaty zaobserwowano u petunii z kombinacji kontrolnej (Tab. 9).

W czwartym terminie (30.05) najwięcej kwiatów miały rośliny w kombinacjach z dodatkiem światła czerwonego, natomiast u pozostałych dwóch kombinacji, kwiaty były istotnie mniejsze (Tab. 9).

W następnym terminie (11.06), statystycznie jednakowo, jak w terminie poprzednim, większa średnica kwiatów była w kombinacjach ze światłem białym: czerwonym i białym: czerwonym: niebieskim, natomiast znacząco mniejsza w innych kombinacjach (Tab. 9).

W terminie ostatnim (28.06) najmniejszą średnicę kwiatów uzyskały rośliny z kombinacji światła białego: niebieskiego, natomiast rośliny z pozostałych kombinacji miały istotnie większą średnicę kwiatów i nie różniły się między sobą statystycznie (Tab. 9).

Tabela 9. Wpływ spektrum światła na średnicę kwiatów petunii ogrodowej ‘Dark Red’

Spektrum światła	Termin pomiaru**					
	16.04	25.04	08.05	30.05	11.06	28.06
	Średnica kwiatów (cm)					
Białe (kontrola)	-	0,00 c*	4,47 c	4,99 b	5,06 b	5,89 a
Białe: niebieskie (400–500 nm)	-	0,00 c	4,73 b	4,94 b	5,21 b	5,43 b
Białe: czerwone (600–700 nm)	-	4,49 b	5,22 ab	5,85 a	5,55 a	5,82 a
Białe: czerwone: niebieskie	-	5,38 a	5,71 a	5,76 a	5,75 a	5,82 a
p-value	-	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Błąd standardowy	-	0,27	0,22	0,09	0,10	0,05

* Dane oznaczone tą samą literą nie różnią się istotnie statystycznie przy $\alpha = 0,05$

**Każdy termin analizowany był oddzielnie

Pierwszy (16.04) i drugi termin (25.04) nie zostały uwzględnione przy pomiarze średnicy roślin (Tab. 10).

W trzecim terminie (08.05) największa była średnica roślin, które uprawiane były przy świetle białym: czerwonym i białym: czerwonym: niebieskim, natomiast istotnie mniejsze ale statystycznie tożsame były wyniki pomiarów roślin, które rosły przy świetle białym i białym: niebieskim (Tab. 10).

W kolejnym terminie pomiarów (30.05), tak samo jak w poprzednim, największą średnicę miały rośliny z kombinacji których spektrum zawierało światło czerwone, natomiast kombinacje bez dodatku światła barwy czerwonej okazały się mieć istotnie mniejszą średnicę (Tab. 10).

W terminie piątym (11.06) największą średnicę spośród wszystkich kombinacji miały rośliny oświetlane lampami ze spektrum światła białego: czerwonego. Istotnie mniejszą średnicę miały rośliny oświetlane barwą światła zmiksowanego (białe: czerwone: niebieskie), natomiast kombinacje z roślinami o najmniejszej średnicy w danym terminie to kombinacje ze światłem białym i białym: niebieskim, między którymi nie było istotnych różnic (Tab. 10).

W ostatnim terminie pomiarów (28.06) zaobserwowano, że petunie w kombinacjach z dodatkiem czerwonej barwy światła miały istotnie większą średnicę aniżeli te rośliny, które

uprawiane były przy spektrum światła białego oraz białego: niebieskiego, pomiędzy którymi nie stwierdzono istotnych różnic w kwestii badanego parametru (Tab. 10).

Tabela 10. Wpływ spektrum światła na średnicę roślin petunii ogrodowej ‘Dark Red’

Spektrum światła	Termin pomiaru**					
	16.04	25.04	08.05	30.05	11.06	28.06
	Średnica roślin (cm)					
Białe (kontrola)	-	-	22,1 b*	31,66 b	35,5 c	43,9 b
Białe: niebieskie (400–500 nm)	-	-	24,62 b	31,27 b	35,66 c	44,62 b
Białe: czerwone (600–700 nm)	-	-	35,57 a	39,92 a	45,25 a	50,00 a
Białe: czerwone: niebieskie	-	-	35,58 a	41,22 a	40,34 b	48,01 a
p-value	-	-	0,00	0,00	0,00	0,00
Błąd standardowy	-	-	0,95	1,23	0,98	0,89

* Dane oznaczone tą samą literą nie różnią się istotnie statystycznie przy $\alpha = 0,05$

**Każdy termin analizowany był oddzielnie

Podsumowując, rodzaj spektrum światła miał wpływ na rozwój i kwitnienie petunii (Fot. 8) – niezależnie od terminu pomiaru, światło czerwone w obydwu kombinacjach wykazało pozytywne oddziaływanie na zwiększenie wysokości roślin i długości pędów bocznych oraz na liczbę pąków kwiatowych, średnicę roślin i kwiatów. Natomiast światło białe spowodowało zwiększenie powierzchni liści i liczby pędów bocznych – od trzeciego terminu pomiarów (08.05). Mix światła (białe: czerwone: niebieskie), w większości terminów nie wykazywał większego (pozytywnego) wpływu na parametry biometryczne niż światło białe: czerwone. Podobna sytuacja miała miejsce pomiędzy roślinami z kombinacji światła białego i niebieskiego, gdzie przeważnie wyniki poszczególnych parametrów nie różniły się istotnie między sobą.



Białe: czerwone: niebieskie	Białe: czerwone	Białe: niebieskie	Białe
33: 33: 33%	50: 50%	50:50%	100%

Fot. 8. Dynamika wzrostu i kwitnienia petunii ogrodowej ‘Dark Red’ w zależności od barwy światła (08.05)

2. Wpływ spektrum światła na wybrane parametry biochemiczne petunii ogrodowej w zależności od terminu i widma światła

Analizując wyniki w kontekście terminu pomiaru chlorofilu a, w pierwszym terminie (25.04) jego zawartość była najwyższa u roślin będących pod wpływem światła białego: czerwonego oraz białego: czerwonego: niebieskiego. Pomędzy powyższymi kombinacjami nie zauważono istotnych różnic w zawartości chlorofilu a, natomiast istotnie mniej zawierały go rośliny oświetlane światłem białym, a statystycznie najmniej chlorofilu a obserwowano w kombinacji roślin oświetlanych światłem białym: niebieskim (Tab. 11).

W drugim terminie (30.05) nie wykazano istotnych różnic w zawartości chlorofilu a między wszystkimi kombinacjami, oprócz kombinacji ze światłem białym: czerwonym: niebieskim, gdzie chlorofilu a było istotnie mniej niż w pozostałych spektrach światła (Tab. 11).

W trzecim terminie (28.06) wystąpiły istotne różnice w zawartości chlorofilu a we wszystkich kombinacjach światła. Najbardziej pozytywnie na zawartość chlorofilu a w liściach wpłynęło światło białe, istotnie mniejsza różnica wystąpiła kolejno w kombinacjach ze spektrum światła białego: niebieskiego, białego: czerwonego oraz zmiksowanego (białe: czerwone: niebieskie) (Tab. 11).

W tym samym terminie (28.06), u roślin przeniesionych do szklarni, zauważono odmienny wpływ działania spektrum światła białego i białego: niebieskiego na zawartość chlorofilu a w liściach petunii w stosunku do spektrum światła z dodatkiem barwy czerwonej, gdzie zawartość danego barwnika była istotnie mniejsza niż w kombinacjach bez światła czerwonego (Tab. 11).

Średnia wyników pomiaru chlorofilu a pod względem spektrum światła wskazała, że rodzaj światła miał istotny wpływ na jego zawartość, szczególnie w przypadku światła białego, gdzie dana zawartość była największa oraz u roślin oświetlanych światłem zmiksowanym (białe: czerwone: niebieskie), które wpłynęło minimalizująco na zawartość chlorofilu a, toteż była ona istotnie najmniejsza spośród czterech kombinacji. Pomiedzy kombinacjami ze światłem białym: czerwonym i białym: niebieskim nie stwierdzono istotnych różnic (Tab. 11).

Wyniki przeanalizowane pod kątem wpływu spektrum światła białego na zawartość chlorofilu a w poszczególnych terminach pomiarów ukazały, że najwięcej posiadały go rośliny z trzeciego (28.06) terminu, które pozostawały w fitotronie. Istotnie mniej danego barwnika zawierały liście roślin z ostatniego terminu (28.06) – przeniesione do szklarni, kolejno znacznie mniej było chlorofilu a u roślin z terminu drugiego (30.05). Statystycznie najmniej chlorofilu a uzyskała kombinacja z pierwszego terminu (25.05). (Tab. 11).

Zawartość chlorofilu a w liściach roślin pod wpływem spektrum światła białego: niebieskiego w zależności od terminu była statystycznie taka sama, jak u roślin pod wpływem światła białego. Najwyższa była w trzecim terminie (28.06) u roślin, które nie zostały przeniesione do szklarni. Znacząco niższa była ona w trzecim terminie (28.06) u roślin szklarniowych. Kolejno istotnie mniej zawierały danego barwnika rośliny zbadane w drugim terminie (30.05), a najmniej chlorofilu a zawierały petunie w pierwszym terminie pomiaru (25.04) (Tab. 11).

U roślin rosnących w spektrum światła białego: czerwonego największą ilość chlorofilu a zawierały rośliny w pierwszym terminie pomiaru (25.04), a istotnie mniejszą kolejno w drugim (30.05) i trzecim terminie (28.06), gdzie najmniejsza ilość danego barwnika wystąpiła u roślin będących w szklarni (Tab. 11).

W kombinacji światła białego: czerwonego: niebieskiego wystąpiły istotne różnice we wszystkich terminach pomiarów, tak jak w poprzednio opisanych kombinacjach. Największą zawartość chlorofilu a stwierdzono w pierwszym terminie, zaś znacznie mniejsza była ona w kolejnym terminie (30.05), w terminie trzecim (28.06) istotnie mniejsza niż w terminie poprzednim, z czego u roślin pozostających w szklarni zawartość chlorofilu a była statystycznie najniższa w porównaniu do pozostałych terminów i roślin w fitotronie (Tab. 11).

Poprzez uśrednione wyniki pod względem wpływu terminu na zawartość chlorofilu a w poszczególnych kombinacjach spostrzeżono, że termin pomiaru miał istotny wpływ na ilość chlorofilu a u petunii, gdzie najczęściej zawierały go rośliny z fitotronu zmierzone w trzecim terminie (28.06), istotnie mniejsza dana zawartość była w liściach roślin ze szklarni (28.06), natomiast najmniej chlorofilu a zawierały rośliny zarówno w pierwszym (25.04), jak i drugim terminie (30.05) (Tab. 11).

Tabela 11. Wpływ spektrum światła na zawartość chlorofilu a u petunii ogrodowej ‘Dark Red’

Termin pomiaru	Spektrum światła				Średnia
	Białe (kontrola)	Białe: niebieskie	Białe: czerwone	Białe: czerwone: niebieskie	
	Zawartość chlorofilu a (mg · g ⁻¹ s. m.)				
25.04	9,30 d* B*	6,55 d C	11,61 a A	11,49 a A	9,73 c
30.05	10,30 c A	10,31 c A	10,09 b A	8,22 b B	9,73 c
28.06	25,51 a A	19,79 a B	9,38 c C	7,98 c D	16,03 a
28.06 (szklarnia)	12,61 b A	12,95 b A	8,79 d B	8,37 b B	10,68 b
Średnia	14,43 a	12,40 ab	10,25 bc	9,10 c	-

* Dane oznaczone tą samą małą literą w rzędach i wielką literą w kolumnach nie różnią się istotnie statystycznie przy $\alpha = 0,05$

Małe litery – wpływ terminu pomiaru

Wielkie litery – wpływ spektrum światła

Interpretując wyniki w kontekście terminu pomiaru chlorofilu b, w pierwszym terminie (25.04) jego zawartość była najniższa w przypadku kombinacji ze światłem białym: czerwonym, natomiast u roślin pozostałych kombinacji, poziom chlorofilu b był znacznie wyższy i pomiędzy tymi kombinacjami nie wystąpiły istotne różnice w zawartości danego barwnika (Tab. 12).

W drugim terminie pomiarów (30.05), podobnie jak w poprzednim terminie, najmniej chlorofilu b zawierały liście roślin oświetlanych światłem białym: czerwonym, natomiast rośliny z pozostałych kombinacji zawierały danego barwnika statystycznie znacznie więcej, pomiędzy tymi roślinami wynik nie różnił się istotnie (Tab. 12).

W trzecim terminie pomiarów (28.06) roślin, które pozostały w fitotronie, najwięcej chlorofilu b zaobserwowano w kombinacji kontrolnej ze światłem białym, istotnie mniej zawierały tego związku petunie oświetlane światłem białym: niebieskim i białym: czerwonym, a najniższą zawartością chlorofilu b charakteryzowały się rośliny pod wpływem światła zmiksowanego (białe: czerwone: niebieskie) (Tab. 12).

28 czerwca u roślin ze szklarni zaobserwowaną istotne różnice w zawartości chlorofilu b pomiędzy kombinacjami, które zawierały światło czerwone i tymi, których spektrum nie składało się ze światła barwy czerwonej – kombinacja kontrolna i światło białe: niebieskie. Znacznie więcej chlorofilu b zawierały rośliny, na które oddziaływało światło czerwone (Tab. 12).

Średnia wyników pomiaru chlorofilu b w odniesieniu do spektrum światła wykazała, że rodzaj światła nie miał wpływu na zawartość danego barwnika w liściach, gdyż pomiędzy kombinacjami nie zauważono istotnych różnic (Tab. 12).

Wyniki przeanalizowane pod względem wpływu spektrum światła białego na zawartość chlorofilu b w poszczególnych terminach pomiarów ukazały, że zaistniały istotne różnice pomiędzy wszystkimi terminami, ponadto najwięcej chlorofilu b zawierały rośliny w trzecim terminie (28.06) w fitotronie, znacznie niższa zawartość chlorofilu b wystąpiła w drugim terminie pomiarów (30.05), kolejno statystycznie mniej było danego barwnika u roślin z pierwszego terminu (25.04), natomiast zawartość chlorofilu b była najniższa u roślin ze szklarni (28.06) (Tab. 12).

W kombinacji ze światłem białym: niebieskim, najwięcej chlorofilu b zawierały rośliny z fitotronu w drugim (30.05) i trzecim terminie (28.06), istotnie mniej tego barwnika było u roślin w pierwszym terminie pomiarów (25.04), natomiast najmniej zawierały go rośliny, które przeniesiono do szklarni (Tab. 12).

W przypadku roślin pod wpływem spektrum światła białego: czerwonego, najwięcej chlorofilu b zaobserwowano u roślin z trzeciego terminu (28.06) niezależnie od pomieszczenia wzrostu, znacznie mniej zawierały go petunie z 30 maja, a najmniej chlorofilu b było w roślinach z pierwszego terminu (25.04) (Tab. 12).

Rośliny rosące w świetle mieszanym (białe: czerwone: niebieskie) zawierały najwięcej chlorofilu b w drugim (30.05) i trzecim terminie (28 czerwca w szklarni), znacznie mniej go było u roślin z fitotronu (28.06), ale najniższa zawartość danego barwnika została zaobserwowana w pierwszym terminie pomiarów (25.04) (Tab. 12).

Przy analizie średniej wyników uwzględniających wpływ terminu na zawartość chlorofilu a w poszczególnych kombinacjach spostrzeżono, że termin pomiaru miał istotny wpływ na ilość chlorofilu b. Rośliny zawierały go najwięcej w drugim i trzecim terminie pomiarów (30.05 i 28.06). Natomiast znacznie mniej badanego związku zawierały petunie z pierwszego (25.04) i trzeciego terminu (28.06) – u roślin ze szklarni (Tab. 12).

Tabela 12. Wpływ spektrum światła na zawartość chlorofilu b u petunii ogrodowej ‘Dark Red’

Termin pomiaru	Spektrum światła				Średnia
	Białe (kontrola)	Białe: niebieskie	Białe: czerwone	Białe: czerwone: niebieskie	
	Zawartość chlorofilu b (mg · g ⁻¹ s. m.)				
25.04	4,47 c* A*	3,85 b A	1,89 c B	4,00 c A	3,55 b
30.05	5,48 b A	5,33 a A	4,13 b B	5,06 a A	4,99 a
28.06	6,21 a A	5,34 a B	5,43 a B	4,59 b C	5,39 a
28.06 (szklarnia)	2,51 d B	2,79 c B	5,67 a A	5,3 a A	4,06 b
Średnia	4,66 a	4,33 a	4,28 a	4,74 a	-

* Dane oznaczone tą samą małą literą w rzędach i wielką literą w kolumnach nie różnią się istotnie statystycznie przy $\alpha = 0,05$

Małe litery – wpływ terminu pomiaru

Wielkie litery – wpływ spektrum światła

Analizując wyniki w kontekście terminu pomiaru chlorofilu a+b, w pierwszym terminie pomiarów (25.04) jego zawartość była najwyższa u roślin kontrolnych, będących pod wpływem światła białego, u pozostałych kombinacji zawartość ta była znacząco niższa, ale najniższa wartość wystąpiła u roślin rosnących przy spektrum zawierającym światło czerwone (białe: czerwone i białe: czerwone: białe) i nie różniła się znacząco między obiema kombinacjami (Tab. 13).

W drugim terminie (30.05) najwyższą zawartość chlorofilu a+b zaobserwowano u roślin oświetlanych światłem białym i białym: niebieskim, znacznie mniej zawierały go petunie pod wpływem światła białego: czerwonego: niebieskiego, a statystycznie najmniej go było u roślin rosnących przy świetle białym: czerwonym – światło czerwone wpłynęło hamująco na zawartość chlorofilu a+b w roślinach (Tab. 13).

W trzecim terminie pomiarów (28.06) najwyższy poziom zawartości chlorofilu a+b wystąpił w kombinacji światła białego, istotnie mniej zawierały go rośliny przy świetle białym: niebieskim, jeszcze niższa zawartość wystąpiła w kombinacji ze światłem białym: czerwonym, lecz najmniej danego barwnika było w roślinach oświetlanych światłem mieszanym (białe: czerwone: niebieskie) (Tab. 13).

W trzecim terminie pomiarów (28.06) wykonywanych na roślinach ze szklarni największą zawartością chlorofilu a+b charakteryzowała się kombinacja ze światłem białym: czerwonym. Znacznie różniła się zawartość danego barwnika przy świetle kontrolnym i zmiksowanym (białe: czerwone: niebieskie), była ona niższa. Najmniejszą zawartość chlorofilu a+b miały rośliny będące pod wpływem światła białego: niebieskiego (Tab. 13).

Średnia wyników pomiaru chlorofilu a+b pod względem spektrum światła ze wszystkich terminów wykazała, że rodzaj światła miał istotny wpływ na zawartość danego barwnika w liściach. Było go najwięcej w roślinach pod wpływem światła białego kontrolnego, istotnie mniej zawierały go rośliny oświetlane światłem białym: niebieskim. Nie zauważono istotnych różnic w ilości chlorofilu a+b pomiędzy kombinacjami ze światłem białym: niebieski a białym: czerwonym i mieszanym (białe: czerwone: niebieskie), aczkolwiek rośliny, na które oddziaływało spektrum światła mieszanego zawierały statystycznie najmniej chlorofilu a+b ze wszystkich kombinacji (Tab. 13).

Wyniki przeanalizowane pod kątem wpływu spektrum światła białego na zawartość chlorofilu a +b wykazały, że najwięcej danego barwnika zawierały liście roślin mierzonych w terminie trzecim w fitotronie (28.06), znacznie mniej chlorofilu a+b zawierały petunie w pierwszym (25.04) i drugim (30.05) terminie, lecz najniższą zawartość danego związku stwierdzono u roślin w szklarni (28.06) (Tab. 13).

W przypadku spektrum światła białego: niebieskiego wystąpiły istotne różnice pomiędzy wszystkimi terminami pomiarów. Najwięcej chlorofilu a+b znajdowało się w roślinach 28 czerwca (fitotron), mniej zawierały go rośliny w drugim terminie (30.05) oraz kolejno w pierwszym (25.04) i trzecim (28.06) u roślin ze szklarni, gdzie zawartość chlorofilu a+b okazała się najniższa (Tab. 13).

W roślinach oświetlanych światłem białym: czerwonym najwięcej chlorofilu a+b zaobserwowano 28.06 u roślin ze szklarni oraz fitotronu, istotnie mniej go było w drugim terminie (30.05), natomiast najniższą zawartością chlorofilu a+b charakteryzowały się rośliny zmierzone w pierwszym terminie (25.04) (Tab. 13).

Największą zawartość chlorofilu a+b u roślin oświetlanych światłem zmiksowanym (białe: czerwone: niebieskie) zaobserwowano w trzecim terminie (28.06), uwzględniając szklarnię i fitotron. Znacznie mniej chlorofilu a+b zawierały rośliny mierzone w pierwszym (25.04) oraz drugim (30.05) terminie (Tab. 13).

Uśrednione wyniki wykazały, że termin pomiaru miał istotny wpływ na zawartość chlorofilu a+b w poszczególnych kombinacjach. Najwięcej badanego barwnika zawierały rośliny będące w fitotronie w trzecim terminie pomiaru (28.06), natomiast istotnie mniej go było w pozostałych terminach, których wyniki nie różniły się istotnie między sobą (Tab. 13).

Tabela 13. Wpływ spektrum światła na zawartość chlorofilu a+b u petunii ogrodowej ‘Dark Red’

Termin pomiaru	Spektrum światła				Średnia
	Białe (kontrola)	Białe: niebieskie	Białe: czerwone	Białe: czerwone: niebieskie	
	Zawartość chlorofilu a+b (mg · g ⁻¹ s. m.)				
25.04	22,69 b* A*	18,86 c B	17,47 c C	17,71 b C	19,18 b
30.05	22,72 b A	22,67 b A	15,65 b C	17,71 b B	19,68 b
28.06	32,28 a A	26,75 a B	22,29 a C	19,29 a D	25,15 a
28.06 (szklarnia)	19,32 c B	17,82 d C	21,88 a A	20,29 a B	19,83 b
Średnia	24,25 a	21,52 b	19,32 bc	18,75 c	-

* Dane oznaczone tą samą małą literą w rzędach i wielką literą w kolumnach nie różnią się istotnie statystycznie przy $\alpha = 0,05$

Małe litery – wpływ terminu pomiaru

Wielkie litery – wpływ spektrum światła

Interpretując wyniki w kontekście terminu pomiaru karotenoidów, w pierwszym terminie (25.04) ich zawartość była najwyższa u roślin kontrolnych (światło białe). Znacząco mniej zawierały ich rośliny rosnące w świetle białym: niebieskim, natomiast najmniej stwierdzono ich w obydwu kombinacjach z dodatkiem światła czerwonego (białe: czerwone i białe: czerwone: niebieskie) – pomiędzy tymi kombinacjami nie wystąpiły istotne różnice (Tab. 14).

W drugim terminie pomiarów (30 maja) najwyższą zawartość karotenoidów zaobserwowano u roślin rosnących w świetle białym: niebieskim, istotnie mniej tego związku zawierały petunie z kombinacji światła białego kontrolnego, jeszcze mniejszą zawartość karotenoidów stwierdzono u roślin będących pod wpływem światła białego: czerwonego: niebieskiego, natomiast statystycznie najniższą zawartością danego związku charakteryzowały się rośliny rosnące w świetle białym: czerwonym (Tab. 14).

28 czerwca, w trzecim terminie pomiarów roślin uprawianych w fitotronie spostrzeżono, że wystąpiły istotne różnice we wszystkich kombinacjach. Najwięcej karotenoidów wystąpiło u roślin będących pod wpływem światła białego, kolejno mniej ich zawierały rośliny rosnące w świetle białym: niebieskim, białym: czerwonym oraz zmiksowanym (białe: czerwone: niebieskie) (Tab. 14).

W ostatnim terminie pomiarów (28.06) u roślin ze szklarni stwierdzono, że najwięcej karotenoidów zawierały rośliny rosnące pod wpływem spektrum, które zawierało dodatek światła czerwonego (białe: czerwone, białe: czerwone: niebieskie). Pomiedzy tymi kombinacjami nie wystąpiły istotne różnice. Znacznie mniej karotenoidów zaobserwowano u petunii rosnących w świetle białym, natomiast statystycznie najniższą zawartością danego barwnika charakteryzowały się rośliny z kombinacji światła białego: niebieskiego) (Tab. 14).

Średnia wyników pomiaru karotenoidów ze wszystkich terminów w odniesieniu do spektrum światła wykazała, że rodzaj światła miał istotny wpływ na zawartość karotenoidów – w każdej kombinacji wystąpiły istotne różnice. Najwięcej karotenoidów znajdowało się w roślinach oświetlanych światłem białym, kolejno istotnie mniej zawierały ich kombinacje światła białego: niebieskiego, białego: czerwonego: niebieskiego, natomiast statystycznie najniższą zawartość danego barwnika zaobserwowano u roślin oświetlanych światłem białym: czerwonym (Tab. 14).

Wyniki przeanalizowane pod kątem wpływu spektrum światła białego na zawartość karotenoidów wykazały, że najwięcej tego związku zawierały rośliny mierzone w trzecim terminie (28.06), które rosły w fitotronie. Istotnie mniej zawierały ich rośliny zmierzone w pierwszym i drugim terminie (25.04 i 30.05), pomiędzy którymi nie stwierdzono występowania istotnych różnic, natomiast najniższą zawartością karotenoidów charakteryzowały się rośliny ze szklarni (28.06) (Tab. 14).

Rośliny rosnące w świetle białym: niebieskim miały najwyższą zawartość karotenoidów i statystycznie jednakową w drugim (30.05) i trzecim terminie (28.06) - w pomieszczeniu wzrostowym. Istotnie niższą zawartością danego barwnika charakteryzowały się rośliny w terminie pierwszym (25.04) i trzecim (28.06), po przeniesieniu do szklarni. Pomiedzy tymi dwoma kombinacjami nie stwierdzono występowania istotnych różnic (Tab. 14).

W kombinacji petunii rosnących przy spektrum światła białego: czerwonego zaobserwowano najwyższą zawartość karotenoidów w ostatnim terminie pomiaru u roślin w szklarni (28.06). W tym samym terminie stwierdzono znacznie mniejszą zawartość badanego związku w roślinach, które pozostały w fitotronie. Najniższą zawartość

karotenoidów miały rośliny mierzone zarówno w pierwszym (25.04), jak i w drugim terminie (30.05) (Tab. 14).

Spektrum światła białego: czerwonego: niebieskiego pozytywnie wpłynęło na zawartość karotenoidów w tkankach roślin w trzecim terminie pomiaru roślin szklarniowych (28.06), znacznie mniej tego barwnika zawierały rośliny w drugim (30.05) i trzecim terminie pomiaru (28.06) roślin znajdujących się w fitotronie, natomiast najmniej karotenoidów stwierdzono u roślin mierzonych w pierwszym terminie (25.04) (Tab. 14).

Przy analizie średniej wyników uwzględniających wpływ terminu na zawartość karotenoidów w każdej z kombinacji spostrzeżono, że termin pomiaru miał istotny wpływ na ilość karotenoidów w petuniach. Średnio najwięcej karotenoidów zaobserwowano w roślinach mierzonych w trzecim terminie (28.06) w fitotronie, istotnie mniej danego barwnika było w tym samym terminie u roślin ze szklarni i w drugim terminie pomiaru (30.05) – pomiędzy tymi terminami nie stwierdzono istotnych różnic, natomiast statystycznie najniższa zawartość karotenoidów wystąpiła u roślin mierzonych w pierwszym terminie (25.04) (Tab. 14).

Tabela 14. Wpływ spektrum światła na zawartość karotenoidów u petunii ogrodowej ‘Dark Red’

Termin pomiaru	Spektrum światła				Średnia
	Białe (kontrola)	Białe: niebieskie	Białe: czerwone	Białe: czerwone: niebieskie	
	Zawartość karotenoidów (mg · g ⁻¹ s. m.)				
25.04	166,08 b* A*	140,65 b B	129,42 c C	130,15 c C	141,57 c
30.05	176,29 b B	193,40 a A	128,55 c D	158,89 b C	164,28 b
28.06	223,96 a A	196,26 a B	169,41 b C	151,48 b D	185,27 a
28.06 (szklarnia)	145,89 c B	135,83 b C	187,7 a A	182,1 a A	162,88 b
Średnia	178,05 a	166,53 b	153,77 d	155,65 c	-

* Dane oznaczone tą samą małą literą w rzędach i wielką literą w kolumnach nie różnią się istotnie statystycznie przy $\alpha = 0,05$

Małe litery – wpływ terminu pomiaru

Wielkie litery – wpływ spektrum światła

Interpretując wyniki badań zawartości białek rozpuszczalnych pod kątem terminu pomiaru, w pierwszym terminie (25.04) najwięcej białka rozpuszczalnego zaobserwowano u roślin rosnących przy świetle białym: czerwonym. Pozostałe kombinacje zawierały danej substancji istotnie mniej, natomiast najniższą zawartością białek rozpuszczalnych charakteryzowały się kombinacje, w których spektrum zawierało się światło niebieskie (Tab. 15).

W drugim terminie pomiaru (30.05) zauważono pozytywny wpływ na zawartość białka rozpuszczalnego w przypadku roślin z kombinacji, które w swoim spektrum nie zawierały światła niebieskiego, czyli u roślin spod wpływu światła białego i białego: czerwonego. Pozostałe kombinacje zawierały danej substancji znacznie mniej i nie różniły się znacznie między sobą (Tab. 15).

W trzecim terminie pomiarów (28.06) u roślin, które rosły w świetle białym zaobserwowano statystycznie więcej białka rozpuszczalnego niż w pozostałych kombinacjach. Natomiast statystycznie najniższą wartość białek stwierdzono u roślin rosnących w świetle białym: niebieskim (Tab. 15).

W tym samym terminie pomiarów (28.06), u roślin w szklarni nie zaobserwowano istotnych różnic w zawartości białka rozpuszczalnego pomiędzy wszystkimi kombinacjami (Tab. 15).

Średnia wyników pomiaru białka rozpuszczalnego pod względem spektrum światła ze wszystkich terminów wykazała, że rodzaj światła miał istotny wpływ na zawartość danej substancji w liściach. Najwięcej białek rozpuszczalnych zawierały rośliny z kombinacji światła białego: czerwonego i białego (kontrolnego), natomiast statystycznie najniższą wartość białek stwierdzono u petunii rosnących w świetle białym: niebieskim (Tab. 15).

Wyniki przeanalizowane pod kątem wpływu spektrum światła białego na zawartość białek rozpuszczalnych wykazały, że najwięcej danej substancji wykryto u roślin mierzonych w drugim i trzecim terminie u roślin ze szklarni (30.05 i 28.06), natomiast w pozostałych terminach zawartość białka była znacznie niższa i nie różniła się istotnie między sobą (Tab. 15).

U roślin z kombinacji światła białego: niebieskiego stwierdzono istotne różnice jedynie w przypadku roślin ze szklarni (28.06), gdzie zawartość białek rozpuszczalnych była istotnie wyższa, niż w pozostałych terminach (Tab. 15).

W przypadku petunii rosnących w świetle białym: czerwonym, największą zawartość białek rozpuszczalnych zauważono u roślin z pierwszego (25.04) i drugiego terminu (30.05), istotnie więcej białek zaobserwowano w trzecim terminie u roślin ze szklarni (28.06), natomiast najmniej białek było u roślin mierzonych 28 czerwca rosnących w fitotronie (Tab. 15).

Rośliny rosnące przy świetle zmiksowanym (białe: czerwone: niebieskie), zawierały najwięcej białek rozpuszczalnych w ostatnim terminie pomiaru (28.06) zarówno z fitotronu, jak i ze szklarni. Istotnie mniej zawierały danej substancji rośliny w dwóch pierwszych terminach pomiaru (25.04 i 30.05) (Tab. 15).

Średnia wyników pomiaru białek rozpuszczalnych w poszczególnych terminach wykazała, że termin pomiaru miał istotny wpływ na zawartość tej substancji szczególnie w pierwszym terminie (25.04), gdzie zaobserwowano zmniejszoną zawartość białek w stosunku do pozostałych terminów, gdzie wyniki były istotnie wyższe i nie różniły się między sobą statystycznie (Tab. 15).

Tabela 15. Wpływ spektrum światła na zawartość białek rozpuszczalnych u petunii ogrodowej ‘Dark Red’

Termin pomiaru	Spektrum światła				Średnia
	Białe (kontrola)	Białe: niebieskie	Białe: czerwone	Białe: czerwone: niebieskie	
	Zawartość białek rozpuszczalnych (mg · g ⁻¹ s. m.)				
25.04	2,12 b* B*	1,46 b C	3,15 a A	1,13 b C	1,96 b
30.05	3,00 a A	1,65 b B	3,31 a A	1,44 b B	2,35 a
28.06	3,17 a A	1,47 b C	2,31 c B	2,92 a B	2,45 a
28.06 (szklarnia)	2,41 b A	2,42 a A	2,77 b A	2,63 a A	2,56 a
Średnia	2,65 a	1,75 b	2,88 a	2,03 ab	-

* Dane oznaczone tą samą małą literą w rzędach i wielką literą w kolumnach nie różnią się istotnie statystycznie przy $\alpha = 0,05$

Małe litery – wpływ terminu pomiaru

Wielkie litery – wpływ spektrum światła

Analiza wyników w kontekście terminu pomiaru wolnych aminokwasów wykazała, że w pierwszym terminie (25.04) ich zawartość była najwyższa u roślin będących pod wpływem światła białego, natomiast coraz niższa statystycznie u roślin uprawianych kolejno w świetle białym: niebieskim, białym: czerwonym i zmiksowanym (białe: czerwone: niebieskie) (Tab. 16).

W drugim terminie pomiarów (30.05) zaobserwowano wyższą zawartość aminokwasów zarówno w kombinacji ze światłem białym, jak i białym: niebieskim, natomiast znacznie mniej wolnych aminokwasów znajdowało się w roślinach rosnących w świetle, którego spektrum zawierało dodatek światła barwy czerwonej (białe: niebieskie i białe: czerwone: niebieskie). Nie stwierdzono występowania istotnych różnic pomiędzy kombinacjami światła białego i białego niebieskiego, oraz między kombinacjami ze światłem białym: czerwonym i zmiksowanym (Tab. 16).

W trzecim terminie (28.06) w fitotronie, najwyższa zawartość wolnych aminokwasów wystąpiła u petunii rosnących w świetle białym: niebieskim. Istotnie mniej ich było w roślinach, na które oddziaływało światło białe, natomiast najmniej danego związku chemicznego stwierdzono w kombinacjach z dodatkiem światła czerwonego, pomiędzy którymi nie wystąpiły istotne różnice (Tab. 16).

28 czerwca u roślin ze szklarni, najwięcej wolnych aminokwasów stwierdzono w kombinacji kontrolnej (światło białe), znacznie mniej zawierały ich rośliny rosnące w świetle białym: niebieskim, zaś najniższa zawartość badanego związku wystąpiła u roślin rosnących w spektrum z dodatkiem światła czerwonego, gdzie nie stwierdzono istotnych różnic między obiema kombinacjami (Tab. 16).

Średnia wyników pomiaru wolnych aminokwasów ze wszystkich terminów (pod względem spektrum światła) wykazała, że rodzaj światła miał istotny wpływ na ich zawartość w roślinach. Średnio najwyższą zawartość danego związku zaobserwowano u roślin z kombinacji kontrolnej (światło białe), istotnie mniej aminokwasów znajdowało się w roślinach uprawianych w świetle białym: niebieskim, natomiast najmniej wolnych aminokwasów było w petuniach, które rosły pod wpływem spektrum zawierającym światło czerwone (białe: czerwone i białe: czerwone: niebieskie). Pomędzy obiema kombinacjami nie stwierdzono występowania istotnych różnic (Tab. 16).

Wyniki analizowane pod kątem wpływu spektrum światła białego na zawartość wolnych aminokwasów w poszczególnych terminach pomiarów wykazały, że najwięcej posiadały ich rośliny z pierwszego terminu (25.04) i ostatniego terminu (28.06) ze szklarni. Znacząco niższa zawartość aminokwasów wystąpiła u roślin z fitotronu mierzonych w drugim (30.05) i trzecim terminie (28.06) (Tab. 16).

U roślin rosnących pod wpływem spektrum światła białego: niebieskiego spostrzeżono, że najwięcej wolnych aminokwasów było w trzecim terminie pomiaru (28.06) u petunii uprawianych w fitotronie. Istotnie mniej zawierały ich rośliny w tym samym terminie pomiaru w szklarni, natomiast najniższą zawartością aminokwasów charakteryzowały się rośliny z pierwszego i drugiego terminu pomiaru (25.04 i 30.05), pomiędzy którymi nie było istotnych różnic (Tab. 16).

Petunie uprawiane w świetle białym: czerwonym, zmierzone w pierwszym terminie – 25 kwietnia, zawierały najwięcej aminokwasów spośród wszystkich terminów, istotnie mniej aminokwasów było w drugim terminie pomiaru (30.05), natomiast najniższa zawartość wolnych aminokwasów wystąpiła u roślin z fitotronu i szklarni mierzonych w trzecim terminie (28.06) (Tab. 16).

Statystycznie podobny wynik uzyskano u roślin rosnących w świetle zmiksowanym (białe: czerwone: niebieskie). Najwięcej wolnych aminokwasów u tej kombinacji stwierdzono w pierwszym terminie pomiarów, natomiast najmniej – w trzecim terminie (28.06) (Tab. 16).

Za pomocą średniej wyników z poszczególnych terminów pomiaru spostrzeżono, że termin pomiaru miał istotny wpływ na zawartość wolnych aminokwasów, ale jedynie w pierwszym terminie (25.04), gdzie aminokwasów było znacznie mniej niż w przypadku pozostałych terminów, między którymi nie wystąpiły istotne różnice (Tab. 16).

Tabela 16. Wpływ spektrum światła na zawartość wolnych aminokwasów u petunii ogrodowej ‘Dark Red’

Termin pomiaru	Spektrum światła				Średnia
	Białe (kontrola)	Białe: niebieskie	Białe: czerwone	Białe: czerwone: niebieskie	
	Zawartość wolnych aminokwasów ($\mu\text{mol leucyny} \cdot \text{g}^{-1} \text{ s. m.}$)				
25.04	163,27 a* A*	116,57 c B	51,21 a C	37,53 a D	19,14 b
30.05	120,27 b A	119,64 c A	26,79 b B	22,92 b B	72,41 a
28.06	133,22 b B	151,81 a A	15,97 c C	13,53 c C	78,63 a
28.06 (szklarnia)	166,79 a A	134,15 b B	15,09 c C	13,79 c C	82,45 a
Średnia	145,88 a	130,54 b	27,22 c	21,94 c	-

* Dane oznaczone tą samą małą literą w rzędach i wielką literą w kolumnach nie różnią się istotnie statystycznie przy $\alpha = 0,05$

Małe litery – wpływ terminu pomiaru

Wielkie litery – wpływ spektrum światła

Podsumowując, zawartość chlorofilu a w petuniach była najwyższa średnio w trzecim terminie pomiarów w fitotronie i przy świetle białym. Natomiast najniższą zawartość danego barwnika odnotowano w pierwszym i drugim terminie pomiarów, a w zależności od spektrum – u roślin rosnących przy świetle mieszanym (białe: niebieskie: czerwone) i białym: czerwonym. Dodatek światła czerwonego wpłynął na zmniejszenie zawartości chlorofilu a w roślinach.

Zawartość chlorofilu b nie była zależna od spektrum światła, natomiast wystąpiły istotne różnice odnośnie terminu, gdyż większą zawartość danego barwnika zaobserwowano w drugim i trzecim terminie pomiaru u roślin rosnących w fitotronie. W pierwszym terminie pomiaru oraz u roślin w szklarni stwierdzono istotnie mniejszą zawartość badanej substancji.

Badanie zawartości chlorofilu a+b wykazało, że zależnie od spektrum światła, jego ilość była najwyższa u roślin rosnących w świetle białym, natomiast pozostałe spektra wpłynęły na zmniejszenie jego zawartości – szczególnie te, które zawierały światło czerwone. W odniesieniu do terminu pomiaru, wpłynął on znacznie na zmianę zawartości chlorofilu a+b jedynie w przypadku trzeciego terminu pomiaru roślin w fitotronie, gdzie danego barwnika było najwięcej.

Zarówno termin pomiaru, jak i spektrum światła miały istotny wpływ na zawartość karotenoidów w roślinach. Pomędzy każdą kombinacją stwierdzono występowanie istotnych różnic. Najwięcej karotenoidów obserwowano u roślin pod wpływem światła białego oraz w trzecim terminie pomiarów w fitotronie. Natomiast najniższą ich zawartość oznaczono przy spektrum światła białym: czerwonym oraz w pierwszym terminie pomiaru. Wraz ze wzrostem roślin w fitotronie, zawartość karotenoidów zwiększała się, ale w ostatnim terminie pomiaru roślin rosnących w szklarni wynik nie różnił się istotnie w stosunku roślin mierzonych w drugim terminie.

Zawartość białek rozpuszczalnych była wyższa, gdy spektrum nie zawierało światła czerwonego. Termin pomiaru miał istotny wpływ jedynie na początku – w pierwszym terminie, gdzie białek rozpuszczalnych było znacznie mniej, niż w kolejnych terminach pomiarów.

W przypadku badania zawartości wolnych aminokwasów, ich zawartość była najwyższa u roślin rosnących w świetle kontrolnym. Natomiast bardzo niska ich zawartość wystąpiła w przypadku kombinacji zawierających w swoim spektrum światło czerwone. W kontekście terminu pomiaru nie wykazano zależności, z wyjątkiem pierwszego terminu pomiaru, gdzie zawartość wolnych aminokwasów była statystycznie najniższa.

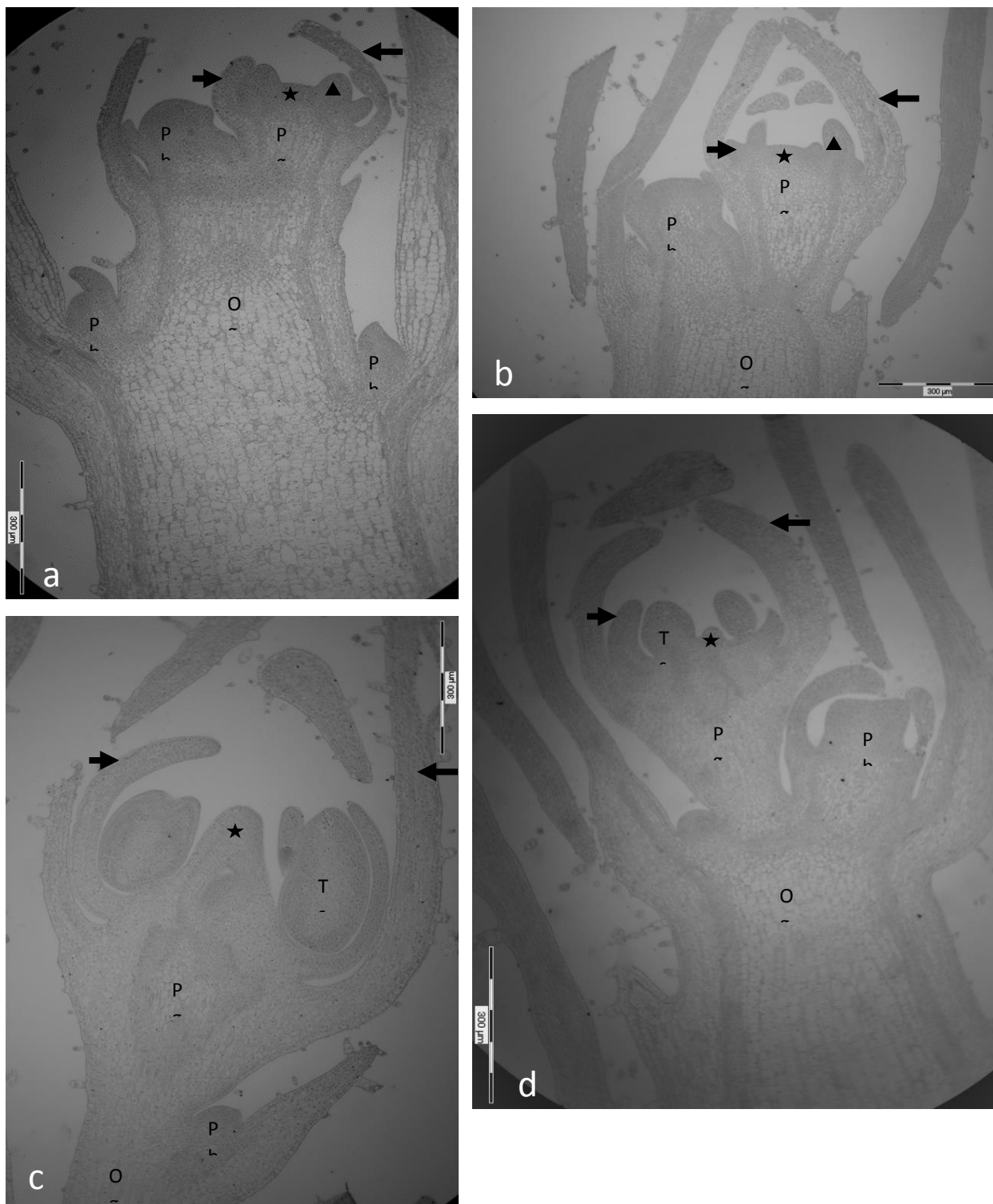
Światło białe pozytywnie wpłynęło na wysoką zawartość każdej badanej substancji biochemicznej w stosunku do pozostałych kombinacji. Więcej zmiennych było w odniesieniu do terminu pomiaru, niż do zastosowanego spektrum światła.

3. Obserwacje mikroskopowe dynamiki rozwoju pąka kwiatowego petunii ogrodowej w zależności od spektrum światła

Obserwacje przeprowadzono jedynie na tym materiale roślinnym, który był pobrany w drugim terminie (25.04), gdyż tylko w tym przypadku zostały zaobserwowane największe zmiany odnośnie dynamiki rozwoju pąków kwiatowych petunii w zależności od spektrum światła.

Rośliny, które rosły w świetle białym oraz białym: niebieskim cechowały się najwolniejszą dynamiką rozwoju pąka kwiatowego (Fot. 9a, b). W pąku głównym u obydwu powyższych kombinacji zauważono zawiązki działek kielicha i płatków korony, zawiązki pręcików będące na inicjalnym etapie rozwoju oraz komórki merystematyczne owocolistków, które wówczas nie tworzyły jeszcze wzgórka merystematycznego (Fot. 9a, b). Rośliny, na które oddziaływało światło białe: czerwone, charakteryzowały się najbardziej zaawansowanym stopniem rozwoju pąka kwiatowego (Fot. 9c). W owych pąkach kwiatowych obserwowano zawiązki działek kielicha i płatków korony wyrastające powyżej pręcikowia, natomiast w działkach kielicha zaczęły pojawiać się przestwory komórkowe (Fot. 9c). W zawiązkach pręcików rozpoznano formującą się tkankę sporogenną, jednakże wówczas pręcik nie różnicował się jeszcze na pylniki i nitkę pręcika. Obserwowano także zrastanie się owocolistków oraz ich elongację w szyjkę słupka, natomiast w części zależniowej zauważono powstające zawiązki zalążków (Fot. 9c). U roślin rosnących w świetle zmiksowanym (białe: czerwone: niebieskie), obserwowano będące w zaawansowanym stadium rozwoju, zawiązki działek kielicha i płatków korony (Fot. 9d). W zawiązkach pręcików obserwowano tworzącą się tkankę sporogenną, owocolistki zaś zainicjowały tworzenie się wzgórka merystematycznego, który był dowodem na wydłużanie się ich w szyjkę słupka (Fot. 9d).

Reasumując, najbardziej dynamiczne zmiany w rozwoju pąka kwiatowego stwierdzono u petunii, które rosły w warunkach zwiększonego udziału światła czerwonego (białe: czerwone), natomiast w najmniejszym stopniu różnicowały się pąki roślin rosnących przy świetle białym oraz białym: niebieskim.



Fot. 9. Wpływ spektrum światła na dynamikę rozwoju pąka kwiatowego petunii ogrodowej ‘Dark Red’ (25.04)

a – światło białe 100%

b – światło niebieskie 50% i białe 50%

c – światło czerwone 50% i białe 50%

d – światło czerwone 33%, niebieskie 33% i białe 33%

Pg – pąk główny, Pb – pąk boczny, Og – oś główna, Ts – tkanka sporogenna, Zz – formujące się zawiązki zalążków, → - zawiązek działki kielicha, ← - zawiązek płatka korony, ★ - zawiązek słupka, ▲ - zawiązek pręcik

4. Wpływ spektrum światła na wybrane parametry biometryczne poinsecji w zależności od terminu

Wysokość roślin w pierwszym terminie pomiarów (27.08) różniła się istotnie przy każdej kombinacji. Najwyższe były poinsecje rosnące w świetle białym: czerwonym, istotnie niższe w świetle zmiksowanym (białe: czerwone: niebieskie), kolejno znacznie niższe przy świetle białym kontrolnym, a najmniejszą wysokość osiągnęły rośliny, które rosły w świetle białym: niebieskim (Tab. 17).

W drugim terminie pomiarów (24.09) najwyższe były rośliny rosnące w świetle białym: czerwonym, znacznie niższe od nich te, które uprawiano w świetle mieszanym (białe: czerwone: niebieskie), niższe od nich były rośliny z kombinacji światła białego: niebieskiego, natomiast najmniejszą wysokością charakteryzowały się rośliny, które rosły pod wpływem światła kontrolnego (Tab. 17).

W ostatnim terminie (15.10) uzyskano wynik statystycznie identyczny w porównaniu do poprzedniego terminu pomiarów – najwyższe rośliny uzyskano poprzez zastosowanie światła białego: czerwonego, natomiast najmniejszą wysokość osiągnęły poinsecje, które rosły w świetle białym – szczególnie dodatek światła czerwonego pozytywnie wpłynął na wysokość roślin (Tab. 17).

Tabela 17. Wpływ spektrum światła na wysokość poinsecji ‘Christmas Feelings’

Spektrum światła	Termin pomiaru**		
	27.08	24.09	15.10
	Wysokość (cm)		
Białe (kontrola)	10,03 c*	11,67 d	12,83 d
Białe: niebieskie (400–500 nm)	9,53 d	11,93 c	14,60 c
Białe: czerwone (600–700 nm)	14,73 a	23,20 a	33,47 a
Białe: czerwone: niebieskie	11,53 b	14,03 b	20,93 b

* Dane oznaczone tą samą literą nie różnią się istotnie statystycznie przy $\alpha = 0,05$

**Każdy termin analizowany był oddzielnie

Biorąc pod uwagę liczbę pędów bocznych, największa ich liczba w pierwszym terminie pomiaru (27.08) wystąpiła u roślin będących pod wpływem światła białego: czerwonego, znacząco mniej ich było kolejno w kombinacji światła białego oraz białego: niebieskiego. Na najmniejszą liczbę pędów bocznych wpłynęło spektrum światła zmiksowanego (białe: czerwone: niebieskie) (Tab. 18).

Analiza drugiego terminu pomiarów (24.09) wykazała, że najwięcej pędów bocznych również wykształciło się pod wpływem światła białego: czerwonego. Istotnie mniejszą liczbą pędów charakteryzowały się poinsecje uprawiane w świetle białym, jeszcze mniej pędów stwierdzono u roślin rosnących w świetle zmiksowanym, natomiast najmniej pędów miały rośliny, które rosły w świetle białym: niebieskim (Tab. 18).

W trzecim terminie pomiarów (15 października) największą liczbę pędów bocznych u poinsecji uzyskano przy zastosowaniu światła białego: czerwonego, znacznie mniej pędów bocznych miały rośliny rosnące w świetle białym kontrolnym. Jeszcze mniejszą liczbą pędów charakteryzowały się rośliny, na które oddziaływało światło białe: niebieskie, a statystycznie najmniej pędów bocznych posiadały rośliny rosnące pod wpływem światła białego: czerwonego: niebieskiego) (Tab. 18).

Tabela 18. Wpływ spektrum światła na liczbę pędów bocznych poinsecji ‘Christmas Feelings’

Spektrum światła	Termin pomiaru**		
	27.08	24.09	15.10
	Liczba pędów bocznych (szt.)		
Białe (kontrola)	7,27 b*	8,13 b	8,33 b
Białe: niebieskie (400–500 nm)	6,53 c	8,07 d	8,27 c
Białe: czerwone (600–700 nm)	8,40 a	9,47 a	12,33 a
Białe: czerwone: niebieskie	6,20 d	8,20 c	7,80 d

* Dane oznaczone tą samą literą nie różnią się istotnie statystycznie przy $\alpha = 0,05$

**Każdy termin analizowany był oddzielnie

Także w przypadku wysokości pędów bocznych, między każdą z kombinacji zaobserwowano istotne różnice. Wysokość pędów bocznych poinsecji zarówno w pierwszym (27.08) jak i w drugim (24.09) oraz trzecim terminie pomiarów (15.10) była największa u roślin rosnących w świetle białym: czerwonym. Kolejno istotnie niższe pędy boczne stwierdzono w kombinacji światła zmiksowanego (białe: czerwone: niebieskie), białego: niebieskiego i ostatecznie białego – w każdym z terminów (Tab. 19).

Tabela 19. Wpływ spektrum światła na wysokość pędów bocznych poinsecji ‘Christmas Feelings’

Spektrum światła	Termin pomiaru**		
	27.08	24.09	15.10
	Wysokość pędów bocznych (cm)		
Białe (kontrola)	2,90 d*	5,03 d	5,54 d
Białe: niebieskie (400–500 nm)	3,40 c	6,43 c	6,62 c
Białe: czerwone (600–700 nm)	7,63 a	16,77 a	19,99 a
Białe: czerwone: niebieskie	5,33 b	10,77 b	13,14 b

* Dane oznaczone tą samą literą nie różnią się istotnie statystycznie przy $\alpha = 0,05$

**Każdy termin analizowany był oddzielnie

Podobnie w pierwszym (27.08), jak i w drugim, ostatnim terminie (24.09) pomiarów powierzchni liści zaobserwowano, że największe liście miały poinsecje, które rosły w świetle białym: czerwonym, istotnie mniejsze liście posiadały rośliny rosnące w świetle mieszanym (białe: czerwone: niebieskie), jeszcze mniejsze liście stwierdzono u roślin, na które oddziaływało światło białe: niebieskie, natomiast najmniejszymi liśćmi charakteryzowały się rośliny, które rosły przy wpływie światła białego, kontrolnego. Między każdą kombinacją stwierdzono występowanie istotnych różnic (Tab. 20).

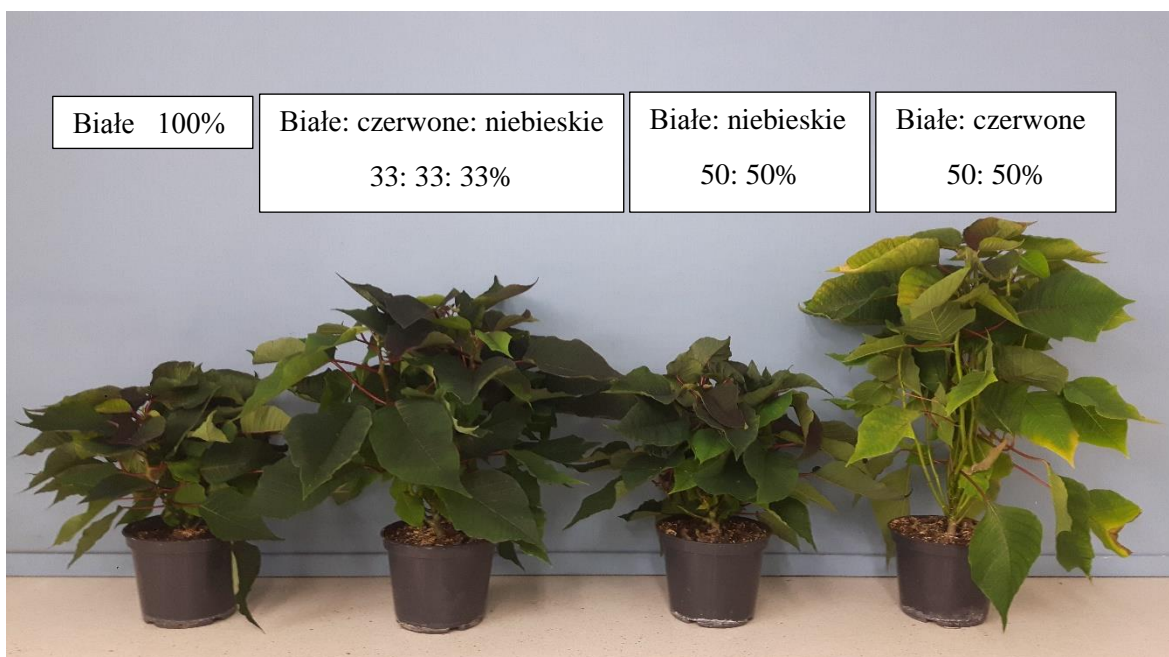
Tabela 20. Wpływ spektrum światła na powierzchnię liści poinsecji ‘Christmas Feelings’

Spektrum światła	Termin pomiaru**	
	27.08	24.09
	Powierzchnia liści (mm ²)	
Białe (kontrola)	4346,33 d*	4366,66 d
Białe: niebieskie (400–500 nm)	5299,67 c	4975,00 c
Białe: czerwone (600–700 nm)	8612,67 a	8669,33 a
Białe: czerwone: niebieskie	6398,00 b	6401,33 b

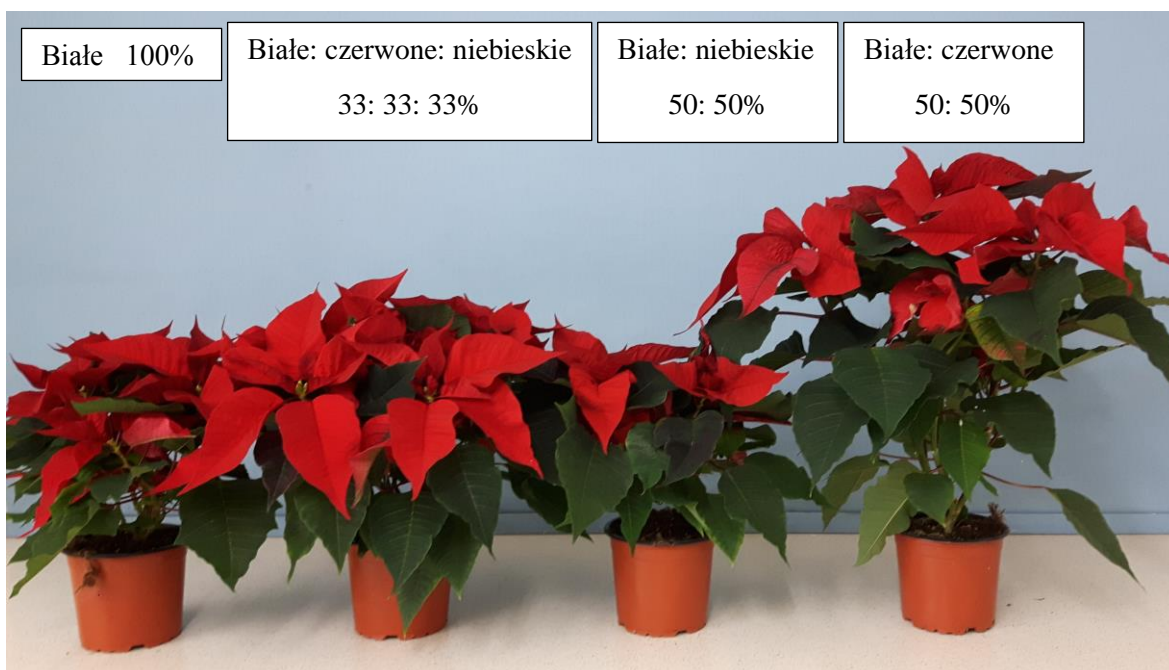
* Dane oznaczone tą samą literą nie różnią się istotnie statystycznie przy $\alpha = 0,05$

**Każdy termin analizowany był oddzielnie

Reasumując, przy każdym badanym parametrze wystąpiły istotne różnice między wszystkimi badanymi kombinacjami (Fot. 10, 11) oraz w każdym z terminów pomiaru – wykazano istotny wpływ rodzaju zastosowanego spektrum światła na rozwój poinsecji. Na wszystkie parametry badanych roślin pozytywnie wpłynęło światło białe: czerwone – rośliny te były najwyższe, miały najwyższe, najbardziej liczne pędy i największe liście spośród wszystkich kombinacji. Także pozytywnie na powyższe parametry wpłynęło światło zmiksowane, które również zawierało światło barwy czerwonej, wyjątkiem była liczba pędów bocznych, gdzie światło zmiksowane nie wykazało pozytywnego wpływu, szczególnie w pierwszym i trzecim terminie pomiaru – wynik ten był najniższy. Wysokość pędów bocznych oraz powierzchnia liści były najmniejsze, gdy rośliny oświetlano światłem białym. Podobnie, najniższe rośliny uzyskano pod wpływem kontrolnego spektrum światła, z wyjątkiem pierwszego terminu, gdzie wysokość roślin była najmniejsza przy oświetlaniu ich światłem białym: niebieskim. Spektrum zawierające światło niebieskie zahamowało tworzenie się większej liczby pędów bocznych względem kombinacji kontrolnej – w każdym z terminów. W przypadku powierzchni liści oraz wysokości pędów bocznych, wpływ poszczególnych spektrum światła nie zmieniał się wraz ze wzrostem rośliny.



Fot. 10. Dynamika wzrostu poinsekcji ‘Christmas Feelings’ w zależności od barwy światła (24.09)



Fot. 11. Dynamika wzrostu poinsekcji ‘Christmas Feelings’ w zależności od barwy światła (15.10)

VI. DYSKUSJA

Obecna praca miała na celu zbadanie wpływu określonego spektrum światła dynamikę wzrostu i kwitnienia roślin rabatowych: petunii ogrodowej ‘Dark Red’ oraz poinsecji ‘Christmas Feelings’.

Petunie oraz poinsecje, które rosły w świetle białym, były niższe od roślin rosnących w świetle mieszanym (białe: czerwone: niebieskie). Dane te nie zostały potwierdzone przez wyniki badań Bergstranda i Schüsslera (2013), gdzie wysokość roślin gatunków *Chrysanthemum x morifolium* ‘Token’, *Kalanchoe x blossfeldiana* ‘Simone’ i *Euphorbia pulcherrima* ‘Novia’ nie różniła się statystycznie, niezależnie od doświetlania światłem białym i czerwonym: niebieskim. Wyniki obecnego badania nie są zgodne również z doświadczeniem przeprowadzonym przez Phansurina i współpracowników (2017) na petuniach i przy fotoperiodzie wynoszącym 16 godzin, gdzie rośliny, na które wpływało światło białe były istotnie wyższe od roślin rosnących w świetle czerwonym: niebieskim. W tym samym badaniu, liczba kwiatów petunii z kombinacji światła białego była znacznie wyższa niż w kombinacji światła czerwonego: niebieskiego. Wyniki te także są sprzeczne z wynikami obecnego badania, w którym światło białe nie wpłynęło na wysoką liczbę kwiatów tak pozytywnie, jak światło białe: czerwone: niebieskie. W obecnym badaniu, pomiędzy kombinacjami ze światłem białym i białym: niebieskim nie stwierdzono istotnych różnic w liczbie kwiatów petunii. Nie potwierdziło tych wyników badanie (Amaki i Kunii 2015), którego autorzy zaobserwowali istotne różnice w liczbie kwiatów u *Kalanchoe blossfeldiana* rosnących przy fotoperiodzie 8 godzin w świetle białym i niebieskim, gdzie w świetle białym rośliny miały istotnie więcej kwiatów, niż rośliny będące pod wpływem światła niebieskiego. Również w tym samym badaniu, światło białe lepiej wpłynęło na liczbę kwiatów niż światło czerwone, co stoi w opozycji do wyników obecnego badania. Natomiast powyżej opisane badania potwierdzają pozytywny wpływ na liczbę kwiatów światła białego: czerwonego w porównaniu do światła białego: niebieskiego. Wysokość petunii oraz poinsecji była większa przy świetle białym: czerwonym, niż przy białym: niebieskim, co nie zgadza się z wynikami badań przeprowadzonych na szalwii błyszczącej i aksamitce – wg Jeongwooka i innych (2002), rośliny oświetlane diodami LED okazały się być wyższe przy zastosowaniu światła niebieskiego, a nie czerwonego. Ponadto, autorzy badania nie stwierdzili występowania istotnych różnic w liczbie pąków kwiatowych szalwii

i aksamitki przy świetle niebieskim i czerwonym, natomiast obecne badania wskazały, że petunie rosnące przy świetle białym: czerwonym miały znacznie więcej kwiatów niż te, które pozostawały pod wpływem światła białego: niebieskiego. W badaniu Curreya i Lopeza (2013) mierzono m.in. długość pędów roślin i wykazano, że petunie rosnące w świetle czerwonym: niebieskim 70: 30% miały znacznie wyższe pędy niż rośliny rosnące w świetle czerwonym. Dane te jedynie częściowo zgadzają się z obecną pracą – połowa terminów pomiarów wykazała bowiem brak istotnych różnic w długości pędów petunii między kombinacją światła białego: czerwonego i zmiksowanego (białe: czerwone: niebieskie). Natomiast w przypadku poinsecji pędy były dłuższe, gdy pozostawały pod wpływem światła białego: czerwonego. W badaniu Akbariana i innych (2016) nie zaobserwowano istotnych różnic między długością pędów w kombinacji światła czerwonego i czerwonego niebieskiego, oraz między kombinacjami światła białego fluorescencyjnego i niebieskiego, podobnie jak w obecnym badaniu dotyczącego petunii. Jednakże pomiary poinsecji wykazały istotne różnice wyników w każdej z kombinacji światła. Średnia liczba pędów bocznych petunii ‘Dark Red’ była większa w przypadku kombinacji ze światłem białym, niż ze światłem mieszanym (białe: czerwone: niebieskie), podobnie jak u poinsecji ‘Christmas Feelings’, co zaobserwowano w większości terminów pomiaru. Nie pokrywa się to z wynikami badań Bergstranda i Schüsslera (2013), którzy zaobserwowali, że chryzantema, kalanchoe i poinsecja miały podobną liczbę pędów, niezależnie od zastosowanego spektrum światła LED (białego i czerwonego: niebieskiego). Stwierdzili również, że nie zmieniła się średnica kalanchoe i chryzantemy pod wpływem powyższych spektrów światła, a u poinsecji średnica ta była większa w przypadku światła białego. Odrębny wynik uzyskano w obecnym badaniu, gdzie światło mieszane lepiej wpłynęło na średnicę petunii niż światło białe. Dodatek światła czerwonego miał negatywny wpływ na wielkość powierzchni liści petunii w porównaniu do kombinacji kontrolnej i ze światłem białym: niebieskim, natomiast wyniki badań Nadaliniego i innych (2017) na truskawce wykazały, że to właśnie przy świetle niebieskim liście miały najmniejszą powierzchnię. Jednak podobne wyniki do obecnego badania na petunii w kontekście powierzchni liści uzyskali Park i Runkle (2018), którzy zaobserwowali także na petuniach, że przy zwiększonym udziale światła czerwonego, liście były mniejsze niż u pozostałych kombinacji. Podobnie stwierdzono w innych badaniach, wykonanych na konopii siewnej (Lalge i in. 2017) oraz rzeźusze ogrodowej (Ajdanian i in. 2019), gdzie w świetle białym liście tych roślin były większe niż w świetle niebieskim: czerwonym. Odrębny wynik spostrzeżono u poinsecji, gdzie dodatek światła czerwonego

(światło białe: czerwone i mieszane) miał pozytywny wpływ na powierzchnię liści, najmniejsza zaś ona była przy świetle białym. Natomiast w badaniu na ozdobnych roślinach doniczkowych *Cordyline australis* i *Sinningia speciosa*, gdzie zastosowano światło LED o barwie białej, czerwonej, niebieskiej i czerwono-niebieskiej nie stwierdzono istotnych różnic w powierzchni liści niezależnie od zastosowanego spektrum światła (Zheng i Van Labeke 2017) co jest sprzeczne z obecnymi wynikami pomiarów obydwu badanych gatunków. W bieżącym doświadczeniu, światło mieszane (białe: niebieskie: czerwone) miało pozytywny wpływ na wielkość średnicy kwiatów, które były większe w porównaniu do kombinacji ze światłem białym: niebieskim, co stoi w opozycji do wyników badań Zakrzewskiej i innych (2017), gdzie chryzantemy wielkokwiatowe pod wpływem światła czerwonego: niebieskiego miały znacznie mniejszą średnicę niż w przypadku światła białego: niebieskiego, a ponadto najmniejszą spośród wszystkich kombinacji (m.in. światło czerwone, białe, niebieskie).

Odnosnie analiz biochemicznych, nie zaobserwowano istotnych różnic w uśrednionych zawartościach chlorofilu a między roślinami rosnącymi w świetle białym: czerwonym a mieszanym (białe: czerwone: niebieskie). Odrębny wynik uzyskali Borowski i współpracownicy (2015) na sałacie, gdzie pomiędzy alternatywnymi kombinacjami zauważono największe różnice (chlorofil a; b) oraz Samuoliene i inni (2010) na truskawce, które zawierały więcej danego barwnika (chlorofilu a), gdy rosły oświetlane diodami LED w świetle czerwonym niż te rosnące w świetle czerwonym: niebieskim. W przypadku chlorofilu b, nie zauważono istotnych różnic między kombinacjami, czego nie potwierdza powyższe badanie – truskawki zawierały bowiem więcej chlorofilu b, gdy rosły w świetle czerwonym. W obecnym doświadczeniu, nie stwierdzono występowania znacznych różnic w zawartości chlorofilu a+b pomiędzy kombinacjami ze światłem białym: czerwonym a mieszanym, natomiast w przypadku truskawki, więcej było danego barwnika u roślin rosnących w świetle mieszanym, niż czerwonym. W wyżej opisywanym badaniu na sałacie wykazano brak istotnych różnic w zawartości karotenoidów między kombinacją kontrolną a światłem czerwonym, co jest sprzeczne z wynikami obecnego badania, gdzie stwierdzono znacznie większą zawartość karotenoidów w kombinacji kontrolnej światła białego. Także odmienne wyniki w kontekście zawartości karotenoidów wykazało badanie na *S. Speciosa*, gdzie u roślin rosnących w białym świetle LED było ich najmniej, podczas gdy w omawianej pracy karotenoidów było najwięcej pod wpływem danego spektrum światła (Zheng i Van

Labeke, 2017). Obecne badanie wykazało, że chlorofilu a było znacznie więcej w roślinach rosnących w świetle białym kontrolnym niż w mieszanym, z czym nie pokrywa się badanie przeprowadzone na rzeżusze, gdzie sytuacja była wręcz odwrotna – światło niebieskie: czerwone pozytywnie wpłynęło na zawartość chlorofilu a niż kontrola (światło naturalne). W opisywanym badaniu autorzy wykazali także, że na wyższą zawartość chlorofilu b wpłynęło lepiej również światło mieszane, natomiast w niniejszym badaniu nie stwierdzono istotnych różnic między wszystkimi kombinacjami w aspekcie tego parametru. Sprzeczny z powyższym jest również wynik zawartości chlorofilu a+b, gdyż przeciwnie do wyników autorów, w obecnej pracy światło zmiksowane nie miało lepszego wpływu na zawartość danego barwnika niż światło kontrolne (Ajdanian i in. 2019). Wg Wanga i innych (2015) światło niebieskie miało istotniejszy (pozytywny) wpływ na zawartość chlorofilu a+b u ogórka siewnego niż światło białe oraz czerwone. Rozbieżny z powyższym jest wynik obecnej pracy, gdzie na zawartość totalnego chlorofilu największy wpływ na petunie wykazało oddziaływanie światła białego. W badaniu na sadzonkach ziemniaka (Chen i in. 2018) stwierdzono pozytywny wpływ dodatku światła niebieskiego na zawartość chlorofilu a u roślin oraz brak istotnych różnic między kombinacjami ze światłem białym i czerwonym: niebieskim. Natomiast obecne badanie wykazało, że udział światła niebieskiego nie miał tak znaczącego wpływu na wysoką zawartość chlorofilu a jak światło białe, ponadto między kombinacjami ze światłem białym i mieszanym stwierdzono istotne różnice. W podobny sposób nie pokrywają się wyniki chlorofilu a+b. Jednakże uzyskane wyniki na zawartość chlorofilu b zgadzają się z powyższym badaniem, gdyż pomiędzy wszystkimi kombinacjami również nie zaobserwowano występowania istotnych różnic. Petunie, które rosły w spektrum z dodatkiem światła czerwonego, zawierały o wiele mniej wolnych aminokwasów (leucyny) niż rośliny z pozostałych kombinacji. W badaniu Menga i współpracowników (2015) wykonanym na młodym jęczmieniu zwyczajnym, stwierdzono 2 razy większą zawartość leucyny, gdy rośliny rosły w świetle LED czerwonym: niebieskim, niż w świetle naturalnym, co nie pokrywa się z obecnym badaniem, gdzie wynik był odwrotny. Wg Ryu i innych (2012), najwięcej leucyny zawierały rośliny mniszka pospolitego rosnące w czerwonym świetle LED. Pozostałe rośliny oświetlane były światłem niebieskim, mieszanym (czerwone: niebieskie) i kontrolnym (światło białe fluorescencyjne). W badaniu na jęczmieniu zwyczajnym stwierdzono zwiększoną zawartość leucyny w roślinach, na które oddziaływało światło czerwone, niż u roślin oświetlanych światłem naturalnym (Koga i in. 2013). Wyniki powyższych badań stoją w sprzeczności z obecną pracą, gdyż światło

czerwone nie miało istotnego wpływu na wysoką zawartość leucyny. Zawartość białek rozpuszczalnych nie różniła się istotnie między sobą u roślin rosnących w świetle białym i zmiksowanym (białe: czerwone: niebieskie). Potwierdziło to badanie Lin i współpracowników (2013) na sałacie siewnej oraz He i innych (2017) na przypołudniku kryształkowym, gdzie między podobnymi kombinacjami nie stwierdzono występowania istotnych różnic w zawartości tych protein. Natomiast w obecnym badaniu, światło niebieskie wpłynęło na zmniejszenie zawartości białek rozpuszczalnych, czego nie zaświadczyły wyżej wymienione badania. W doświadczeniu Chen i innych (2018) odnotowano zmniejszoną zawartość białek rozpuszczalnych w kombinacji ze światłem białym w porównaniu do kombinacji ze światłem czerwonym, niebieskim i czerwonym: niebieskim w sadzonkach ziemniaka, co nie pokrywa się z obecnym doświadczeniem.

Badania mikroskopowe wykazały, że rozwój pąka kwiatowego petunii charakteryzował się największą dynamiką u roślin, które rosły w świetle białym: czerwonym, a najwolniejszą dynamikę wzrostu prezentowały rośliny rosnące w świetle białym i białym: niebieskim (o natężeniu światła $110 \mu\text{M}\cdot\text{m}^{-2}$). Odmienne wyniki opublikowano w badaniu Fukudy i innych (2015) na petunii ogrodowej 'Baccarat Blue', gdzie światło niebieskie skutecznie wpłynęło na indukcję pąka kwiatowego nawet przy niższym natężeniu światła ($70 \mu\text{M}\cdot\text{m}^{-2}$). Natomiast, w przytoczonym badaniu, światło czerwone efektywnie oddziaływało na indukcję kwitnienia tylko przy wyższym natężeniu światła ($150 \mu\text{M}\cdot\text{m}^{-2}$). Wskazuje to na fakt, iż rozwój kwiatów u petunii zależy nie tylko od barwy światła, ale istotny jest także poziom natężenia oświetlenia.

VII. WNIOSKI

1. Dodatek światła czerwonego pozytywnie wpłynął na większość badanych parametrów biometrycznych petunii i poinsecji.
2. Światło białe: czerwone pozytywnie wpłynęło na zmiany w dynamice rozwoju pąka kwiatowego u petunii.
3. Światło niebieskie nie wpłynęło wyraźnie na znaczną część badań biometrycznych u obydwu gatunków – wyjątkiem była liczba pędów poinsecji.
4. Światło czerwone i niebieskie wpłynęło negatywnie na zawartość chlorofilu a, chlorofilu a+b oraz karotenoidów w liściach petunii.
5. Rodzaj spektrum światła nie miał znaczącego wpływu na zawartość chlorofilu b.
6. Dodatek światła niebieskiego negatywnie wpłynął na zawartość białek rozpuszczalnych u petunii.
7. Światło czerwone miało ujemny wpływ na zawartość wolnych aminokwasów.

VIII. LITERATURA

1. Agricultural Statistics Board. 2000. Floriculture crops 1999 summary. USDA, National Agricultural Statistics Service, Sp Cr 6-1(00): 107.
2. Ajdanian L., Babaei M., Aroiee H. 2019. The growth and development of cress (*Lepidium sativum*) affected by blue and red light. *Heliyon* 5(7): 1-9.
3. Akbarian B., Matloobi M., Mahna N. 2016. Effects of LED light on seed emergence and seedling quality of four bedding flowers keywords: bedding flowers, light-emitting diode, light quality, seedling emergence, seedling's quality. *J. Ornam. Plants* 6(2): 115-123.
4. Akoyunoglou G., Anni H. 1984. Blue light effect on chloroplast development in higher plants. In: Senger H. (red.) *Blue light effects in biological systems*. Springer-Verlag, Berlin: 397-406.
5. Alexenizer M., Dorn A. 2007. Screening of medicinal and ornamental plants for insecticidal and growth regulating activity. *J. Pest Sci.* 80: 205-215.
6. Álvarez S., Navarro A., Bañón S., Sánchez-Blanco M. J. 2009. Regulated deficit irrigation in potted *Dianthus* plants: Effects of severe and moderate water stress on growth and physiological responses. *Sci. Hortic.* 122: 579-585.
7. Amaki W., Kunii M. 2015. Effects of light quality on the flowering responses in *Kalanchoe blossfeldiana*. *Acta Hortic.* 1107: 279-284.
8. Aphalo P. J. 2006. Light signals and the growth and development of plant - a gentle introduction. Department of Biological and Environmental Sciences, Plant Biology, University of Helsinki, Finland.
9. Arnon D. I., Allen M. B., Whatley F. R. 1956. Photosynthesis by isolated chloroplasts IV. General concept and comparison of three photo chemical reactions. *Biochimica et Biophysica Acta* 20(3): 449-461.
10. Barreiro R., Guiamet J. J., Beltrano J., Montaldi E.R. 1992. Regulation of the photosynthetic capacity of primary bean leaves by the red: far-red ratio and photosynthetic photon flux density of incident light. *Physiol. Plant.* 85: 97-101.
11. Benton Jones J. 1998. *Plant Nutrition Manual*. CRC Press, Boca Raton, USA.
12. Bergstrand K-J. I. 2017. Methods for growth regulation of greenhouse produced ornamental pot and bedding plants – a current review. *20 Folia Hort.* 29(1): 63-74.

13. Bergstrand K-J., Asp H., Schüssler H. K. 2016. Growth control of ornamental and bedding plants by manipulation of photoperiod and light quality. *Acta Hort.* 1134: 33-40.
14. Bergstrand K-J., Schüssler H. K. 2013. Growth, development and photosynthesis of some horticultural plants as affected by different supplementary lighting technologies. *Europ. J. Hort. Sci.*, 78(3). S. 119-125.
15. Bertram L. 1992. Stem elongation of *Dendranthema* and tomato plants in relation to day and night temperatures. *Acta Hort.* 327: 61-70.
16. Bertram L., Karlsen P. 1994. Patterns in stem elongation rate in chrysanthemum and tomato plants in relation to irradiance and day/night temperature. *Sci. Hortic.* 58 (1-2): 139-150.
17. Boardman N. K. 1977. Comparative photosynthesis of sun and shade plants. *Ann. Rev. Plant Physiol.* 28: 355-377.
18. Borowski E. Michalek S. Rubinowska K., Hawrylak-Nowak B., Grudzinski W. 2015. The effects of light quality on photosynthetic parameters and yield of lettuce plants. *Acta Sci. Pol.* 14: 177-188.
19. Bouly J-P., Schleicher E., Dionisio-Sese M., Vandenbussche F., Van Der Straeten D., Bakrim N., Meier S., Batschauer A., Galland P., Bittl R., Ahmad M. 2007. Cryptochrome blue light photoreceptors are activated through interconversion of flavin redox states. *J. Biol. Chem.* 282(13): 9383-9391.
20. Bradford M. M. 1976. A rapid and sensitive method for the quantification of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein dye binding. *Analytical Biochemistry* 72: 248-25.
21. Brown C. S., Schuerger A. C., Sager J. C. 1995. Growth and photomorphogenesis of pepper plants under red light-emitting diodes with supplemental blue or far-red lighting. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 120: 808-813.
22. Bula R. J., Morrow R. C., Tibbitts T. W., Ignatius R. W., Martin T. S., Barta D. J. 1991. Light emitting diodes as a radiation source for plants. *HortScience* 26: 203-205.
23. Cameron R., Wilkinson S., Davies W., Harrison-Murray R., Dunstan D., Burgess C. 2002. Regulation of plant growth in container-grown ornamentals through the use of controlled irrigation. *Acta Hort.* 630: 305-312.

24. Carlson W. H., Kaczperski M. P., Rowley E. M. 1980. Bedding plants 511-550. In: Introduction to floriculture, 2nd Ed. Larson, R. A. (red.). Academic Press, Inc. New York: 636.
25. Chen L. L., Xue X. Z., Yang Y. D., Chen F., Zhao J., Wang X. X., Khan A. T., Hu Y. G. 2018. Effects of red and blue LEDs on in vitro growth and microtuberization of potato single-node cuttings. *Frontiers of Agricultural Science and Engineering* 5: 197-205.
26. Cosgrove D. J. 1981. Rapid suppression of growth by blue light. *Plant Physiol.* 67: 584-590.
27. Currey C. J., Lopez R. G. 2013. Cuttings of *Impatiens*, *Pelargonium* and *Petunia* propagated under light-emitting diodes and high-pressure sodium lamps have comparable growth, morphology, gas exchange, and post-transplant performance. *Hortscience* 48(4): 428-434.
28. de Castro V. L., Goes K., Chiorato S. 2004. Developmental toxicity potential of paclobutrazol in the rat. *International journal of environmental health research* 14(5): 371-380.
29. Ecke III P., Faust J. E., Williams J. A., Higgins A. 2004. *The Ecke poinsettia manual*. Ball publishing.
30. Erwin J. E., Heins R. D., Karlsson M. G. 1989. Thermomorphogenesis in *Lilium longiflorum*. *Am. J. Bot.* 76(1): 47-52.
31. Faust J. E., Heins R. D. 1997: Quantifying the influence of high-pressure sodium lighting on shoot-tip temperature. *Acta Hort.* 418: 85-91.
32. Folta K. M., Childers K. S. 2008. Light as a growth regulator: controlling plant biology with narrow-bandwidth solid-state lighting systems. *HortScience* 43: 1957-1964.
33. Folta K. M., Maruhnich S. A. 2007. Green light: a signal to slow down or stop. *J. Exp. Bot.* 58: 3099-3111.
34. Fukuda N., Kobayashi-Yoshinaka M., Ubukawa M., Takayanagi K., Sase S. 2002. Effect of light quality, intensity and duration from different artificial light sources on the growth of petunia (*Petunia x hybrida* Vilm.). *J. Japan. Soc. Hortic. Sci.* 71: 509-516.

35. Garner L.C., Björkman T. 1996. Mechanical conditioning for controlling excessive elongation in tomato transplants: sensitivity to dose, frequency, and timing of brushing. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 121: 894-900.
36. Grindal G., Moe R. 1994. Effects of temperature-drop and a short dark interruption on stem elongation and flowering in *Begonia hiemalis* Fotsch. *Sci. Hortic.* 57: 123-132.
37. Grindal G., Moe R. 2009. Involvement of phytochrome B in DIF mediated growth in cucumber. *Sci. Hortic.* 122: 164-170.
38. Grzesiak W., Bieńkowski A., Żupnik M., Wojciechowska R., Kołton A., Kurpaska S. 2011. Nowoczesne systemy doświetlania roślin oparte o najnowsze osiągnięcia technologii SSL LED. *Elektronika* 6: 137-139.
39. Hansen C., Nielsen K. 2001. Reduced phosphorus availability as a method to reduce chemical growth regulation and to improve plant quality. *Plant Nutrition*. Springer: 314-315.
40. Hanson H. C. 1917. Leaf structure as related to environment. *Am. J. Bot.* 4: 533-560.
41. He J., Qin L., Chong E. L. C., Choong T. W., Lee S. K. 2017. Plant growth and photosynthetic characteristics of *Mesembryanthemum crystallinum* grown aeroponically under different blue and red LEDs. *Front. PlantSci.* 8: 361.
42. Hendriks L., Ueber E. 1995. Alternative methods of regulating the elongation growth of ornamental plants: a current assessment. *Acta Hortic.* 378: 159-167.
43. Heo J., Lee C., Chakrabarty D., Paek K. 2002. Growth responses of marigold and salvia bedding plants as affected by monochromic or mixture radiation provided by a Light-Emitting Diode (LED). *Plant Growth Regulation* 38: 225-230.
44. Hopkins W. G, Huner N. P. A. 2009. *Introduction to Plant physiology* (4th ed.). John Wiley & Son, Inc. NJ.
45. Kami C., Lorrain S., Hornitschek P., Fankhauser C. 2010. Light-regulated plant growth and development. *Current Topics in Developmental Biology* 91: 29-66.
46. Koga R., Meng T., Nakamura E., Miura C., Irino N., Devkota H. P., Yahara S., Kondo R. 2013. The effect of photo-irradiation on the growth and ingredient composition of young green barley (*Hordeum vulgare*). *Agric. Sci.* 4: 185-194.

47. Kraepiel Y., Agnès C., Thiery L., Maldiney R., Miginiac E., Delaure M. 2001. The growth of tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) hypocotyls in the light and in darkness differentially involves auxin. *Plant Science* 161: 1067-1074.
48. Kresten Jensen H. E. 1994. Effects of duration and degree of pulse-DIF temperatures on plant height and flowering of *Kalanchoe blossfeldiana* v. Poelln. *Sci. Hortic.* 59: 45-54.
49. Kristoffersen T. 1969. Influence of daylength and temperature on growth and development in poinsettia (*Euphorbia pulcherrima* Willd.). *Acta Hortic.* 14: 79-90.
50. Kubota S., Yamamoto T., Hisamatsu T., Esaki S., Oi R., Roh M. S., Koshioka M. 2000. Effects of red- and far-red-rich spectral treatments and diurnal temperature alternation on the growth and development of *Petunia*. *J. Japan. Soc. Hortic. Sci.* 69: 403-409.
51. Kurilčik A., Dapkunienė S., Kurličik G., Zilinskaite S., Zukauskas A., Duchovskis P. 2008. Effect of photoperiod duration on the growth of *Chrysanthemum* plantlets in vitro. *Sodininkyste ir Daržyninkyste* 27(2): 39-43.
52. Kurpaska S. 2007. Greenhouses and plastic tunnels. *Engineering and Processes. Academic Handbook*, PWRiL, Poznań: 288.
53. Lalgé A., Cerny P., Trojan V., Vyhnánek T. 2017. The effects of red, blue and white light on the growth and development of *Cannabis sativa* L. *Mendel Net*, November 8-9: 646-651.
54. Langton F. A., Cockshull K. E. 1997. Is stem extension determined by DIF or by absolute day and night temperatures? *Sci. Hortic.* 69(3-4): 229-237.
55. Langton F. A., Horridge J. S. 2006. The effects of averaging sub- and supra-optimal temperatures on the flowering of *Chrysanthemum morifolium*. *J. Hort. Sci. Biotechnol.* 81: 335-340.
56. Latimer J. G., Mitchell C. A. 1988. Effects of mechanical stress or abscisic acid on growth, water status and leaf abscisic acid content of eggplant seedlings. *Sci. Hortic.* 36: 37-46.
57. Lichtenthaler H. K., Wellburn A. R. 1983. Determinations of total carotenoids and chlorophylls a and b of leaf extracts in different solvents. *Biochemical Society Transactions* 11(5): 591-592.
58. Lin K. H., Huang M.Y., Huang W. D., Hsu M. H., Yang Z. W., Yang C. M. 2013. The effects of red, blue and white light-emitting diodes on the growth, development

- and edible quality of hydroponically grown lettuce (*Lactuca sativa* L. var. capitata). *Sci. Hortic.* 150: 86-91.
59. Lökke S., Christensen P. 2008. The introduction of the precautionary principle in danish environmental policy: The case of plant growth retardants. *J. Agric. Environ. Ethics* 21: 229-247.
 60. Mastalerz, J. W. 1977. *The greenhouse environment*. John Wiley and Sons, New York, NY: 629.
 61. Massa G. D., Kim H. H., Wheeler R. M., Mitchell C. A. 2008: Plant productivity in response to LED lightning. *HortScience* 43: 1951-1956.
 62. McMahon M. J., Kelly J. W., Decoteau D. R. 1991. Growth of *Dendranthema x grandiflorum* (Ramat.) Kitamura under various spectral filter. *J. Am. Soc. Hortic. Sci.* 116: 950-954.
 63. Meng T., Nakamura E., Irino N., Joshi K. R., Devkota H. P., Yahara S., Kondo R. 2015. Effects of irradiation with light of different photon densities on the growth of young green barley plants. *Agric. Sci.* 6: 208-216.
 64. Mibus H., Hoff K., Serek M. 2014. Ethanol treatment induces compact growth in *Kalanchoë*. *Sci. Hortic.* 168: 234-239.
 65. Miller W. B., Hammer P. A., Kirk T. I. 1993. Reversed greenhouse temperatures alter carbohydrate status in *Lilium longiflorum* Thunb. 'Nellie White'. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 118: 736-740.
 66. Moe R., Glomsrud N., Bratberg I., Valsø S. 1992. Control of plant height in *Poinsettia* by temperature drop and graphical tracking. *Acta Hortic.* 327: 41-48.
 67. Moe R., Heins R. 1990: Control of plant morphogenesis and flowering by light quality and temperature. *Acta Hortic.* 272: 81-89.
 68. Morrow R. C. 2008. LED lighting in horticulture. *HortScience* 43(7): 1947-1950.
 69. Myster J., Moe R. 1995. Effect of diurnal temperature alternations on plant morphology in some greenhouse crops - a mini review. *Sci. Hort.* 62: 205-215.
 70. Nadalini S., Zucchi P., Andreotti C. 2017. Effects of blue and red LED lights on soilless cultivated strawberry growth performances and fruit quality. *Eur. J. Hortic. Sci.* 82(1): 12-20.
 71. Neto A. E. F., Boldrin K. V. F., Mattson N. S. 2015. Nutrition and quality in ornamental plants. *Ornamental Horticulture* 21(2): 139-150.

72. Norcini J. G., Hudson W. G., Garber M. P., Jones R. K., Chase A. R., Bondari K. 1996. Pest management in the US greenhouse and nursery industry: III. Plant Growth Regul. HortTechnology 6: 207-210.
73. Park Y., Runkle E. S. 2018. Spectral effects of light-emitting diodes on plant growth, visual color quality and photosynthetic photon efficacy: White versus blue plus red radiation. Plos One 13(8): 1-14.
74. Phansurin W., Jamaree T., Sakhonwasee S. 2017. Comparison of growth, development and photosynthesis of petunia grown under white or red-blue LED lights. Korean J. Hortic. Sci. 35: 689-699.
75. Poorter H., Bühler J., van Dusschoten D., Climent J., Postma J. A. 2012. Pot size matters: a meta-analysis of the effects of rooting volume on plant growth. Functional Plant Biology 39: 839-850.
76. Puternicki A., Lisak E., Treder W., Treder J., Klamkowski K. 2012. Zastosowanie półprzewodnikowych źródeł światła w doświetlaniu sadzonek wybranych gatunków roślin. Prace Instytutu Elektrotechniki 256: 192-209.
77. Robin C., Hay M. J. M., Newton P. C. D., Greer D. 1994. Effect of light quality (red: far-red ratio) at the apical bud of the main stolon on morphogenesis of *Trifolium repens* L. Ann Bot. 72: 119-123.
78. Robinson D. G., Ehlers U., Herken R., Herrmann B., Mayer F., Schurmann F-W. 1987. Methods of preparation for electron microscopy: 80-83. Springer-Verlag, Berlin.
79. Rosen H. 1957. A modified ninhydrin colorimetric analysis for amino acids. Archives of Biochemistry and Biophysics 67: 10-15.
80. Rowell B., Coolong T. 2010. Production Considerations: 4-5.
81. Runkle E. S., Heins R. D. 2002. Stem extension and subsequent flowering of seedlings growth under film creating a far-red deficient environment. Scientia Horti. 96: 257-265.
82. Ryu J. H., Seo K. S., Kuk Y. I., Moon J. H., Choi S. K., Rha E. S., Lee S. C, Bae C. H. 2012. Effects of LED (Light-Emitting Diode) treatment on antioxidant activities and functional components in *Taraxacum officinale*. J. Medicinal Crop Sci.: 165-170.
83. Sabir T. 2017. Production of poinsettia (*Euphorbia Pulcherrima*) with light emitting diodes compared with the traditional high pressure sodium lamp. Norwegian University of Life Sciences: 1-57.

84. Saebo A., Krekling T., Appelgren M. 1995. Light quality affects photosynthesis and leaf anatomy of brich plantlets in vitro. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture* 41: 177-185.
85. 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.
86. Sánchez-Blanco M. J., Álvarez S., Navarro A., Bañón S. 2009. Changes in leaf water relations, gas exchange, growth and flowering in potted geranium plants irrigated with different water regimes. *J. Plant. Physiol.* 166: 467-476.
87. Schroeter-Zakrzewska A., Kleiber T., Zakrzewski P. 2017. The response of chrysanthemum (*Chrysanthemum x grandiflorum* Ramat./Kitam) cv. Covington to a different range of fluorescent and LED light. *J. Elem.* 22(3): 1015-1026.
88. Schuerger A. C., Brown C. S., Stryjewski E. C. 1997. Anatomical features of papper plants (*Capsicum annuum* L.) grown under red light-emitting diodes supplemented with blue or far red light. *Ann. Bot.* 79: 273-282.
89. Schüssler H. K., Bergstrand K. J. 2012. Control of the shoot elongation in bedding plants using extreme short day treatments. *Acta Hort.* 956: 409-415.
90. Schüssler H. K., Kosiba A. 2006. Effects of extreme short-day treatment (ESD) on the development and appearance of *Calibrachoa hybr.* Cerv. and *Scaevola saligna* G. Forst. *Acta Hort.* 711: 297-300.
91. Senger H. 1982. The effect of blue light on plants and microorganisms. *Phytochem. Photobiol.* 35: 911-920.
92. Shimizu H., Ma Z., Tazawa S., Douzono M., Runkle E., Heins R. 2005. The application of blue light as a growth regulator. ASAE Meeting Presentation 054152.
93. Shimizu, H., Ma Z., Tazawa S., Douzono M., Runkle E., Heins R. 2006: Blue light inhibits stem elongation of chrysanthemum. *Acta Hort.* 711: 363-367.
94. Sims D. A., Percy R. W. 1992. Response of leaf anatomy and photosynthetic capacity in *Alocasia macrorrhiza* (Araceae) to a transfer from low to high light. *Am. J. Bot.* 79: 449-455.
95. Skytt Andersen A., Andersen L. 2000. Growth regulation as a necessary prerequisite for introduction of new plants. *Acta Hort.* 541: 183-192.

96. Starkey K. R., Andersson N. E. 2000. Effects of light and nitrogen supply on the allocation of dry matter and calcium in poinsettia (*Euphorbia pulcherrima* Willd. ex Klotzsch). *J. Hortic. Sci. Biotech.* 75: 251-258.
97. Szabados L., Savoure A. 2010. Proline: a multifunctional amino acid. *Trends in plant science* 15(2): 89-97.
98. Taiz L., Zeiger E. 2011. *Plant Physiology*. 5th Edition, Sinauer Associated Inc., Sunderland, Massachusetts.
99. Tennessen D. J., Singaas E. L., Sharkey T. D. 1994. Light emitting diodes as a light source for photosynthesis research. *Photosynthesis Research* 39: 85-92.
100. Tripathy B. C., Brown C. S. 1995. Root-shoot interaction in greening of wheat seedlings grown under red light. *Plant Physiol.* 107: 407-411.
101. Ueber E., Hendriks L. 1992. Effects of intensity, duration and time of a temperature drop on growth and flowering of *Euphorbia pulcherrima* Willd. ex Klotzsch. *Acta Hortic.* 327: 33-40.
102. van Ieperen W. 2012. Plant morphological and developmental responses to light quality in a horticultural context. *Acta Hortic.* 956: 131-139.
103. Wang N., Barrett J. E., Bartuska C., Nell T. A., Schoellhorn R. K., Hamilton P. E. 2003. Effects of low light levels during the dark period on flower development in *Euphorbia pulcherrima*. *Acta Hortic.* 624: 185-190.
104. Wang X. Y., Xu X. M., Cui J. 2014. The importance of blue light for leaf area expansion, development of photosynthetic apparatus and chloroplast ultrastructure of *Cucumis sativus* grown under weak light. *Photosynthetica* 53(2): 213-222.
105. Yang Y., Riina R., Morawetz J. J., Haevermans T., Aubriot X. 2012. Molecular phylogenetics and classification of *Euphorbia* subgenus *Chamaesyce*: a group with high diversity in photosynthetic systems and growth forms. *Taxon*, 61: 764-789.
106. Zheng L., Van Labeke M. C. 2017. Long-term effects of red and blue light emitting diodes on leaf anatomy and photosynthetic efficiency of three ornamental pot plants. *Front. Plant Sci.* 8: 917.

Źródła internetowe:

1. Cecot A. Pod Osłonami 2015. <https://www.podoslonami.pl/poinsecje-blizniacze-i-jesienne/> [dostęp: 29.01.2020].
2. Greenhouse Grower 2000. <https://www.greenhousegrower.com/varieties/petunia-finished-production-tips/> [dostęp: 8.05.2019].

Źródła fotografii:

1. <https://www.schaeferwholesaleplantgrower.com/wp-content/uploads/2019/10/P1010001-600x450.jpg> [dostęp: 29.01.2020].
2. <https://www.420ledguide.com/wp-content/uploads/2019/08/EMSpectrumcolor-640x440.jpg> [dostęp: 29.01.2020].
3. Pareek S., Sagar N. A., Sharma S., Kumar V., Agarwal T., González-Aguilar G. A., Yahia E. M. 2017. Chlorophylls: Chemistry and Biological Functions. Fruit and Vegetable Phytochemicals: Chemistry and Human Health, 2(1): 269-284.
4. <https://www.eneltec-led.com/sites/default/files/images/news/20141105/Panasonic-vegetable-plants-enabled-LED-plant-lighting.jpg> [dostęp: 29.01.2020].
5. Fotografia własna.
6. Fotografia własna.
7. https://www.static2.olympus-lifescience.com/data/Image/museum/micro/1994_01/images/img_01.jpg [dostęp: 28.03.2020].
8. Fotografia autorstwa dr hab. Agaty Jędrzejuk.
9. Fotografia autorstwa dr hab. Agaty Jędrzejuk.
10. Fotografia autorstwa dr hab. Agaty Jędrzejuk.
11. Fotografia autorstwa dr hab. Agaty Jędrzejuk.

Wyrażam zgodę na udostępnienie mojej pracy w czytelniach Biblioteki SGGW w tym w
Archiwum Prac Dyplomowych SGGW

.....
(czytelny podpis autora pracy)

